

NAP
EDITIONS

Denis Michez
Pierre Rasmont
Michaël Terzo
Nicolas J. Vereecken

ABEILLES D'EUROPE

Hyménoptères d'Europe

ABEILLES D'EUROPE

Denis MICHEZ
Pierre RASMONT
Michaël TERZO
Nicolas J. VEREECKEN

Ce guide constitue le premier volume d'une série sur les Hyménoptères d'Europe. Dans sa première partie une présentation générale est proposée sur leur morphologie, leur écologie, leur évolution et les méthodes pour établir une collection de spécimens. Nous proposons aussi une clé de détermination pour l'ensemble des super-famille recensées sur le continent européen.

Le guide développe ensuite une synthèse des connaissances sur abeilles sauvages d'Europe et des régions limitrophes, en tenant compte des dernières avancées scientifiques. Cette diversité se décline en plus de 2000 espèces réparties en 77 genres sur tout le territoire couvert par cet ouvrage.

L'ouvrage aborde tout d'abord la biologie, la morphologie, l'écologie et la conservation des abeilles sauvages d'Europe. Il propose ensuite, pour la première fois, une clé d'identification illustrée des 77 genres, ainsi qu'un inventaire exhaustif des espèces et une description complète d'abeilles sauvages représentatives au sein de chaque genre (morphologie, écologie, distribution).

**Un guide de référence complet accessible
aux non-spécialistes à emporter partout
pour découvrir l'étonnante diversité
de ces pollinisateurs indispensables !**

Remerciements à
Sophie Dufour, Michel Herlant,
Virginie et Uwe Otto

NAP
EDITIONS

ISBN 978-2-913688-21-6



00 €

NAP
EDITIONS

Textes :

DENIS MICHEZ
PIERRE RASMONT
MICHAËL TERZO
NICOLAS J. VEREECKEN

Illustrations :

MICHAËL TERZO

Maquette et conception graphique :

N.A.P

© N.A.P Editions, 2019

Tous droits réservés. En application de la loi du 11 mars 1957, il est interdit de reproduire intégralement ou partiellement le présent ouvrage, sur quelque support que ce soit, notamment par photocopie ou microfilm, sans autorisation écrite de l'Editeur.

ISBN 978-2-913688-33-9
Dépôt légal : septembre 2019

Denis Michez
Pierre Rasmont
Michaël Terzo
Nicolas J. Vereecken

Hyménoptères d'Europe
Volume I

ABEILLES
D'EUROPE

Avant-propos à faire

Remerciements
auteurs à faire

QU'EST-CE QU'UN HYMÉNOPTÈRE ?

Généralités

Connus des hommes depuis la nuit des temps (il existe en Espagne des peintures rupestres datant de 7000 ans montrant la récolte du miel, Fig. 1), les Hyménoptères ont à la fois une bonne image populaire personnifiant le courage et le travail (abeilles et fourmis) et une autre, plus mauvaise, en raison de la crainte qu'ils inspirent (guêpes et frelons). Les Hyménoptères représentent probablement l'ordre d'insectes qui a le rôle écologique le plus important et le plus diversifié. Intervenant sur plusieurs niveaux trophiques des écosystèmes, les Hyménoptères y jouent un rôle indispensable en tant que phytophages (symphytes, sauf Orussidae), régulateurs des populations d'arthropodes par parasitisme (Ichneumonidae, Braconidae, Chalcidoidea...) ou prédation (Pompilidae, Formicidae, Sphecidae, Vespidae...) ou encore pollinisateurs (Apoidea apiformes en majeure partie). Véritables ingénieurs des écosystèmes naturels et anthropisés, certaines espèces d'Hyménoptères sont manipulées par l'homme pour assurer la pollinisation des plantes cultivées ou la régulation des populations de ravageurs. Les premiers exemples de lutte biologique par utilisation d'ennemis naturels datent du XIII^e siècle en Chine, où des nids de fourmis (*Oecophylla smaragdina*) étaient amenés dans les champs d'agrumes pour lutter contre les ennemis de ces plantes. De même, les Yéménites avaient des pratiques similaires pour lutter contre les ravageurs des palmiers.

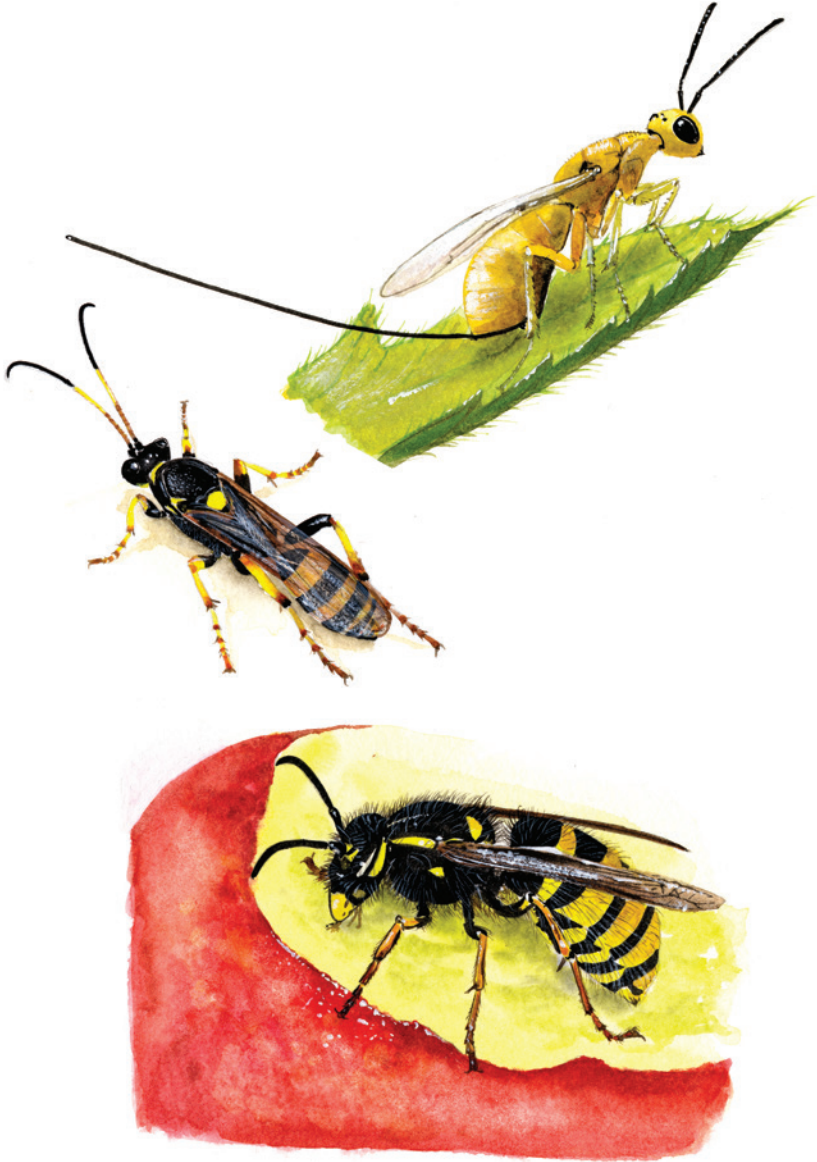


Fig. 1. - Peinture néolithique rupestre de la Cueva de la Araña (Espagne, Valence ; -7000 av. J.-C.) représentant la « cueillette » du miel par une silhouette féminine.

Plusieurs groupes d'Hyménoptères font partie des insectes les plus « populaires ». Guêpes, fourmis, abeilles ou bourdons sont parmi les premiers insectes que les enfants apprennent à reconnaître (Fig. 2). Cependant leurs liens de parenté, leurs caractéristiques communes demeurent mal connus. Par exemple, peu de gens savent que guêpes et abeilles sont des groupes relativement proches.



Fig. 2. - Quelques représentants de la diversité des Hyménoptères : Abeille mellifère (*Apis mellifera*, longueur = 1,2 cm) ; Symphyte (*Arge pagana*, longueur = 1 cm) ; Fourmi (*Formica rufa*, longueur = 1 cm).



Chalcidien (*Megastigmus aculeatus*, longueur = 0,3 cm) ;
Ichneumon (*Ichneumon xanthorius*) ; Vespidae (*Vespula vulgaris*).
Illustrations de Gilbert Hodebert

Les Hyménoptères peuvent être définis de la façon suivante. Ce sont des insectes à métamorphose complète (holométaboles) à l'instar des Coléoptères et des Lépidoptères (Gauld et Bolton 1988 ; Goulet et Huber 1993). Ils ont en conséquence des stades larvaires et un stade nymphal morphologiquement et biologiquement différents du stade adulte. Les larves d'Hyménoptères sont de deux types : (a) celles des Symphyta (au moins pour les espèces exophytiques) sont éruciformes et ressemblent à des chenilles de papillons ; (b) celles des Apocrita sont apodes, peu caractéristiques et difficiles à identifier. Les adultes (imagos) se distinguent des autres insectes holométaboles par leurs pièces buccales broyeuses-lècheuses et leurs deux paires d'ailes membraneuses (absence d'élytres), sans écailles, pourvues d'un nombre modéré ou faible de nervures et reliées entre elles par un système de couplage particulier (hamules). Plus précisément, les Hyménoptères adultes présentent les caractères suivants :

1) Les pièces buccales sont mandibulées (Fig. 4) ; les parties basales du labium et des maxilles sont proches et présentent un pli transversal à leur tiers basal, ce qui donne une allure caractéristique aux pièces buccales en vue latérale : le complexe maxillo-labial peut se replier sous la tête sous l'action de muscles rétracteurs ou au contraire être étendu vers l'avant entre les mandibules comme chez de nombreuses abeilles. Le labium des Hyménoptères n'est pas attaché directement sur la tête comme chez les autres insectes mandibulés mais rattaché latéralement aux maxilles.

2) Les antennes sont nettement visibles, avec neuf segments ou plus, quelquefois les derniers sont plus ou moins soudés en une massue qui apparaît formée de plusieurs segments (Fig. 5).

3) La grande majorité des espèces présente deux paires d'ailes membraneuses, dépourvues d'écailles ou de dense pilosité. L'aile antérieure est plus grande que l'aile postérieure. Les deux ailes sont couplées par un système constitué d'une part des hamules (petits crochets de l'aile postérieure) et d'autre part d'un pli sclérifié du bord postérieur de l'aile antérieure sur lequel s'accrochent les hamules (Fig. 6). De nombreuses espèces d'Hyménoptères sont cependant aptères, chez les deux sexes ou chez un seul, tandis que d'autres sont brachyptères : souvent de petite taille, elles ont des ailes fortement réduites ou simplifiées. En général, les ailes d'Hyménoptères possèdent quatre nervures longitudinales (plus rarement cinq ou six), mais cette nervation longitudinale est parfois difficilement visible en raison de la présence de nervures transverses dans la partie centrale de l'aile. L'intersection de ces nervures délimite des cellules alaires, en nombre variable selon les taxons. Chez les espèces de petite taille, le nombre de nervures est souvent réduit (une ou deux visibles).

4) L'ovipositeur est de type lépismatique, rappelant la structure observée chez les poissons d'argent (Thysanoptères : Lepismatidae). L'ovipositeur (valvules 1 et 2) est articulé sur les valvifères (Fig. 7). Deux paires de muscles provoquent sa rotation vers le bas pour lui permettre de s'enfoncer verticalement dans les substrats. Au repos, l'ovipositeur remonte sous l'action d'une autre paire de muscles et il est protégé par les fourreaux (valvules 3). Chez les Hyménoptères Aculeata, cet ovipositeur est transformé en dard, ce qui explique pourquoi seules les femelles sont susceptibles de piquer. La ponte se fait alors par un autre orifice à la base de l'appareil vulnérant.

D'un point de vue génétique, les Hyménoptères se caractérisent par un déterminisme du sexe haplo-diploïde. Dans le système haplo-diploïde, la femelle peut pondre deux types d'œufs : 1) des œufs diploïdes à 2n chromosomes issus d'une reproduction sexuée, c'est-à-dire avec fécondation de l'ovule (n chromosomes) par un spermatozoïde

(n chromosomes) (comme c'est le cas chez l'espèce humaine) ; ces œufs produiront des femelles ; 2) des œufs haploïdes (à n chromosomes), issus d'ovules non fécondés, qui produiront des mâles. Les femelles sont donc hétérozygotes (A_1A_2) alors que les mâles sont hémizygotes (A_1 ou A_2) pour le gène ou au moins l'un des gènes qui, selon les espèces, interviennent dans le déterminisme du sexe (Heimpel & De Boer 2008). Contrairement à l'espèce humaine, le sexe de la descendance d'un Hyménoptère n'est pas le fruit du hasard. C'est la femelle qui décide si l'ovule sera fécondé en libérant ou non au moment de la ponte un des spermatozoïdes stockés dans sa spermathèque. Elle contrôle donc la proportion de mâles produite. Certaines espèces d'Hyménoptères parasitoïdes choisissent ainsi de pondre des œufs femelles dans des hôtes de grande taille et des œufs mâles dans des hôtes de plus petite taille (les mâles, plus petits, ayant souvent besoin de moins de nourriture que les femelles pour se développer). De même les abeilles solitaires vont réaliser des réserves de pollen plus petites pour les larves mâles. Elles vont aussi pondre les œufs femelles au fond de leur terrier et les œufs mâles plus près de l'entrée ; les mâles plus précoces libéreront ainsi l'extrémité de la galerie avant que les femelles, au développement plus long, ne deviennent adultes. Un autre avantage de ce mode de reproduction est l'élimination de mutations délétères récessives : le mâle étant haploïde, il les exprime et en meurt ; il ne peut en conséquence les transmettre aux générations suivantes. Ce type de déterminisme du sexe se rencontre chez d'autres ordres d'insectes (Thysanoptères et Coléoptères) et il existe quelques rares exceptions chez les Hyménoptères (on connaît des mâles diploïdes, par exemple chez les bourdons). De plus, certaines espèces d'Hyménoptères (certains Cynipidae, Ichneumonidae...) se reproduisent, au moins pour une partie de leur cycle, par parthénogenèse thélytoque. Dans ce cas, les femelles produisent des œufs diploïdes, donc une descendance exclusivement femelle, sans intervention de reproduction sexuée par des mâles. Comme chez les pucerons, cette descendance est donc constituée de clones génétiquement identiques.

Morphologie des imagos

La morphologie des Hyménoptères est un domaine relativement difficile et de nombreux articles scientifiques ont été rédigés à ce sujet. Les interprétations diverses et controversées y sont fréquentes, et la terminologie est souvent différente d'un groupe taxonomique à l'autre, d'un auteur à l'autre ou d'une période à une autre, rendant ainsi les comparaisons difficiles. Nous essayons dans les paragraphes ci-dessous d'utiliser une terminologie récente, largement employée par les auteurs actuels, en citant autant que possible les principales terminologies alternatives pour les pièces décrites. Nous nous sommes inspirés principalement des travaux Gauld & Bolton (1988), Nichols (1989), Hölldobler & Wilson (1990), Goulet & Huber (1993), Gordh & Headrick (2001), Viitasari (2002), Michener (2007) et Quicke (2015). Un glossaire des termes utilisés pour décrire la morphologie des Hyménoptères et une bibliographie exhaustive sur le sujet sont par ailleurs accessibles sur HAO portal (2014). On trouve également un glossaire pour les Hyménoptères sur « Antbase » (Agosti & Johnson 2005).

La structure du corps d'un Hyménoptère est classique. Comme chez les autres insectes, le corps comprend trois grandes parties, appelées tagmes : la tête, le thorax (nous verrons qu'il correspond chez beaucoup d'Hyménoptères à un tagme composite) et l'abdomen (appelé aussi gaster ou gastre) (Fig. 3). La tête porte les antennes, les yeux, les ocelles et les pièces buccales. Les deux paires d'ailes et les trois paires de pattes sont

attachées au thorax. L'abdomen porte, à son extrémité, les pièces génitales. Les différentes pièces chitinisées qui composent les tagmes et qui sont séparées par des sutures ou des membranes sont appelées sclérites. Les préfixes pro-, meso-, meta- servent à désigner la position, antérieure, médiane, ou postérieure d'un tagme, d'un sclérite ou d'un appendice. Enfin, le terme habitus désigne l'aspect général du corps de l'insecte.

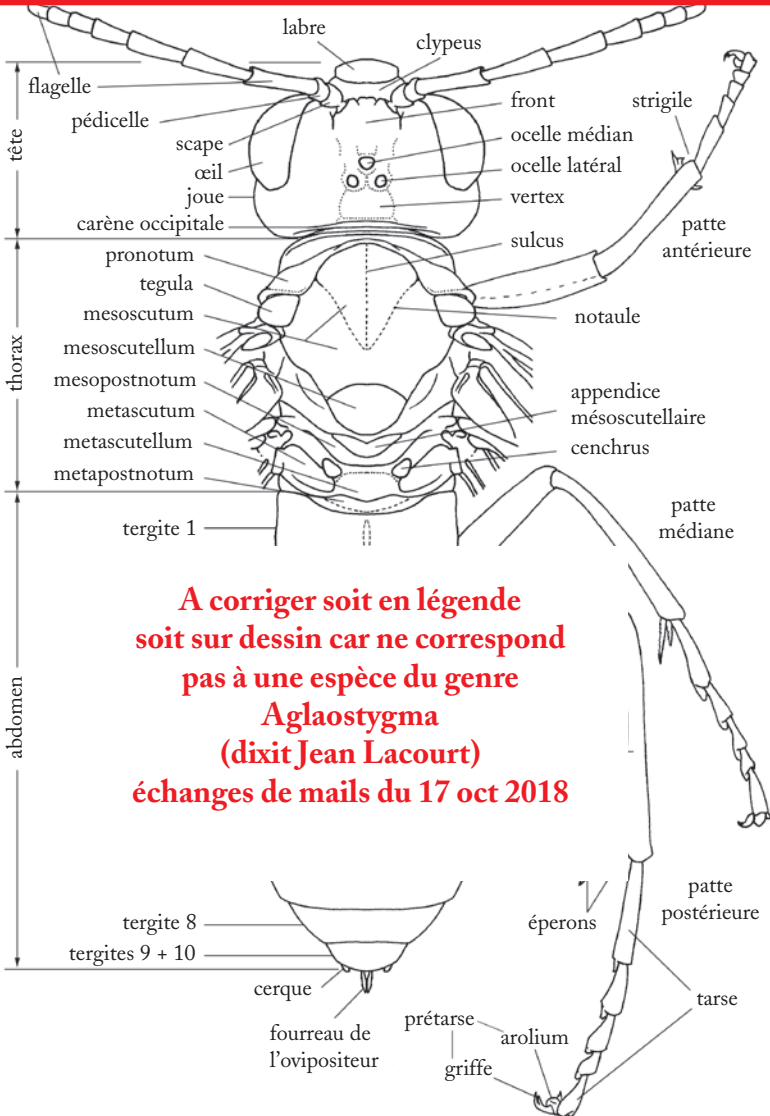


Fig. 5a

Généralités hyménoptères

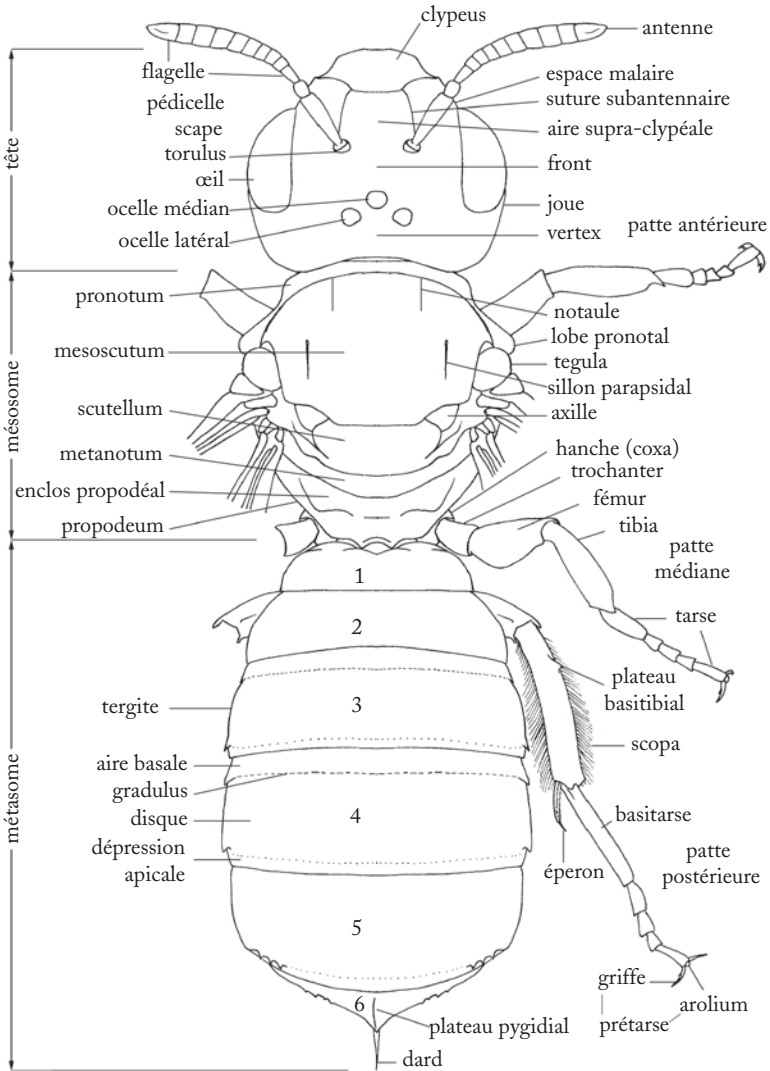


Fig. 3b

Fig. 3 a-b. - Morphologie générale d'Hyménoptère en vue dorsale. A gauche, symphyte femelle (sans taille de guêpe), *Aglaostigma quattuordecimpunctatum* (Tenthredinidae).

A droite, abeille femelle (avec taille de guêpe), *Ceratina gravidula* (Apidae).

La tête (*prosoma*)

La tête est la partie antérieure du corps de l'insecte. Elle est classiquement constituée d'une capsule céphalique, ressemblant le plus souvent à un parallélogramme rectangle orienté verticalement (Fig. 4). Les pièces buccales sont insérées ventralement (tête hypognathe ou orthognathe). Cependant chez quelques Hyménoptères, la tête est dite prognathe (ex : nombreux Berthylidae et certains Formicidae) lorsque les pièces buccales sont dirigées vers l'avant du corps de l'insecte. La tête est reliée au reste du corps par l'intermédiaire des propleures du prothorax (1^e segment thoracique) qui s'articulent sur le foramen occipital (ou foramen magnum), un orifice à l'arrière de la capsule céphalique par où passent nerfs, vaisseaux et tube digestif.

La capsule céphalique

La capsule céphalique en vue antérieure est constituée de la face qui s'étend de l'ocelle médian à la cavité orale et occupe l'espace situé entre les deux yeux composés. La face (s.l.) est grossièrement subdivisée en deux grandes parties : (i) le front, situé entre l'ocelle médian et le bord ventral des cavités antennaires (toruli), (ii) la face (s.s.) ou face inférieure, située entre le bord ventral des toruli et le bord ventral du clypeus ; ce dernier est un sclérite médian qui recouvre antérieurement la base des pièces buccales. La partie médiane de la face inférieure, ou aire supraclypéale, est limitée ventralement par le clypeus et parfois aussi latéralement par les sutures subantennaires, sillons reliant la base des toruli au clypeus (cf. Fig. 3 chez l'abeille). Le clypeus est parfois délimité latéralement et dorsalement par un sillon épistomal (sillon frontoclypéal). Les fossettes tentoriales antérieures, parfois difficiles à voir, sont situées aux angles dorsolatéraux du clypeus. Elles marquent l'invagination des bras antérieurs du tentorium, sorte de squelette interne en forme de H qui assure la rigidité de la capsule céphalique. Ces fossettes marquent la limite entre le clypeus et l'aire supraclypéale lorsque le sillon épistomal est peu marqué. La zone de la face inférieure bordant latéralement les yeux est appelée aire paraclypéale.

La partie dorsale de la tête située entre les bords dorsaux des yeux et incluant les ocelles est appelé le vertex. Le vertex est délimité postérieurement par la carène occipitale. Si celle-ci n'est pas visible, le vertex est alors délimité par une ligne imaginaire reliant les yeux et passant par le bord postérieur des ocelles latéraux.

La partie postérieure de la tête est subdivisée en cinq zones : l'occiput, le postocciput, la postgena, la joue (ou gena) et l'hypostome. L'occiput est la zone comprise entre la carène occipitale (quand elle est présente) et le sillon (ou carène) postoccipital(e). La partie ventrale située entre ces deux carènes (ou sillons) constitue la postgena. Le postocciput est une pièce, en forme de fer à cheval, située entre le sillon postoccipital et le foramen occipital. La joue est la zone située sous et en arrière de l'œil. Elle est délimitée vers l'arrière par la carène occipitale et vers l'avant par une ligne imaginaire rejoignant la base de l'œil et l'articulation antérieure des mandibules. La partie ventrale de la joue passant sous l'œil est appelée espace malaire ; sa largeur est celle de la mandibule à sa base. L'espace malaire porte fréquemment une suture : le sillon malaire, qui s'étend du bord de l'œil au bord de la cavité orale, près de l'articulation antérieure des mandibules. La distance malaire est la distance minimale qui sépare l'œil du bord de la cavité orale ; le rapport entre cette distance et la hauteur de l'œil ou la largeur de la mandibule à sa base permet de distinguer certaines espèces d'Hyménoptères. Enfin, l'hypostome est

un sclérite étroit bordant la cavité orale postérieurement et séparé de la joue et de la postgena par la carène hypostomale.

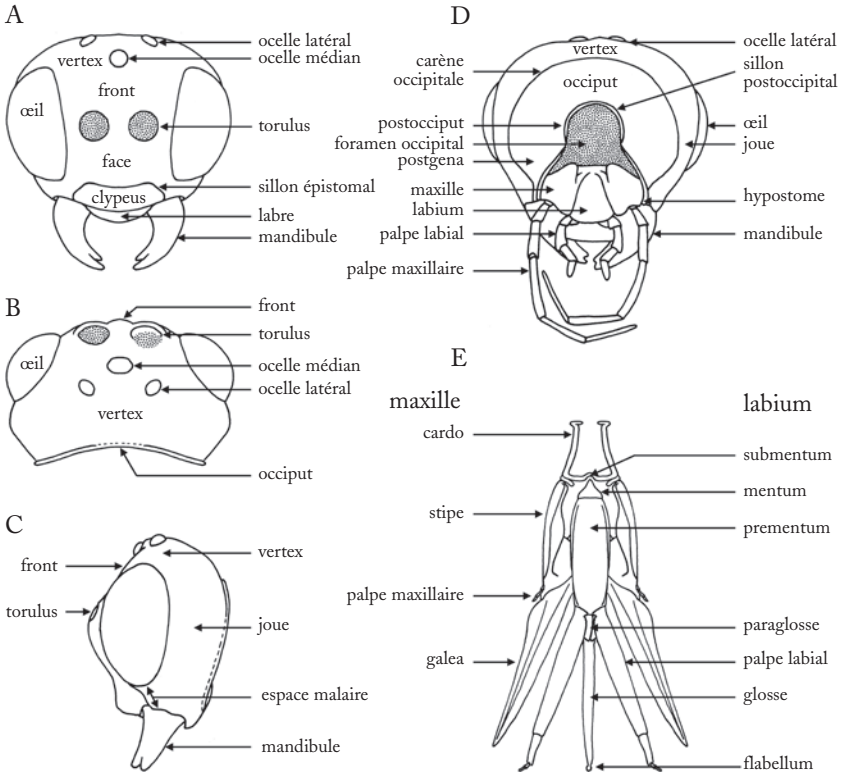


Fig. 4. - Tête et pièces buccales. A-D Braconidae : A, vue faciale ; B, vue dorsale ; C, vue latérale ; D, vue dorsale avec les pièces buccales déployées. E, maxilles et labium d'abeille mellifère.

Les yeux et les ocelles

Les yeux composés des Hyménoptères sont largement développés et occupent la majeure partie des côtés de la tête. Ils sont, comme chez les autres insectes, constitués d'ommatidies juxtaposées et permettent une vision de qualité. Chez quelques espèces dont les adultes sont endogés (certaines fourmis) ou endophytes (ex : mâles d'Agonidae dans les figes), les yeux peuvent être réduits et parfois absents. Au contraire, chez les espèces nocturnes (ex : Ichneumonidae Ophioninae) ils sont extrêmement développés. Les ocelles, au sommet de la tête, sont en général au nombre de trois, un médian (antérieur) et deux latéraux (postérieurs), parfois réduits au seul ocellé médian ou, au contraire, de très grande taille chez les espèces nocturnes.

Les pièces buccales

Les pièces buccales des Hyménoptères sont de type mandibulé. D'avant en arrière, elles comprennent en général (Fig. 4) :

1) un labre, plat et sclérifié, qui peut être individualisé et visible, ou plus ou moins soudé au-dessous du clypeus ;

2) deux mandibules bien développées portant en général une ou plusieurs dents, ou parfois spatulées et courbées vers l'extérieur (mandibules exodontes, par exemple chez les Vanhorniidae et les Braconidae Alysiinae). Elles peuvent parfois porter une extension ventrale en forme de lame portant des lamelles, comme chez les Agaonidae ;

3) deux maxilles portant des palpes maxillaires segmentés et en général peu développés sauf chez certains aculéates et notamment les abeilles. Les maxilles sont fermement liées au labium par des membranes. Chaque maxille est subdivisée en une pièce basale appelée cardo, qui s'articule avec une expansion de l'hypostome, et un stipe articulé basalement avec l'extrémité du cardo et portant un palpe maxillaire subdivisé en articles (palpomères). Le nombre de palpomères est ancestralement de six mais est souvent réduit à quatre voire trois articles. Chez les apoïdes (abeilles et guêpes fouisseuses), la maxille se prolonge par une lamelle appelée galea, articulée à l'extrémité du stipe et formant un étui qui protège l'extrémité du labium ;

4) un labium subdivisé en cinq parties plus ou moins sclérifiées suivant les groupes d'Hyménoptères : le submentum (petite plaque sclérifiée et aplatie) ; le mentum (membraneux chez les symphytes), le prementum, la glosse et une paire de paraglosses qui forment la ligule. Chez les abeilles, la glosse porte à son extrémité une petite dilatation appelée flabellum. Le labium porte une paire de palpes labiaux composés en général de 3-4 articles (palpomères), parfois moins.

Les antennes

La tête des Hyménoptères porte une paire d'antennes, parfois extrêmement longues, qui sont des appendices articulés. L'antenne est constituée de trois parties fondamentales possédant une musculature interne: le scape, le pédicelle et le flagelle (Fig. 5). Le scape est le premier article antennaire, il est souvent allongé et peut porter des glandes. Il s'insère sur la tête, en général sur le front, dans une cavité antennaire appelé torulus (ou alveolus). L'insertion se fait par l'intermédiaire d'une pièce plus ou moins longue appelée la radicule, qui n'est pas comptée comme un article mais apparaît parfois nettement séparée du scape par une constriction. Le scape est parfois cylindrique et allongé (ex : Formicidae, Chalcidoidea). Lorsque le reste de l'antenne est situé à angle droit par rapport au scape, l'antenne est dite géniculée (coudée). Après le scape, le pédicelle est un segment généralement plus court, parfois conique ; il est suivi du flagelle (flagellum) composé d'un nombre variable d'articles (appelés flagellomères), au nombre de 1 jusque 90. Ces articles, fréquemment cylindriques, peuvent avoir des formes variées et portent parfois des expansions (antennes pectinées). Chez plusieurs groupes d'Hyménoptères, les deux ou trois premiers articles du flagelle ont la forme d'un mince anneau ; on les appelle alors anellus (plu. anelli). Les derniers articles du flagelle peuvent former une massue (clava) (Fig. 5). Dans ce cas, les articles précédant la massue forment le funicule et sont donc appelés articles funiculaires. Les flagellomères portent des organes sensoriels (sensilles, soies, pores) qui jouent surtout un rôle dans la perception des odeurs et sont donc impliqués dans la chémoréception. Chez les Hyménoptères, la forme et l'ornementation des antennes est variable. La forme, les dimensions relatives et le nombre des articles antennaires, comme la disposition et la forme des sensilles et des soies qu'ils portent,

sont souvent utilisées pour discriminer les espèces. Le nombre des flagellomères est en général caractéristique de familles ou de groupes particuliers. Ainsi, les mâles d'aculéates possèdent généralement 11 flagellomères alors que les femelles en ont seulement 10.

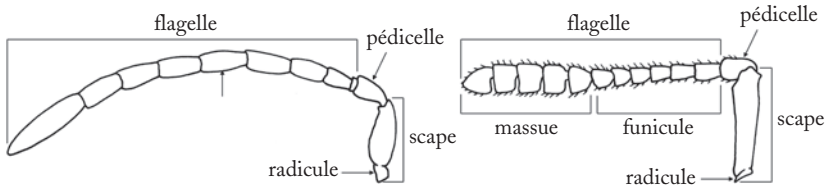


Fig. 5. - Antennes. A, Eupelmidae ; B, Diapriidae.

Il existe différents types de sensilles sur l'antenne des Hyménoptères dont les fonctions sont variées. Les sensilles jouent un rôle fondamental en permettant à l'insecte de percevoir des stimuli physiques (température, humidité), chimiques (molécules odorantes) ou tactiles. Ceux-ci sont impliqués dans la recherche de la plante-hôte ou de l'insecte hôte, la reconnaissance de la source de nourriture et de l'habitat correspondant, comme dans les comportements de reproduction ou dans l'oviposition, que celle-ci se fasse dans des tissus végétaux ou animaux. L'antenne des Hyménoptères peut aussi porter des glandes exocrines (par exemple chez les *Platygastridae Scelioninae*) et des tyloïdes, structures indéfinies (zones aplaties, carènes...) fréquemment observées chez les *Platygastrides* ainsi que les mâles d'*Ichneumonides* et de *Braconides*.

Mesosoma

Structure du mesosoma

Chez la majorité des Hyménoptères (groupe des apocrites), le « thorax » est caractérisé par la fusion des trois segments thoraciques (prothorax, mésothorax et métathorax) et du premier segment abdominal (propodeum). Cette structure composite est en conséquence appelée mesosoma ou mésosome (littéralement partie médiane du corps) pour montrer qu'elle n'est pas un tagme purement thoracique. Le mésosome est le segment le plus développé. Il contient les muscles du vol et de la marche. Le second segment abdominal est donc le premier segment du gastre ou métasome. Il a souvent la forme d'un anneau ou d'un tube, ou il est nettement rétréci vers l'avant, de sorte qu'il existe un net étranglement entre mésosome et métasome, qui confère aux apocrites la fameuse « taille de guêpe » qui les caractérise (Fig. 3).

Chez les Hyménoptères non apocrites (*Symphyta* ou *symphytes*), le premier segment abdominal est similaire aux autres segments et fait partie intégrante de l'abdomen ; il n'existe pas de constriction notable entre le premier et le second segment de l'abdomen et le thorax est constitué exclusivement d'éléments thoraciques.

Chaque segment du mésosome est schématiquement constitué d'une partie dorsale (notum), d'une partie ventrale (sternum) et de deux parties latérales ou pleures (pleuron, pleura au pluriel). Chacun porte ventralement une paire de pattes et les deux derniers portent les ailes. Les notums et les pleures sont parfois subdivisés en sclérites de plus ou moins grande taille. D'avant en arrière, un notum est ainsi généralement subdivisé en un scutum, un scutellum et un postnotum. Le sternum est en général réduit et non divisé, invaginé ventralement et représenté entre les pattes par une fine ligne médiane. Les sclérites

du mésosome sont souvent subdivisés par des sillons et des crêtes qui portent des noms différents suivant les groupes taxonomiques d'Hyménoptères, ce qui introduit de la confusion.

Le pronotum est non divisé, il présente parfois une ou plusieurs carènes transversales qui bordent sa marge antérieure et peuvent être des éléments diagnostiques pour identifier des genres ou des sous-familles. Son extrémité postéro-dorsale s'étend plus ou moins vers l'arrière ; chez les Apoidea, elle porte une extension arrondie, appelée lobe pronotal (Fig. 3). Le mesonotum est divisé en un mesoscutum antérieur et un scutellum (ou mesoscutellum) postérieur. Chez les symphytes seulement, le mesopostnotum est visible latéralement, en arrière du scutellum. La ligne (parfois articulée) qui sépare le mesoscutum du scutellum est appelée sillon transcutal (sillon scutoscutellaire ou sillon préscutal) ; elle est présente chez beaucoup d'apocrites, mais absente ou incomplète chez quelques groupes d'Hyménoptères aptères, certains Cynipidae, Proctotrupidae et Ichneumonoidea. Le mesoscutum présente fréquemment une paire de sillons longitudinaux sublataux plus ou moins marqués et profonds, appelés notaules (notauli), qui convergent vers l'arrière ; ils divisent le mesoscutum en trois parties : le lobe médian et deux lobes latéraux appelés scapules (scapula ou lobes mésoscutaux latéraux). Plus rarement, par exemple chez certains groupes de symphytes, le lobe médian porte un sillon sagittal marqué (sulcus ou sillon mésoscutal médian), qui sépare deux lobes mésoscutaux médians. Des sillons longitudinaux supplémentaires (sillons parapsidaux ou lignes parapsidales) peuvent être présents, par exemple chez les Orussidae, les Cynipidae et les Apoidea. L'insertion de l'aile est protégée par un petit sclérite en forme d'écaille appelé tegula. Une paire de sclérites triangulaires (axilles ou axillae) sépare latéralement le scutellum du sillon transcutal, en arrière des tegulae. Le metanotum n'est pas divisé chez les apocrites mais est subdivisé en un metascutum, un metascutellum et un metapostnotum chez les symphytes. Le metapostnotum, bien que petit, est distinct extérieurement chez la plupart des symphytes mais il est fusionné avec d'autres sclérites ou invaginé chez les apocrites. Chez de nombreux symphytes enfin, les cenchri sont une paire de petits lobes latéraux, circulaires ou ovales, situés à l'avant du metascutum et servant à maintenir les ailes le long du corps au repos.

Les propleures ne sont pas subdivisées et occupent la partie latéro-ventrale du mesosoma en arrière de la tête. Elles sont en général connectées au pronotum par une zone de flexibilité (sorte de cou). La mésopleure est la pleure la plus développée du thorax. Elle est couramment subdivisée en un mesopleuron antérieur et un mesepisternum postérieur : division parfois peu visible chez certains apocrites. Les pleures montrent une région ventrale, délimitée fréquemment chez les symphytes par un changement de sculpture ou un pli, appelée pectus. La métapleure est en général petite et peut être subdivisée de la même façon que la mésopleure.

Le prosternum est un sclérite ventral situé entre les propleures. Le mesosternum est seulement visible chez les Xyelidae ; il se présente sous la forme d'un sillon médian chez les autres Hyménoptères. De même, le metasternum est généralement invaginé et donc invisible. Le terme de metasternum est toutefois fréquemment utilisé pour désigner la face ventrale du métathorax.

Les ailes

Les Hyménoptères portent généralement deux paires d'ailes (Fig. 6). Lorsque les ailes sont présentes, la première paire est insérée sur le mésothorax et la seconde sur le métathorax. Les représentants (femelles le plus souvent) d'un certain nombre d'espèces

(Formicidae, Mutillidae, Cynipidae...) ont perdu leurs ailes et sont devenus aptères. Cette aptérie est souvent associée à une fusion partielle ou totale des pièces du mesosoma.

Les ailes sont en général parcourues par un réseau de nervures peu nombreuses caractéristiques et par un certain nombre de plis plus ou moins marqués. Les nervures sont longitudinales ou transversales. Elles délimitent souvent des cellules, zones membranaires entourées de nervures. Cette nervation comprend de nombreux caractères importants pour l'identification tant des familles et des sous-familles que pour discriminer les espèces (proportion et forme des nervures et cellules). Plusieurs systèmes de nomenclature des nervures et des cellules des ailes ont été utilisés au cours du temps (Jurine, Comstock-Needham ou Roher-Gahan pour ne citer que les plus connus). Un problème de la nomenclature des nervures chez les Hyménoptères est que l'homologie avec la nervation des autres insectes n'est pas finalisée, et que certains auteurs ont proposé des nomenclatures différentes de celles décrites ici.

Il faut souligner par ailleurs que les hyménoptéristes travaillant sur les Apoidea, les Vespoidea et les Chrysoidea préfèrent un système plus traditionnel de dénomination des nervures. Une des raisons évoquées pour l'utilisation de ce système différent est qu'il est souvent impossible de déterminer l'origine réelle des cellules alaires. En conséquence, il devient impossible de nommer les cellules précisément et l'utilisation de la dénomination « submarginale » est plus pratique que des terminologies spécifiques.

Le système de nomenclature des nervures et cellules de l'aile des Hyménoptères proposé dans cet ouvrage est basé sur celui proposé par Comstock-Needham. Il reconnaît 8 nervures longitudinales majeures désignées par une initiale en majuscule. D'avant en arrière : la costale (C), la sous-costale (Sc), la radiale (R), la médiale (M), la cubitale (Cu) et trois nervures anales (1A, 2A, 3A) (Fig. 6). Chez certains symphytes et apoïdes, on peut aussi voir une courte nervure jugale (J) sur l'aile postérieure. La membrane de l'aile postérieure peut être incisée postérieurement à la base, délimitant un lobe jugal séparé par un pli du reste de l'aile.

La nervation ancestrale d'un insecte comporte en général deux branches pour chaque nervure, une branche antérieure et une branche postérieure. Chez tous les Hyménoptères la branche postérieure a été perdue au cours du temps, sauf pour la nervure radiale (R). Dans ce cas la branche antérieure est dénommée radius (R1) et la branche postérieure secteur radial (Rs). Dans le cas où une nervure se ramifie, on donne classiquement à la branche antérieure le suffixe 1, puis 2, 3, etc. aux branches postérieures.

L'intersection des nervures longitudinales par des nervures transversales délimite des segments de nervures longitudinales appelés abscisses. En conséquence, une nervure longitudinale connectée à deux nervures transverses possède trois abscisses. Celles-ci peuvent être numérotées depuis la base de l'aile vers l'apex sont alors codées 1-N, 2-N, 3-N, N étant le nom de la nervure considérée. Ainsi, les abscisses de la nervure cubitale se dénomment 1-Cu, 2-Cu, 3-Cu, etc. Il est important de signaler ici que les abscisses peuvent ne pas être homologues d'une espèce à une autre.

Lorsque deux nervures sont fusionnées sur la totalité ou une partie de leur longueur, le code donné à la partie fusionnée est formé des codes des deux nervures séparés par +. Par exemple, la portion fusionnée de la branche postérieure de la nervure radiale (Rs) et de la nervure médiale (M) se code Rs+M. Parfois les nervures peuvent fusionner bout à bout et il est donc impossible de savoir où se termine la première et où commence la seconde. Dans ce cas on utilise le séparateur &, ainsi chez les Braconidae la première abscisse Rs+M devient Rs&M.

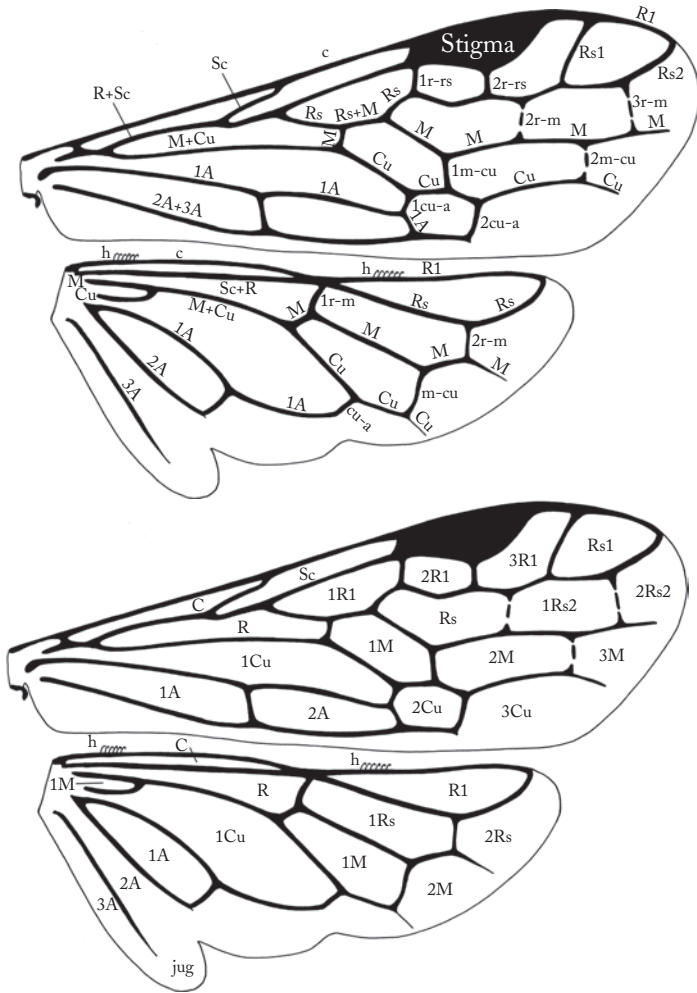


Fig. 6. - Nomenclature classique pour les nervures et les cellules des ailes d'Hyménoptères (Symphyta). **A, Nervures. Nervures longitudinales.** A = anale ; 1A = première anale ; C = costale ; Cu = cubitale ; M = médiale ; M+Cu = tronc commun résultant de la fusion de M et Cu ; R = radiale ; R1 = radius ; Rs = secteur radial ; Rs1 : première branche du secteur radial ; Sc = sous-costale. **Nervures transverses.** A = anale ; 1cu-a = 1^{er} nervure cubito-anale (= nervulus de l'ancienne nomenclature) ; 1m-cu = 1^{re} nervure médio-cubitale (= nervure récurrente de l'ancienne nomenclature) ; 2r-m = 2^e nervure radio-médiale (1^{er} intercubitus de l'ancienne nomenclature) ; 2r-rs (r) = 2^e nervure radio-radiale ; Pt = ptérostigma. **B, Cellules.** A = anale ; C = costale ; Cu = cubitale ; M = médiale ; R = radiale ; Rs = secteur radial ; h = hamules ; jug = lobe jugal.

Les nervures transversales sont généralement nommées par les lettres (en minuscules) codant les nervures longitudinales qu'elles relient, en commençant par la nervure antérieure et en séparant les deux codes par un tiret. Ainsi une nervure transversale reliant la radiale (R) et la médiale (M) est dénommée r-m. Quand plusieurs nervures transversales existent, elles sont numérotées depuis la base vers l'apex de l'aile, par exemple 1r-m, 2r-m, etc.

Une nervure transversale reliant deux branches de la même nervure prend aussi les codes de chacune des deux branches reliées, séparés par un tiret et écrits en lettres minuscules, par exemple r-rs relie la branche R et la branche RS de la nervure radiale (R).

Les cellules alaires sont aussi codées par des lettres majuscules correspondant à la nervure longitudinale qui les borde antérieurement. Ainsi la cellule en arrière de la nervure costale (C), longeant le bord de l'aile, est la cellule costale C. Dans le cas d'une nervure composite (fusion de plusieurs nervures), la cellule située en arrière prendra le nom de la nervure postérieure. Par exemple la cellule en arrière de la nervure C+Sc+R s'appellera R. Les cellules, à l'instar des nervures transverses, sont numérotées en partant de la base vers l'apex de l'aile, par exemple 1M, 2M, 3M. Les nervures sont en général bien sclérifiées mais dans certains cas elles peuvent être à peine visibles, ou s'effacer par endroits. Une cellule bordée de nervures sur ses 4 côtés est dite fermée ; si un des côtés n'est pas bordé d'une nervure, la cellule est dite ouverte. Ainsi lorsque la nervure costale n'est pas distincte (bord de l'aile dépourvu de nervure) on dit que la cellule costale est ouverte. Enfin, si les nervures C, SC et R sont fusionnées, la cellule costale est absente. On dénombre 16 cellules fermées sur l'aile antérieure des Xyelidae qui ont la nervation la plus complète et au maximum 10 chez les apocrites.

Chez les symphytes et beaucoup d'apocrites, l'aile antérieure présente à l'apex de la nervure costale un épaississement triangulaire plus ou moins marqué appelé pterostigma ou stigma. Chez les apocrites, la cellule qui fait suite au pterostigma (2R1) est souvent appelée « cellule marginale », tandis que les deux ou trois cellules (1R1, 1Rs, 2Rs) qui la bordent postérieurement (si elles existent) sont appelées « cellules submarginales » et la cellule M « cellule médiale » ou « cellule discale » (Fig. 40). Chez les Cynipoidea la cellule marginale 2R1 (Fig. 18) est souvent appelée « cellule radiale ». De même, certaines nervures transverses ont des dénominations particulières (voir Fig. 40 pour les abeilles). Chez les apocrites, « nervulus » désigne ainsi, sur l'aile antérieure, l'abscisse de la nervure Cu (1-cua) qui est (plus ou moins) dans le prolongement de la nervure M. Enfin, la position d'une nervure transverse est dite « interfurcale » quand son intersection avec une nervure longitudinale se fait au même niveau que celle de la nervure située antérieurement, « antéfurcale » quand l'intersection sur la nervure longitudinale est plus basale que celle de l'autre nervure et « postfurcale » lorsqu'elle est plus apicale.

Dans plusieurs groupes de microhyménoptères (Chalcidoidea, Platygastroidea, Proctotrupeoidea, Ceraphronoidea...) la nervation est fortement réduite et une nomenclature spécifique est utilisée, qui n'a aucune homologie avec la nomenclature utilisée chez les autres Hyménoptères. L'aile porte une nervure longitudinale qui court le long du bord antérieur de l'aile et peut être bifurquée avant son extrémité. La partie basale de la nervure est appelée submarginale (SM) quand elle est séparée du bord de l'aile par une cellule costale ouverte (chez les chalcidiens par exemple). Le tronçon qui longe le bord de l'aile correspond à la nervure marginale (M) qui, après la bifurcation, devient la nervure postmarginale (PM). La ramification qui s'écarte du bord de l'aile est la nervure

stigmale (ST). Un épaississement appelé stigma (ou pterostigma) est parfois distinct, soit sur le bord de l'aile entre marginale et postmarginale soit à l'extrémité de la nervure stigmale. Les figures 18, 20, 22, 25 et 26 présentent différentes nervations alaires reconstruites chez ces Hyménoptères.

Les pattes

La patte d'un Hyménoptère comporte six parties principales, de la base à l'apex : la hanche ou coxa ; le trochanter ; le fémur, montrant parfois une subdivision partielle appelée trochantellus ; le tibia ; le tarse, composé de plusieurs articles (ou tarsomères) et le pré-tarse (Fig. 3). On utilise le préfixe pro- (procoxa, protibia...) pour les articles des pattes antérieures, meso- pour ceux des pattes médianes et meta- pour les postérieures. Les tibias portent un ou deux éperons apicaux. La formule habituellement rencontrée chez les symphytes est 2-2-2 soit deux éperons par patte, mais chez les apocrites celle-ci peut être 1-2-2 ou 1-1-2. Chez la plupart des Hyménoptères, l'éperon interne du protibia est courbe, parfois bordé de soies ; il est alors appelé calcar. Dans ce cas, le premier tarsomère (basitarse) porte souvent une rangée de soies (appelée peigne ou pecten) et montre une concavité opposée à l'éperon. L'ensemble de ces deux pièces (éperon et basitarse) forme un organe, le strigile, qui est utilisé par l'insecte pour se nettoyer les antennes et les pattes. Les tarsi sont en général composés de 5 tarsomères (parfois moins chez quelques groupes de Chalcidoidea) portant ventralement un coussinet tarsal (lobe plantaire, pulvile tarsale) généralement peu visible. A l'extrémité de la patte, le pré-tarse comprend deux griffes, simples ou bifides, parfois pectinées, et un arolium, sorte de coussinet adhésif qui permet à l'insecte de se déplacer sur des surfaces lisses.

Dans plusieurs groupes d'Hyménoptères la structure des pattes est modifiée. Le cas le plus notable est celui de la patte antérieure des femelles de Dryinidae dont l'extrémité forme une chela, sorte de pince (Fig. 33) permettant à la guêpe d'attraper son hôte pour y déposer un œuf. Chez les Eupelmidae et les Encyrtidae, la patte médiane est modifiée et permet à l'insecte de sauter. Chez les Apoidea, les tarsi postérieurs sont fréquemment élargis et portent de longues soies sur leur face externe (Fig. 43). Ces soies forment une brosse de récolte (ou scopa) ou bordent une zone glabre et concave, l'ensemble étant alors dénommé corbeille (ou corbicula). Chez les Hyménoptères fouisseurs (Bembex, Sphex...) les pattes sont robustes, les tibias portent des soies spatulées et épaissies et les tarsomères, élargis, portent souvent un peigne de longues soies.

Le propodeum

Le premier segment abdominal soudé au thorax s'appelle le propodeum. Il porte une paire de stigmates latéraux (ouvertures du système respiratoire trachéen). La forme et les sculptures (carènes, épines, etc.) qui l'ornent sont parfois caractéristiques et particulièrement utiles pour la reconnaissance des espèces de certains groupes (Chalcidoidea, Proctotrupidoidea, Ichneumonoidea...).

Metasoma

Structure du metasoma

Le mésothorax est la subdivision postérieure du corps de l'insecte, qui peut être schématiquement représentée par un cylindre horizontal (Fig. 3). Il est composé de 11 segments mais en raison de fusions, seuls 10 au plus de ces segments sont visibles. Le mésothorax des apocrites n'inclut pas le premier segment abdominal ou propodeum, qui est fusionné au thorax pour former le mésothorax. C'est pour cette raison que la dénomination de metasoma (ou gaster) a été introduite pour cette partie ne comprenant pas l'ensemble des segments abdominaux. Chaque segment est constitué d'une partie dorsale appelée tergite (tergum) et d'une partie ventrale appelée sternite (sternum). On appelle respectivement pygidium et hypopygium le dernier tergite et le dernier sternite visibles du metasoma. Il n'existe pas de sclérites latéraux et au moins un tergite porte une paire de stigmates latéraux.

Le pétiote

Le second segment abdominal (premier segment du mésothorax) des apocrites est généralement plus étroit que le propodeum et peut être parfois transformé en pétiote (élément cylindrique plus ou moins long et fin), conférant à l'abdomen un aspect pédonculé (d'où l'expression « taille de guêpe »). Chez certains groupes, une seconde constriction peut exister entre le deuxième (pétiote) et le troisième segment abdominal (second segment du mésothorax), conférant au pétiote un aspect globuleux ou, comme c'est le cas chez les fourmis, de nœud ou d'écaille.

Les genitalia femelles

Chez les femelles d'Hyménoptères, le dernier sternite visible du metasoma est le sixième il est souvent élargi (hypopygium) pour protéger la base de l'ovipositeur. En général, chez les insectes, les sternites des segments abdominaux 8 et 9 sont réduits et membraneux et leur place est occupée par les pièces de l'appareil génital : la première et la seconde gonocoxa, qui possèdent chacune une expansion ventrale appelée respectivement première et deuxième gonapophyse (Tableau 1).

Chez les Hyménoptères, la première gonocoxa a disparu, et l'extrémité antérieure de la première gonapophyse est fixée au premier valvifère ou gonangulum (Fig. 7). Cette pièce apparemment triangulaire s'attache respectivement à la première gonapophyse (première valvula ou valve inférieure de l'ovipositeur), à la seconde gonocoxa (valvifère 2) et au tergite abdominal 9. Le second valvifère est plus grand et plus allongé que le premier. De sa partie antérieure émerge la seconde gonapophyse (seconde valvula ou valve supérieure de l'ovipositeur) qui est soudée de manière rigide avec la gonapophyse symétrique pour former une sorte de gouttière effilée ouverte vers le bas. Cet ensemble est étroitement coapté aux premières gonapophyses (non soudées entre elles) pour former l'ovipositeur. Les gonapophyses sont souvent dentées à leur extrémité ce qui permet une meilleure pénétration de l'ovipositeur dans les tissus du végétal ou de la proie. L'angle postérodorsal du second valvifère est allongé en un apodème sur lequel s'articule la gonoplaque (ou troisième valvula) ; les deux gonoplaques forment un fourreau (gaine) qui protège l'ovipositeur.

Tableau 1. - Structure de l'appareil vulnérant des Hyménoptères (8 et 9^e segments abdominaux) (Villemant & Weulersse, 2015)

	Gonocoxae	Gonapophyses	Type d'appareil
Segment 8	-	valvules 1 (valves ventrales)	- lames de scie (ovipositeur des Symphyta) - stylets (tarière des Parasitica) - lancettes (aiguillon des Aculeata)
Segment 9	valvifères 2 + valvifères 1 (gonangula)	valvules 2 soudées (valves dorsales)	- étui barbelé (ovipositeur des Symphyta) - étui perforant (tarière des Parasitica) - bulbe et stylet (aiguillon des Aculeata)
	valvules 3 (gonoplaques)		- gonoplaques (Symphyta) - fourreau ou gaine (Parasitica) - gaine de l'aiguillon (Aculeata)

L'ovipositeur est plus ou moins long et visible selon les espèces. Chez les aculéates et de nombreux autres apocrites il est rétracté dans le métasome ; dans ce cas les gonocoxae 2 s'insèrent à l'intérieur du gaster et l'ovipositeur n'est pas visible ou paraît très court. Chez certains chalcidiens et chez quelques cynipides ce phénomène est encore plus spectaculaire car les gonocoxae ont subi une rotation de 270° vers l'avant. Chez la plupart des Hyménoptères, l'orifice génital (gonopore) s'ouvre à la base des premières gonapophyses et les œufs passent du tractus génital dans le canal de l'ovipositeur. Chez les aculéates, le gonopore est déplacé vers l'avant et l'ovipositeur, qui n'a plus de fonction dans la ponte, est transformé en organe vulnérant (dard, aiguillon). Pour plus d'informations sur l'aiguillon et la fonction venimeuse chez les Hyménoptères, on consultera Villemant & Weulersse (2015).

L'anatomie interne des organes reproducteurs des femelles d'Hyménoptères est encore peu connue. Cependant on peut la décrire suivant un schéma classique (Fig. 7).

Deux ovaires composés d'ovarioles (filaments renfermant une série d'ovocytes) et qui débouchent chacun dans un oviducte latéral.

Un oviducte commun qui recueille les deux oviductes latéraux.

Une spermathèque dans laquelle est stocké le sperme au moment de l'accouplement. Cette glande qui opère comme un réservoir sécrète des substances nutritives permettant la conservation du sperme pendant une assez longue période (quelquefois plusieurs années).

Une glande à venin (glande acide) et son réservoir, le sac à venin. Chez les apocrites, cette glande qui peut être musculeuse et complexe produit du venin. Chez les Siricidae, par contre, elle produit des substances qui rendent la plante-hôte sensible aux champignons symbiontes.

Une glande de Dufour (glande alcaline) qui produit suivant les groupes des substances très variées : lubrifiants pour le passage des œufs, substances allélochimiques permettant de marquer les hôtes parasités, composés de défense ou de communication (fourmis), substances cireuses servant à tapisser les cellules larvaires (Colletidae).

L'ensemble débouche dans le vagin qui s'élargit en bourse copulatrice.

Les genitalia mâles

Les pièces génitales mâles sont plus simples que celles des femelles. En règle générale, les segments abdominaux 2 à 8 sont développés, quelquefois même le segment 10 est visible, mais chez la plupart des apocrites les segments 9 et 10 sont soudés pour former un syntergite. Les genitalia externes sont attachés à la partie postérieure du segment 9. Les genitalia mâles des Hyménoptères sont diversifiés et peuvent être relativement simples et tubulaires ou, au contraire, constituer des structures complexes.

La morphologie des genitalia mâles des Hyménoptères a été décrite notamment par Schulmeister (2001). Ils sont classiquement constitués de quatre parties sclérifiées qui sont présentes chez la plupart des groupes (Fig. 7).

- Une cupule (cupula, gonobase ou anneau basal) qui est un anneau entourant basalement les pièces génitales. Ce sclérite est connecté vers l'arrière aux latimères et vers l'avant au sternite abdominal 9 par des muscles et du tissu conjonctif.
- Deux latimères (appelés aussi paramères, gonostipes ou gonocoxites), qui constituent la structure principale de l'appareil copulateur. Chacun d'eux est subdivisé en un gonostipe basal (gonocoxite) et une harpe distale (gonostyle, gonosquama, paramère). Parfois la harpe peut être fusionnée avec le gonostipe pour former une structure appelée gonoforceps.
- Deux volselles (volsellae) qui forment une paire de « tenailles » située sur la partie ventrale des genitalia. Chacune est constituée d'un digitus (= gonossiculus) et d'un parossiculus. Chez quelques Hyménoptères les bases des volselles sont reliées par un pont sclérifié appelé pont basivolsellaire.
- Deux valves du pénis (penisvalvae), subdivisées chacune en une partie distale en forme de disque appelée valviceps et une partie basale allongée appelée valvura. Chez quelques symphytes et de nombreux apocrites, les valviceps peuvent être fusionnés dorsalement. À l'extrémité du tractus génital, l'endophallus (tissu conjonctif) connecte le gonopore avec le phalotrème (fente apicale permettant l'éjaculation du sperme). Les valves du pénis et l'endophallus forment l'édéage, organe qui est introduit dans les voies génitales femelles.

Morphologie des stades préimaginaux

Les larves d'Hyménoptères sont de deux grands types : chez les symphytes la plupart des larves sont de type éruciforme et rappellent les chenilles de papillons ; elles vivent sur la végétation (exophytes) dont elles consomment les feuilles. La plupart ont trois paires de pattes thoraciques et portent au moins 5 paires de fausses pattes sur les segments abdominaux 2-6. Ceci les différencie des chenilles de papillons qui portent au plus 4 paires de fausses pattes sur les segments abdominaux 3-6. De plus, contrairement à celles des Lépidoptères, ces fausses pattes n'ont pas de crochets à leur extrémité. Il existe aussi des larves de symphytes vivant dans le bois, les tiges de plantes ou les cônes de conifères. Ces larves endophytes ne portent pas de fausses pattes, ce qui les rend plus difficiles à reconnaître. Toutes n'ont cependant qu'une seule paire d'yeux simples (quand ils sont présents) alors que les chenilles de Lépidoptères en ont toujours au moins deux paires.

Les larves d'apocrites sont encore moins différenciées et sont, en général, beaucoup plus difficiles à identifier. Elles peuvent être confondues avec les larves de certains coléoptères ou diptères mais elles sont toujours eucéphales (leur capsule céphalique est bien individualisée) et apodes (sans patte).

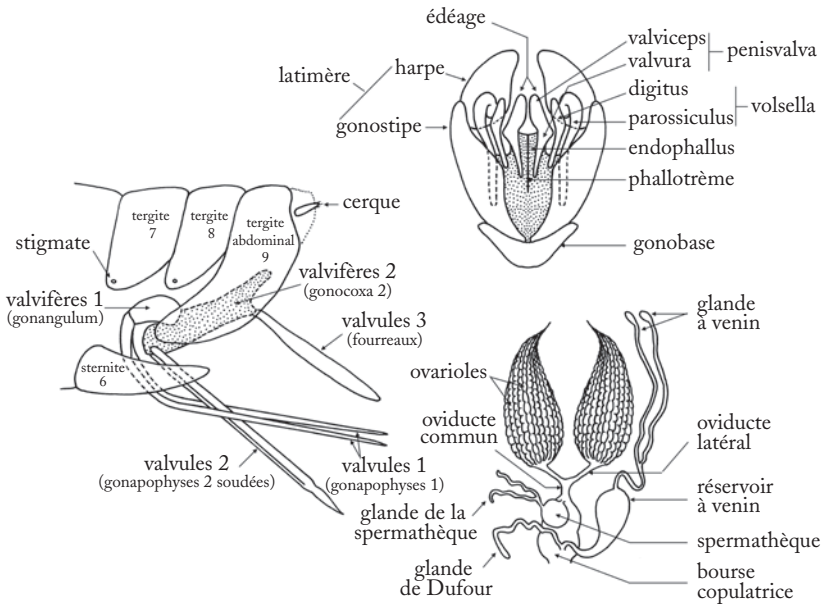


Figure 7. - Schémas du système reproducteur des Hyménoptères. A, genitalia femelles (Parasitica), les valves 1 et 2 de l'ovipositeur sont normalement copatées ; B, genitalia mâles (Symphyta) ; C, organes internes de l'appareil génital femelle (Aculeata).

Evolution et systématique

Parmi les insectes, les Hyménoptères font partie du groupe des endoptérygotes (Holometabola). Au sein des Holométaboles, les relations phylogénétiques entre les ordres d'insectes sont relativement bien résolues même s'il existe encore quelques relations de parenté mal soutenues ou sujettes à controverse. Plusieurs travaux récents suggèrent que les Hyménoptères sont le groupe frère de tous les autres ordres d'insectes holométaboles (Peters *et al.* 2014 ; Fig. 8).

Les Hyménoptères fossiles

La liste des superfamilles actuelles et fossiles d'Hyménoptères présentée dans le Tableau 2 est tirée de Aguiar *et al.* (2013) ; ces auteurs avaient recensé 101 familles et 153088 espèces décrites pour les Hyménoptères actuels, 31 familles éteintes et 2429 espèces décrites pour les fossiles. On se référera aux ouvrages de Rasnitsyn & Quicke (2002), Grimaldi & Engels (2005) et au texte de Legal & Nel (2013) pour une présentation générale de l'histoire évolutive des Insectes. Le résumé présenté ici s'en inspire mais tient compte aussi de données paléontologiques récentes. La majorité des grands groupes actuels d'Hyménoptères sont apparus au cours du Mésozoïque (Jurassique). Les plus

anciens fossiles d'Hyménoptères connus sont rattachés à la famille des Xyelidae et ont été récoltés dans des sédiments d'Asie centrale et d'Afrique du Sud datant du Trias (-200 Ma). Les fossiles d'Hyménoptères de cette période proviennent cependant surtout des régions eurasiennes. *Avioxyla gallica* (Avioxyelidae) est le plus ancien représentant de la lignée des Hyménoptères et le groupe frère de cet ordre (Nel *et al.* 2013) ; sa découverte en France a permis de faire remonter l'origine des Hyménoptères au Carbonifère (fin du Paléozoïque).

Les Hyménoptères se sont diversifiés tout au long du Jurassique mais la plupart des groupes vivant à cette époque sont aujourd'hui éteints, comme par exemple les Ephialtitidae qui pourraient être le groupe frère de tous les autres Apocrita, les Praeaulacidae (Evanioidea) et les Mesoserphidae (Proctotrupeoidea). Cependant huit familles présentes dans les écosystèmes jurassiques, il y a 165 Ma, ont persisté jusqu'à nos jours (Xyelidae, Pamphiliidae, Siricidae et Anaxyelidae pour les groupes phytophages ; Megalyridae, Peleciniidae, Heloridae et Roproniidae pour les parasitoïdes). De même, les premiers Tenthredinoidea (Xyelotomidae) sont apparus au début du Jurassique (-180 Ma) ; cette famille a disparu mais de nombreux représentants de la superfamille sont encore présents de nos jours. Les Hyménoptères du Jurassique occupent déjà une large diversité de niches écologiques. Certaines espèces consomment des pollens (Xyelidae, Xyelotomidae), d'autres sont xylophages dans des plantes vivantes (Cephidae) ou mortes (Siricidae), enfin quelques groupes de parasitoïdes semblent associés aux insectes endogés ou xylophages.

Dès le début du Crétacé (-146 Ma) de nouvelles superfamilles d'Hyménoptères sont déjà présentes. Les familles dominantes sont alors des parasitoïdes (Proctotrupidae et Gasteruptiidae). Les premiers Ichneumonidae (Tanychorinae) et les premiers Braconidae (incluant les Eoichneumonidae) font aussi leur apparition dans l'hémisphère nord et dans l'hémisphère sud (Perrichot *et al.* 2009 ; Kopylov *et al.* 2010 ; Quicke 2015) ; ces groupes se diversifieront fortement au cours du Crétacé. Les premiers Aculeata (Bethyloynymidae, éteints) apparaissent aussi à la fin du Jurassique. Les premiers Apoidea (Angarosphecidae, éteints) ainsi que les premiers Vespoidea (montrant des ressemblances avec les Sierolomorphidae actuels, groupe frère des autres Vespoidea) apparaissent au début du Crétacé et se diversifient tout au long de la période. Les premiers représentants connus de Tiphidae, Pompilidae, Scoliidae, Formicidae (Sphecomyrminae, éteints) et Vespidae datent ainsi du Crétacé inférieur. Les Vespidae eusociaux pourraient quant à eux dater de la fin du Crétacé comme semble le montrer un nid fossile attribué à cette famille. La plupart des familles de Chrysoidea apparaissent également au début du Crétacé (Brothers 2011). Il en est de même de plusieurs groupes de parasitoïdes : Trigonalidae, Stigmaphronidae (Ceraphronoidea éteints à la fin du Crétacé) et Serphitidae, un groupe énigmatique aux affinités encore incertaines, connu exclusivement des ambres du Crétacé (McKellar & Engel 2011). A cette époque, les Serphitidae ne sont supplantés en abondance que par les Platygastroidea, même si d'autres groupes plus dérivés de parasitoïdes, tels les premiers Diaproidea, Chalcidoidea et Mymaromatidae, sont déjà présents en petits nombres. Les fossiles de chalcidiens sont encore rares dans les ambres et sédiments de la fin du Crétacé où seules quelques familles sont représentées (Mymaridae, Tetracampidae). En dépit de leur position basale dans la phylogénie des Hyménoptères, les premiers fossiles de Stephanidae datent seulement de la fin du Crétacé. Les fossiles de Megalyridae sont rares ; on les trouve néanmoins entre

le début et la fin du Crétacé dans les ambres de France et d'Espagne et celles d'Azerbaïdjan. Il est intéressant de souligner que ce groupe était présent dans des régions du monde d'où il est aujourd'hui absent, ce qui montre que les changements bio-climatiques ont profondément affecté la distribution des Hyménoptères au cours de leur évolution. Un autre exemple de ces transformations de faune concerne un Agaonidae, chalcidien pollinisateur de figuiers (un groupe essentiellement tropical), dont la présence est attestée sur l'île de Wight à la limite Eocène/Oligocène (Compton *et al.* 2010).

Les plus anciens Cynipoidea (essentiellement parasitoïdes) datent du début du Crétacé inférieur et les plus anciens fossiles attribués à la famille des Cynipidae (principalement galligènes ou associés à des galles) sont de la fin de cette période (-80 Ma). Les abeilles semblent apparaître au milieu du Crétacé, vers -100 Ma, avec les Melittosphécidae, qui sont l'objet de controverses car ils représentent un groupe basal d'Apoidea ayant peu de caractères en commun avec les abeilles actuelles ; mais leur unique représentant connu est pourvu de soies plumeuses suggérant qu'il collectait du pollen (Danforth & Poinar 2011). Des données paléoclimatiques et paléobotaniques suggèrent fortement que les premières abeilles sont apparues dans les régions semi-arides du Gondwana (un supercontinent qui a commencé à se fracturer au Jurassique) et se sont ensuite diversifiées. A la fin du Crétacé, les espèces eusociales apparaissent à la suite d'un unique événement évolutif et la plupart des grandes lignées d'abeilles semblent alors bien établies. Le groupe passera sans grand problème la fameuse limite Crétacé/Tertiaire alors que les faunes d'abeilles se renouvelleront fortement (plusieurs lignées d'abeilles eusociales disparaissant) lors de la transition Eocène/Oligocène, marquée par une détérioration des conditions climatiques et un refroidissement général (Michez *et al.* 2012).

A la fin du Crétacé, plus de 20 superfamilles d'Hyménoptères et nombre de familles actuelles sont déjà présentes dans les écosystèmes terrestres. A cette époque les communautés d'Hyménoptères sont dominées par des groupes consommant du pollen et des phyllophages ou des xylophages (Legal & Nel 2013).

Au Cénozoïque, la plupart des familles actuelles d'Hyménoptères sont présentes et seules quelques familles nouvelles apparaissent dans les gisements fossilifères de l'ambre Dominicaine ou de la Baltique. Des fossiles de Blasticotomidae, Diprionidae, Argidae et Cimbicidae (Symphyta) sont connus de la limite Eocène/Oligocène dans les gisements du Colorado (USA). Au cours de cette période on remarque l'accroissement de la diversité des fourmis, mais aussi de certains groupes de « Symphyta » comme les Tenthredinoidea. Durant l'Oligocène les faunes d'abeilles et de Sphecidae prennent une composition résolument moderne. Les Chalcidiens connaissent aussi une diversification maximale durant cette période. Ils se diversifient de manière importante au cours de l'Eocène et certains genres encore présents de nos jours existaient déjà à l'Oligocène (Heraty & Darling 2009).

Tableau 2. - Classification des Hyménoptères du monde

Les superfamilles actuelles sont listées dans l'ordre de la figure 8. Les familles au sein des superfamilles sont citées dans l'ordre alphabétique. En gras : groupes actuels ; † : groupe éteint ; fam. : famille ; * : Apoidea prédateurs (= Sphéciformes). Le nombre ou une estimation du nombre d'espèces décrites pour chaque famille actuelle est donné entre parenthèses (d'après Aguiar *et al.* 2013).

Symphyla (9 superfamilles, 25 familles)

1. **Karatavitoidea**† (1 fam. †) : Karatavitidae†
2. **Xyeloidea** (1 fam.): Xyelidae (63)
3. **Pamphiloidea** (3 fam.) : Megalodontesidae (42), Pamphiliidae (291), Xyelidae (291)
4. **Tenthredinoidea** (6 fam. + 2†) : Electrotomidae†, Xyelotomidae†, Argidae (897), Blasticotomidae (12), Cimbicidae (182), Diprionidae (136), Pergidae (442), Tenthredinidae (5500)
5. **Cephoidea** (1 fam. + 1†) : Sepulcidae†, Cephidae (160)
6. **Anaxyeloidea** (1 fam.): Anaxyelidae (1)
7. **Siricoidea** (1 fam. + 5†) : Daohugoidae†, Praesiricidae†, Protosiricidae†, Pseudosiricidae†, Sinosiricidae†, Siricidae (111)
8. **Xyphydrioidae** (1 fam.) : **Xiphydriidae** (146)
9. **Orussoidea**. Orussidae (82)

Apocrita (18 superfamilles, 105 familles)

3 familles à position incertaine : Archaeocynipidae†, Eostephanitidae†, Kuafuidae†

“Parasitica 1”

1. **Ephialtitoidea**† (1 fam. †) : Ephialtitidae†
2. **Stephanoidea** (1 fam.): Stephanidae (342)
3. **Ceraphronoidea** (2 fam.+ 2†) : Radiophronidae†, Stigmaphronidae†, Ceraphronidae (304), Megaspilidae (299)
4. **Megalyroidea** (1 fam.) : Megalyridae (43)
5. **Trigonaloidea** (1 fam.+ 1†): Maimetshidae†, Trigonalidae (92)
6. **Evanioidae** (3 fam.+ 2†) : Andrenellidae†, Praeaulacidae†, Aulacidae (185), Evaniidae (449), Gasteruptionidae (496)

Aculeata

7. **Chrysoidea** (7 fam. + 2†): Falsiformicidae†, Plumalexiidae†, Bethyidae (2340), Chrysididae (2500), Dryinidae (1605), Embolemidae (39), Plumariidae (22), Sclerogibbidae (20), Scolebythidae (6)
8. **Vespoidea** (10 fam.): Bradynobaenidae (188), Formicidae (12199), Mutillidae (4302), Pompilidae (4855), Rhopalosomatidae (72), Sapygidae (66), Scoliidae (560), Sierolomorphidae (11), Tiphiidae (2000), Vespidae (4932)
9. **Bethylonymoidea**† (1 fam.): Bethylonymidae†
10. **Apoidea** (10 fam. + 3†): Angarosphecidae†*, Melittosphecidae†, Paleomelittidae†, Ampulicidae* (200), Andrenidae (2917), Apidae (5749), Colletidae (2547), Crabronidae* (8773), Halictidae (4327), Megachilidae (4096), Melittidae (187), Sphecidae* (724), Stenotritidae (21)

“Parasitica 2”

11. **Serphitoidea**† (1 fam. †) : Serphitidae†.
12. **Ichneumonoidea** (2 families+ 1†) : Praeichneumonidae†, Braconidae (19205), Ichneumonidae (24025)

13. **Platygastrioidea** (1 fam.): Platygastriidae (5385)
14. **Cynipoidea** (5 fam. + 3†) : Gerocynipidae†, Protimaidae†, Stolamissidae†, Austrocynipidae (1), Cynipidae (1412), Figitidae (1571), Iballiidae (20), Liopteridae (153)
15. **Proctotrupeoidea** (8 fam. + 3†) : Iscopinidae†, Jurapriidae†, Mesoserphidae†, Austroniidae (3), Heloridae (12), Pelecinidae (3), Peradeniidae (2), Proctorenyxidae (2), Proctotrupidae (403), Roproniidae (20), Vanhorniidae (5)
16. **Diaprioidea** (5 fam. + 1†) : Spathiopterygidae†, Diapriidae (2048), Ismaridae (29), Maamingidae (2), Monomachidae (30)
17. **Mymarommatoidea** (1 fam. + 1†) : Allavarommatidae†, Gallorommatidae†, Mymarommatidae (10)
18. **Chalcidoidea** (22 fam. + 1†). Khutelchalcididae†, Agaonidae (762), Aphelinidae (1078), Azotidae (92), Chalcididae (1469), Cynipencyrtidae (1), Encyrtidae (4058), Eriaporidae (22), Eucharitidae (427), Eulophidae (4969), Eupelmidae (931), Eurytomidae (1453), Leucoidae (134), Mymaridae (1437), Ormyridae (125), Perilampidae (284), Pteromalidae (3544), Rotoitidae (2), Signiphoridae (78), Tanaostigmatidae (93), Tetracampidae (44), Torymidae (900), Trichogrammatidae (881)

Phylogénie et classification des Hyménoptères

L'ordre des Hyménoptères est un des quatre ordres d'insectes hyperdivers (avec les Lépidoptères, les Coléoptères et les Diptères). S'il comprend à ce jour plus de 150 000 espèces décrites, sa diversité totale peut être raisonnablement estimée à plus de 300 000 espèces. Avec 24 793 espèces recensées dans la base Fauna Europaea (2014), les Hyménoptères d'Europe ne représentent que 16 % de cette diversité (Tableau 3).

En dépit de son importance numérique et écologique, peu d'analyses phylogénétiques (qu'elles soient morphologiques ou moléculaires) de cet ordre d'insectes ont été réalisées à ce jour. En conséquence, la classification traditionnelle des Hyménoptères est essentiellement fondée sur des résultats partiels et anciens, le plus souvent basés sur la morphologie. Classiquement, les Hyménoptères sont divisés en deux sous-ordres dont les diversités spécifiques diffèrent : les symphytes (Symphyta), qui regroupent l'ensemble des guêpes phytophages ne présentant pas de rétrécissement entre le mésosome et le métasome, et les apocrites (Apocrita), hyperdivers, qui possèdent un tel rétrécissement. Des travaux récents, résumés notamment par Grimaldi et Engel (2005) et Sharkey (2007), ont montré que le groupe des symphytes n'était pas un groupe naturel, car les familles actuelles ne descendent pas toutes d'un ancêtre unique. Ce groupe n'est donc pas monophylétique ; il s'agit d'un grade paraphylétique, c'est-à-dire une succession de clades qui mène aux Apocrita, groupe dont la monophylie est reconnue depuis longtemps (Fig. 8). En conséquence, Rasnitsyn (1988) a été le premier à proposer un nouveau système de classification pour les Hyménoptères avec, à côté des symphytes, un sous-ordre appelé Vespina (ou Euhymenoptera) constitué de cinq groupes : Orussomorpha, Evaniomorpha, Proctotrupomorpha, Icheumonomorpha et Vespomorpha (ou Aculeata). Les Evaniomorpha regroupent les superfamilles Stephanoidea, Ceraphronoidea, Megalyroidea, Trigonaloidea et Evanioidea. Les Proctotrupomorpha regroupent

Chalcidoidea, Mymarommatoidea, Platygastridae, Cynipoidea, Diaprioidea et Proctotrupeoidea. Les Ichneumomorpha comprennent les seuls Ichneumonoidea tandis que les Aculeata (Vespomorpha) regroupent trois super-familles : Chrysoidea, Vespoidea et Apoidea. Les travaux ultérieurs ont confirmé que les Orussomorpha (de nos jours représentés par la seule famille des Orussidae) sont le groupe frère des Apocrita. Les analyses phylogénétiques morphologiques et/ou moléculaires récentes remettent toutefois en cause certaines relations au sein des Hyménoptères (voir notamment Davis *et al.* 2010 ; Vilhelmsen 2010 ; Heraty *et al.* 2011 ; Sharkey *et al.* 2012).

Le groupe monophylétique des Apocrita est traditionnellement divisé en deux ensembles : les aculéates (Aculeata ou Vespomorpha) et les Parasitica, ensemble hétérogène hyperdivers comprenant la plupart des Hyménoptères parasitoïdes d'insectes et d'arachnides. Alors que les aculéates sont caractérisés par la présence d'un dard (aiguillon) vulnérant, le groupe des Parasitica ne possède pas de caractères diagnostiques propres. Les Parasitica comprennent à eux seuls la majorité (60 %) des espèces d'Hyménoptères. En conséquence, c'est le groupe le moins bien connu à la fois en termes de taxonomie, de biologie des espèces mais aussi de relations phylogénétiques entre ses différentes composantes. Les Parasitica sont maintenant considérés comme paraphylétiques au regard des aculéates, c'est-à-dire que les aculéates n'en sont pas le groupe frère, comme la classification traditionnelle le sous-entend, mais se positionnent au sein des différents groupes de Parasitica (Fig. 8).

La plupart des études postérieures aux travaux de Rasnitsyn ont globalement montré que les Evaniomorpha (*sensu lato*) ne sont pas monophylétiques (Fig. 8). Ils confirment par contre la monophylie des trois autres lignées d'Apocrita : Icheumomorpha, Vespomorpha (Aculeata) et Proctotrupomorpha, même si les relations entre ces groupes restent encore mal définies. Les quatre grands clades suivants ont été confirmés par les plus récentes études phylogénétiques (Sharkey *et al.* 2012 ; Heraty *et al.* 2011): (i) les Unicalcarida qui comprennent tous les Hyménoptères à l'exception des Xyelidae, Tenthredinoidea et Pamphilioidea ; (ii) les Vespina (Orussidae + Apocrita) ; (iii) les Apocrita ; (iv) les Aculeata (Fig. 8). A l'échelle des superfamilles, une étude récente montre que Megalyroidea et Trigonoidea sont des groupes frères tout comme les Chalcidoidea et les Diaprioidea, l'ensemble de ses deux groupes étant probablement le groupe frère des Cynipoidea (Mao *et al.* 2014)

Les relations phylogénétiques entre les familles au sein des superfamilles seront discutées dans les différents volumes de cette collection sur les Hyménoptères. Il est important de noter que le nombre d'études à cette échelle demeure encore faible.

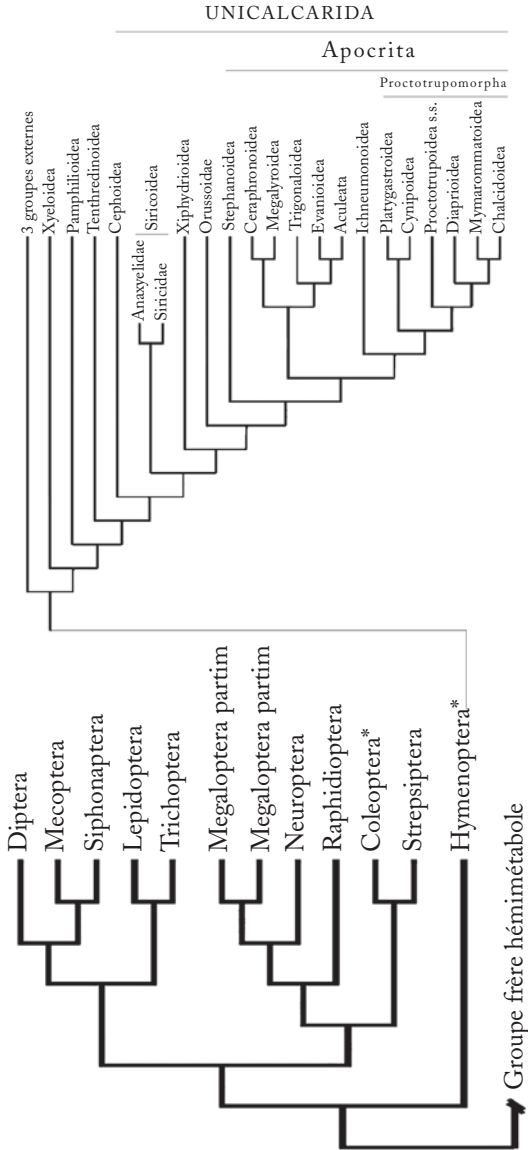


Fig. 8. - Relations phylogénétiques. A, entre les Hyménoptères et les autres ordres d'insectes holométaboles (* ordres hyperdiversifiés) d'après Peters *et al.* (2014) ; B, entre les superfamilles d'Hyménoptères d'après Sharkey *et al.* (2012).

Tableau 3. - Diversité spécifique des familles d'Hyménoptères présentes en Europe. D'après Fauna Europaea (2014). Pour les Abeilles, nous avons considéré Nieto et al. (2014). Dans Fauna Europaea, les Ismaridae* sont encore des Diapriidae et les Azotidae, des Aphelinidae.**

Symphyta (7 superfamilles, 12 familles, 1392 espèces)

1. **Xyeloidea** (1 fam.) : Xyelidae (11)
2. **Pamphilioidea** (3 fam.) : Megalodontesidae (22), Pamphiliidae (61), Xyelidae (11)
3. **Tenthredinoidea** (5 fam.) : Argidae (72), Blasticotomidae (1), Cimbicidae (54), Diprionidae (23), Tenthredinidae (1070)
4. **Cephoidea** (1 fam.) : Cephidae (43)
5. **Siricoidea** (1 fam.) : Siricidae (21)
6. **Xyphydrioida** (1 fam.) : Xiphydriidae (7)
7. **Orussoidea** (1 fam.) : Orussidae (7)

Apocrita (16 superfamilles, 29 familles, 23401 espèces: 5856 Aculeata, 17545 « Parasitica »)

1. **Stephanoidea** (1 fam.) : Stephanidae (2)
2. **Ceraphronoidea** (2 fam.) : Ceraphronidae (102), Megaspilidae (140)
3. **Trigonaloidea** (1 fam.) : Trigonalidae (1)
4. **Evanoidea** (3 fam.) : Aulacidae (11), Evaniidae (5), Gasteruptiidae (30)
5. **Chrysoidea** (5 fam.) : Bethyidae (226), Chrysididae (763), Dryinidae (109), Embolemidae (4), Sclerogibbidae (5)
6. **Vespoidea** (8 fam.) : Bradynobaenidae (5), Formicidae (834), Mutillidae (188), Pompilidae (314), Sapygidae (10), Scoliidae (40), Tiphiidae (42), Vespidae (357)
7. **Apoidea** (8 fam.) : Sphéciformes (3 fam.) : Ampulicidae (5), Crabronidae (816), Sphecidae (72) ; Apiformes: Andrenidae (465), Apidae (561), Colletidae (146), Halictidae (314), Megachilidae (442), Melittidae (37)
8. **Mymarommatoidea** (1 fam.) : Mymarommatidae (1)
9. **Proctotrupeoidea** (3 fam.) : Heloridae (4), Proctotrupidae (59), Vanhorniidae (1)
10. **Diaprioidea** (2 fam.) : Diapriidae (773), Ismaridae (8),
11. **Platygaстроidea** (1 fam.) : Platygastridae (518)
12. **Cynipoidea** (3 fam.) : Cynipidae (341), Figitidae (427), Ibaliidae (5)
13. **Chalcidoidea** (18 fam.) : Agaonidae (5), Aphelinidae (182), Azotidae (11), Chalcididae (93), Encyrtidae (769), Eucharitidae (15), Eulophidae (1193), Eupelmidae (931), Eurytomidae (105), Leucoidea (8), Mymaridae (457), Ormyridae (25), Perilampidae (67), Pteromalidae (1389), Signiphoridae (10), Tetracampidae (11), Torymidae (326), Trichogrammatidae (147)
14. **Ichneumonoidea** (2 families) : Braconidae (3499), Ichneumonidae (5865)

BIOLOGIE, COMPORTEMENT ET RÔLES

Hyménoptères phytophages

Sans tenir compte des consommateurs de pollen, une faible proportion (5 %) des Hyménoptères est phytophage. L'analyse phylogénétique de leur biologie montre qu'ancestralement les larves d'Hyménoptères devaient consommer des tissus végétaux. En effet, les groupes basaux sont phytophages puis xylophages, ou mycophages dans le bois mort (cas des Siricidae). Au cours de leur évolution les Hyménoptères sont ensuite devenus parasitoïdes d'insectes xylophages (plan de base des Apocrita mais aussi des Orussidae). Les Apocrita ont ensuite diversifié leur biologie vers le parasitisme d'autres insectes et d'arachnides, la prédation, la collecte de pollen et de nectar ou la consommation de graines ou de galles (qui sont des proliférations induites de tissus végétaux). Les biologies des Hyménoptères ne sont pas figées au sein des familles et il n'est pas rare de rencontrer des espèces d'un même genre possédant des biologies fort différentes. C'est le cas des Eurytomidae (chalcidiens) qui comprennent des espèces phytophages et d'autres parasitoïdes.

Les Hyménoptères phytophages comprennent principalement l'ensemble des espèces de symphytes, à l'exception des Orussidae. Aux symphytes s'ajoutent un grand nombre d'espèces d'apocrites redevenues phytophages. C'est évidemment le cas des abeilles dont les larves sont exclusivement pollinivores et nectarivores. C'est aussi le cas chez plusieurs familles de Chalcidiens (Eulophidae, Eurytomidae, Pteromalidae, Torymidae et Agaonidae) dont une partie ou l'ensemble des espèces se développent dans des graines ou des organes végétaux (des tiges par exemple). Plus rarement, les chalcidiens peuvent aussi induire des galles dans les organes végétaux (feuilles, tiges, fleurs). Cependant la capacité à induire des galles est surtout connue chez quelques groupes de Tenthredinidae et chez les Cynipidae. La plupart des espèces galligènes pondent leurs œufs dans des tissus végétaux (saules, chênes, églantiers, potentilles...) et la prolifération tissulaire est induite par la salive des jeunes larves. Les larves consomment les tissus de la galle et en général une seule larve se développe par galle. Une exception notoire est la galle multiloculaire ou bédégar du cynips *Diplolepis rosae* sur les églantiers et rosiers.

Hyménoptères parasites et parasitoïdes

La grande innovation biologique des Hyménoptères est le parasitisme ou parasitoïdisme (Quicke 1997 ; 2015). Ce type de biologie se rencontre dans d'autres ordres d'insectes (Diptera, Strepsiptera, Coleoptera) mais la diversité des espèces d'Hyménoptères parasitoïdes est de loin la plus importante. On utilise le terme de parasitoïde pour désigner un mode de vie larvaire qui consiste à consommer les tissus d'un autre arthropode vivant et actif, ou paralysé, et *in fine* à tuer son hôte. Un parasite par contre est un organisme qui vit (à l'état larvaire ou adulte) sur ou dans son hôte mais qui, en général, ne le tue pas même si la santé de ce dernier peut être affectée. Les parasites sont en général des organismes de taille nettement inférieure à celle de leur hôte, mais là encore des exceptions existent. Au contraire, les Hyménoptères parasitoïdes sont de véritables machines à tuer. Ils déposent leurs œufs dans ou sur leurs proies, en les paralysant temporairement ou définitivement. La larve se développe aux dépens de l'hôte et

dans tous les cas (ou presque) le tue même si la mort peut prendre un certain temps et parfois arriver après que le parasitoïde ait quitté son hôte. L'adulte de l'Hyménoptère est souvent de taille à peine inférieure à celle de son hôte. Ces insectes sont dits parasitoïdes protéliens car seuls les stades préimaginaux sont parasites. Dans leur grande majorité, ils se développent aux dépens des stades pré-imaginaux d'autres insectes, plus rarement d'araignées ou de quelques autres arthropodes. La larve du parasitoïde se développe en ectoparasitoïde, c'est-à-dire en consommant l'hôte préalablement paralysé de l'extérieur ou en endoparasitoïde, lorsqu'elle consomme son hôte de l'intérieur. Il existe cependant quelques espèces de Chalcidoidea, de Proctotrupoidea et d'Ichneumonoidea qui se développent en endoparasitoïdes d'insectes adultes.

Tous les stades pré-imaginaux des insectes sont attaqués : œufs, larves, nymphes (chrysalides, pupes). En général, une espèce d'Hyménoptère s'attaque spécifiquement à l'un de ces stades et il existe donc des parasitoïdes oophages, larvaires ou nymphaux.

Les Hyménoptères parasitoïdes représentent environ 75 % des insectes parasitoïdes. Ils sont représentés dans 11 superfamilles et une soixantaine de familles, mais deux superfamilles (Ichneumonoidea et Chalcidoidea) à seules comprennent la grande majorité des espèces décrites (environ 60 000), sachant que plusieurs dizaines de milliers d'espèces sont probablement encore à décrire. Les ichneumonoidea (Ichneumonidae et Braconidae) sont un groupe énorme, dont la diversité dépasse probablement 100 000 espèces à l'échelle mondiale. La quasi-totalité des ichneumonoïdes est parasitoïde d'insectes d'ordres variés, mais les Lépidoptères sont leurs hôtes majoritaires, suivis des Coléoptères et des Hyménoptères. La superfamille des Chalcidoidea (22 familles) est l'un des autres groupes les plus diversifiés de guêpes parasitoïdes (20 000 espèces décrites pour 60 à 100 000 estimées). La plupart des espèces sont des parasitoïdes s'attaquant aux stades pré-imaginaux d'arthropodes variés.

Plusieurs théories s'affrontent sur l'origine évolutive du « parasitisme ». Les groupes les plus basaux des Parasitica sont des parasitoïdes d'insectes xylophages et il est probable que le mode de vie parasitoïde des Hyménoptères a évolué à partir de la mycophagie dans les bois morts. Le parasitoïdisme serait apparu une seule fois chez les Hyménoptères et aurait ensuite disparu secondairement chez quelques groupes d'apocrites chez qui les femelles assurent l'approvisionnement (proies ou pollen) de leur descendance (Heraty *et al.* 2011). Chez les Diptères, par contre, les espèces parasitoïdes pourraient avoir évolué d'espèces saprophages (dont les larves consomment des insectes morts ou en putréfaction) alors que chez les Coléoptères, elles pourraient descendre d'espèces prédatrices (Eggleton & Belshaw 1992).

Hyménoptères prédateurs

Les Hyménoptères prédateurs représentent près de 15 % de la diversité de cet ordre. Ils attaquent et tuent ou paralysent des proies qui servent de nourriture à leur descendance (rares sont les adultes qui consomment eux-mêmes ces proies). De nombreuses espèces de Formicidae et de Vespidae sont prédatrices tout comme divers groupes de guêpes (Pompilidae, Sphecidae, Crabronidae) qui chassent une grande variété d'insectes ou d'araignées. Les femelles capturent activement une proie, la paralysent et la trans-

portent généralement vers un endroit spécifique (un tunnel creusé dans le sol, une galerie dans une branche, une crevasse, une construction en terre). Le dard et le venin sont utilisés pour paralyser la proie. En général, la femelle dépose un œuf sur la proie (et non pas dans la proie comme de nombreux parasitoïdes) et la larve se développe aux dépens de son hôte paralysé. Certaines espèces ne ramènent au nid qu'un seul type de proies - comme des Coléoptères dans le cas des *Cerceris* dont le comportement a été remarquablement décrit par Jean Henri Fabre - d'autres sont moins spécialistes et ramènent des proies variées. Enfin les espèces sociales tuent et dilacèrent leurs proies avant de les ramener au nid pour en nourrir leurs larves (Vespidae). Les fourmis représentent probablement le groupe le plus important d'Hyménoptères prédateurs, en termes de nombre d'espèces et de nombre d'individus. Représentant près de 8 % de la diversité spécifique mondiale des Hyménoptères, les fourmis constituent aussi une part importante de la biomasse animale des écosystèmes tropicaux et leur action en tant que prédateurs est donc primordiale pour le maintien des équilibres écologiques.

Hyménoptères pollinisateurs

La pollinisation est le transfert de pollen de l'organe producteur mâle des plantes, les étamines, vers l'organe récepteur femelle, le pistil chez les Angiospermes (plantes à fleur) et l'ovule chez les Gymnospermes (conifères). Les principaux vecteurs de ce transfert de pollen chez les plantes à fleur sont les animaux et plus particulièrement les insectes (Ollerton *et al.* 2011). Le transport actif de pollen est recensé chez peu de groupes d'Hyménoptères : Vespoidea Masaridae, Apoidea Apiformes et Chalcidoidea Agaonidae. Ils forment un ensemble hétérogène très diversifié. Les abeilles à elles-seules représentent 15 % de la diversité des Hyménoptères.

Les abeilles sont un groupe monophylétique dont la caractéristique principale est la consommation par les larves et les imagos de pollen et de nectar comme seule ressource alimentaire (voir chapitres 5 et 6 ci-dessous) (Michener 2007). Pour la majorité des espèces, la femelle récolte activement ces ressources et les stocke dans un nid pour nourrir sa descendance. Mais de nombreux taxons sont exclusivement cleptoparasites et pondent dans les nids d'autres espèces d'abeilles, leurs larves se nourrissant des réserves accumulées par leur hôte. De nombreuses plantes à fleurs sont visitées et pollinisées par les abeilles. Même si de nombreuses abeilles sont spécialisées dans la récolte de pollen sur un nombre restreint de plantes, la très grande majorité des plantes attirent plusieurs pollinisateurs, spécialistes et généralistes.

Importance économique des Hyménoptères

Quelques espèces d'Hyménoptères ont une importance économique certaine en tant que ravageurs des plantes cultivées. Bien que la plupart des symphytes se développent aux dépens de plantes sans réelle importance économique, certaines espèces (Diprionidae, Tenthredinidae) sont de redoutables ravageurs des arbres forestiers et peuvent causer des dommages considérables. Quelques espèces de Pamphilidae et de Siricidae sont aussi d'importance. Les pelouses peuvent être localement dévastées par des Cephidae et près de 80 espèces de chalcidiens sont aussi considérées comme des ravageurs de l'agriculture

ou des forêts. Ce sont essentiellement des espèces séminivores, s'attaquant aux graines de conifères ou celles d'autres plantes cultivées (Turgeon *et al.* 1994).

De nombreux Hyménoptères parasitoïdes sont aussi importants économiquement car ils sont utilisés pour contrôler les populations de ravageurs, en particulier des Hémiptères piqueurs comme les pucerons ou les cochenilles (LaSalle & Gauld 1993). De nombreuses espèces ont ainsi été intentionnellement introduites en Europe pour lutter contre différents ennemis des plantes cultivées (Rasplus *et al.* 2010). Près d'un tiers de ces agents a régulé avec succès les populations de ces ravageurs (Greathead 1986).

Parallèlement, plus de 80% des plantes cultivées en Europe (Williams 1994) et près de 70 % dans le monde (Klein *et al.* 2007) dépendent directement des Hyménoptères pollinisateurs et plus particulièrement des abeilles. Ce service écosystémique rendu par les insectes pollinisateurs et mis à profit par les hommes a été estimé d'un point de vue économique (Gallai *et al.* 2009). Ces auteurs estiment que la valeur de la pollinisation par les insectes de 100 espèces de plantes utilisées par l'homme à l'échelle mondiale dépasse 150 milliards d'euros par an et représente près de 10 % de la valeur de la production agricole nécessaire à l'alimentation humaine.

RÉCOLTE ET PRÉPARATION

Récolte des Hyménoptères

Les méthodes de récolte des Hyménoptères sont variées (Fig. 9). La chasse à vue permet de récolter nombre de pollinisateurs visitant les fleurs, de guêpes fouisseuses creusant le sable ou la terre, de symphytes courant sur les troncs morts ou sur la végétation arbustive, de fourmis courant au sol, etc. Le fauchage, qui consiste à faucher la végétation avec un filet adapté, permet la capture d'espèces de petite taille (parasitoïdes) souvent cachées dans la végétation mais aussi de symphytes et d'Hyménoptères aculéates.

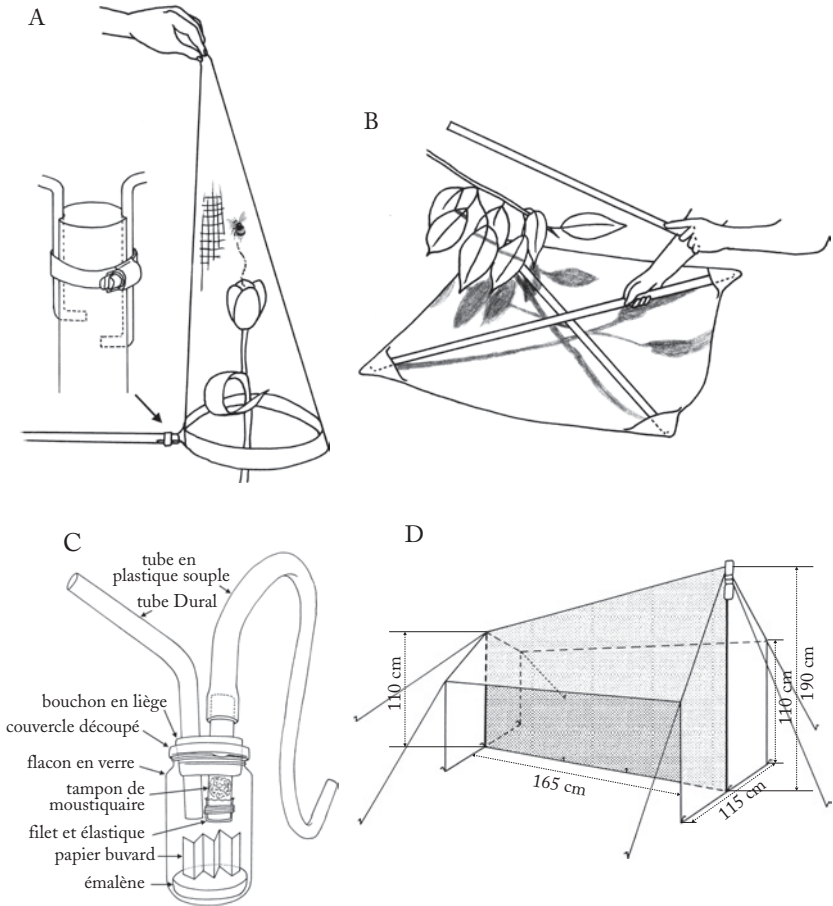


Fig. 9. - Outils pour la récolte des Hyménoptères. A, filet fauchoir ; B, parapluie japonais ; C, aspirateur à bouche ; D, piège malaise.

Le filet à papillon ou filet fauchoir

Un filet à papillons classique permet de collecter les plus gros Hyménoptères. Il est conseillé d'utiliser une poche longue, presque aussi longue que le manche (Fig. 9A). Elle permet de capturer délicatement les Hyménoptères, sans avoir à faucher, simplement en couvrant l'insecte par le haut tout en maintenant la poche verticalement, une main sur le manche, l'autre tenant le fond de la poche. L'insecte s'envole ainsi naturellement vers le haut, s'efforçant de lui-même dans la poche du filet. Pour les abeilles et autres Hyménoptères floricoles, cette technique évite d'abimer les fleurs.

Par contre, un filet plus élaboré est nécessaire pour collecter des microhyménoptères. Celui-ci doit être constitué d'un manche long et robuste et d'un cercle portant une poche longue de tissu léger à mailles fines (du tissu à rideaux par exemple). Pour faucher la végétation, une armature robuste et une poche faite d'une toile résistante sont nécessaires (Fig. 9A). Les entomologistes recherchant les microhyménoptères dans la végétation utilisent une tête de filet de forme triangulaire. Elle permet d'augmenter la surface fauchée à proximité du sol et d'accroître ainsi l'efficacité du fauchage. Le fauchage se fait en frottant lentement le sol et la végétation rase et en fauchant toniquement ou lentement la végétation à différentes hauteurs. Il faut noter que deux hyménoptéristes fauchant un même champ mais avec des habitudes différentes prennent des insectes différents et qu'au contraire un même entomologiste prend souvent les mêmes insectes dans les mêmes localités... Il faut donc diversifier la hauteur, la vitesse et le type de végétation fauchée mais aussi faucher les pourtours des arbustes, les dénivelés du sol (rigoles, ornières) et le bas de la strate arborée car elles abritent souvent des espèces différentes de celles vivant dans la strate herbacée.

Le parapluie japonais

Le battage de branches d'arbres, d'arbustes et de branches mortes au dessus d'un parapluie japonais permet de collecter des espèces rares associées aux insectes xylophages. Un parapluie japonais classique (Fig. 9B) fera l'affaire en prenant en compte le fait que les Hyménoptères (contrairement à de nombreux Coléoptères) sont d'excellents voliers ; il faut donc agir prestement pour les saisir sur le parapluie à l'aide de l'aspirateur à bouche.

L'aspirateur à bouche

Rester allongé dans l'herbe, muni d'une loupe et d'un aspirateur, est une technique particulièrement efficace pour trouver quelques raretés. Certaines espèces d'hyménoptères n'ont encore jamais été collectées autrement.

L'aspirateur à bouche permet de capturer aisément les Hyménoptères de petite taille (de 1 à 15 mm de long) sur les plantes ou tout autre support mais aussi de les récupérer à l'intérieur du filet. Plusieurs types d'aspirateurs se trouvent dans le commerce (Fig. 9C) mais nous préférons utiliser une variante « maison » faite à l'aide d'un petit pots en verre (façon pot à compote pour bébé) fermés d'un gros bouchon de liège ou de caoutchouc percé (à l'aide d'une perceuse) pour y insérer deux tubes en Dural (\emptyset externe 8 mm) du commerce, coupés à la scie à métaux. L'un des tubes est soudé et de longueur variable selon les besoins. Sur l'autre tube, plus court, on emmanche du tube flexible silicone (\emptyset externe 10 mm), acheté au mètre dans les magasins d'aquariophilie, de bricolage ou sur internet. C'est ce tube flexible qui est porté à la bouche pour aspirer. Pour éviter que les insectes aspirés n'entrent dans la bouche, l'extrémité du tube Dural à l'intérieur du flacon est recouverte d'un morceau de filet (ou du bas nylon par exemple) maintenu par

un élastique. Le flacon de verre résiste aux vapeurs d'acétate et on y place un morceau de papier buvard qui permet aux insectes capturés de s'y accrocher mais qui absorbe aussi l'humidité, évitant ainsi aux parois du flacon de se couvrir de buée. Pour capturer de gros apoïdes, l'idéal est d'utiliser un bocal de confiture, un tube PVC entrant de 15 mm de diamètre et un tube sortant de 18 mm de diamètre relié à un morceau de tuyau souple. Par sécurité, pour éviter d'avaler une abeille et se faire piquer, on place un morceau de moustiquaire supplémentaire à l'extrémité du tube sortant, à la jonction avec le tuyau souple. On place également un fond en mousse ou en émailène afin d'amortir le choc de l'insecte aspiré. Les tubes sont à l'aide de petits bouchons en plastique et, si le flacon ne contient pas d'acétate, les insectes capturés peuvent rester vivants longtemps s'il est placé à l'ombre dans le sac à dos après y avoir ajouté un petit coton légèrement imbibé d'eau. On peut ainsi photographier les insectes vivants le soir en reconstituant leur milieu sur la table de la salle à manger !

Le piégeage

Le piégeage est aussi une méthode de récolte très productive. Le piège Malaise est l'un des plus efficaces et des plus couramment utilisés par les hyménoptéristes (Fig. 9D). La pose d'assiettes blanches, jaunes ou bleues contenant un liquide mouillant (de l'eau avec quelques gouttes de liquide vaisselle suffit) permet aussi de bonnes captures (Westphal *et al.* 2008). Elles peuvent être posées à même le sol au sein de la végétation, enfoncées dans la litière ou la terre ou bien surélevées pour piéger à différents niveaux de la strate herbacée voire juste au-dessus de la végétation. L'utilisation de petits verres plastiques (de préférence de couleur blanche ou jaune) remplis de liquide mouillant est aussi très efficace. Ils peuvent être déposés au pied de la végétation ou enfoncés dans le sol et examinés quelques heures plus tard. Les Hyménoptères ainsi collectés doivent être ensuite lavés à l'eau et conservés dans de l'alcool à 75° pour étude et préparation.

Le tampon et le flacon de chasse

L'utilisation de pinces – et une bonne dextérité – est nécessaire pour collecter les Hyménoptères (femelles) munis de dard et aux piqûres douloureuses (cas de certaines fourmis, pompiles, xylocopes, bourdons...). Mais, en général, un petit tube en plastique dont on place l'ouverture juste devant l'insecte suffit pour collecter les Hyménoptères vulnérants courant au sol. Les aculéates pris au filet sont ensuite récupérés à l'aide du flacon de chasse ; il faut agir avec précaution car certains montrent une grande vivacité pour s'échapper du filet...

Les Hyménoptères courant sur les troncs ou les branches sont souvent difficiles à collecter au filet ou directement à l'aspirateur. Un mouchoir en papier, un morceau de coton à démaquiller ou quelques feuilles de papier toilette blanc (les insectes en général perçoivent mal cette couleur) repliés en une sorte de « tampon » de 5-6 cm de côté facilitent leur capture : il faut s'approcher lentement de l'Hyménoptère en se « cachant » derrière le tampon que l'on approche jusqu'à 5-10 cm de l'insecte, sans geste brusque et en le suivant dans ses mouvements. Il s'arrête parfois, inquiet, mais ne s'envole pas si on ne bouge plus. On attend le moment favorable pour appliquer vivement le tampon sur le tronc, en coinçant l'insecte dessous. On soulève alors le tampon avec précaution pour repérer l'insecte et jeter rapidement l'ensemble dans un flacon de chasse.

L'élevage

Il est important de mieux connaître la biologie des Hyménoptères et en particulier celle des parasitoïdes. Une des façons les plus efficaces de combler notre manque de connaissance est d'élever des hôtes potentiels. La collecte des chrysalides, pupes, chenilles, larves en tout genre et œufs permet de recueillir leurs parasitoïdes et, dans bien des cas, de révéler ainsi pour la première fois des éléments de biologie les concernant. Il suffit pour cela de placer ces hôtes potentiels dans des enceintes closes, pour éviter qu'ils ne s'échappent, mais suffisamment aérées pour éviter la moisissure. Dans le cas où ces hôtes potentiels sont des larves phytophages, il faut aussi placer la plante-hôte dans l'enceinte et maintenir sa fraîcheur pour que leur développement jusqu'à la nymphose soit possible. Il faut surveiller régulièrement les boîtes d'élevage pour éviter que les parasitoïdes adultes émergent et meurent avant qu'on découvre leur présence, car les plus petits seront irrémédiablement abimés par une dessiccation rapide, ce qui rendra leur identification difficile. Par contre, il faut toujours laisser durcir la cuticule des adultes qui viennent d'émerger pendant une petite heure avant de les tuer. Il faut penser à noter les durées de développement observées, les dates d'émergence et toute autre observation, sans jamais oublier qu'il s'agit peut-être d'une nouveauté biologique.

La mise à mort

Les Hyménoptères capturés sont placés dans un bocal hermétique contenant une petite boule de papier toilette imbibée d'une goutte d'acétate d'éthyle. Il faut compter 15-20 mn pour bien tuer les petits Hyménoptères, une demi-heure pour les plus gros. Les insectes peuvent être préparés dans les 48 heures, voire un peu plus si les tubes sont placés dans un réfrigérateur. Les insectes tués à l'acétate d'éthyle ont l'avantage de garder souples leurs articulations et ils sont donc ainsi plus faciles à ramollir et à préparer. Dans le cas d'espèces à forte pilosité dont les soies s'abiment ou se collent entre-elles dans les vapeurs d'acétate, il est préférable d'utiliser un flacon à cyanure. Les plus petits spécimens peuvent être jetés directement dans l'alcool à 75°, mais la position qu'ils gardent suite à cette mort brutale les rend difficiles à préparer ; il est donc préférable de les anesthésier d'abord avec un tampon légèrement imbibé d'acétate d'éthyle. Enfin, si on envisage de séquencer leur ADN, il est conseillé de tuer les spécimens en les jetant directement dans de l'alcool à 95° de bonne qualité. Attention aux alcools achetés dans certains pays ; ils contiennent souvent des adjuvants qui rendent l'amplification et donc le séquençage des gènes difficiles. Emmener son propre alcool est préférable mais cela peut poser des problèmes avec les compagnies aériennes. On peut aussi placer le tube contenant l'insecte vivant directement dans un congélateur et ne le décongeler qu'au moment de la préparation ou de la mise en alcool pour le séquençage de son ADN.

Préparation et conditionnement des spécimens

L'entomologiste doit apporter un soin particulier à la préparation des spécimens. De récentes études moléculaires montrent que les complexes d'espèces jumelles ou cryptiques (groupes d'espèces extrêmement proches morphologiquement) sont nombreux au sein des Hyménoptères (ex : Lecocq *et al.* 2015). La préparation est donc une étape primordiale dans l'identification des espèces.

Il est conseillé de préparer rapidement les spécimens collectés, particulièrement les microhyménoptères. L'idéal est de les préparer le matin suivant la capture lorsqu'ils sont devenus souples et n'ont pas encore séché. Les modes de conditionnement comme de préparation des Hyménoptères varient selon le groupe considéré (Tableau 4).

Préparation des spécimens épinglés

La plupart des Hyménoptères de taille moyenne ou grande sont montés directement sur une épingle entomologique de diamètre approprié (Fig. 10). De manière conventionnelle, l'épingle est plantée (si possible) dans la partie droite du mesoscutum, presque perpendiculairement à la surface pour qu'elle ressorte par la partie ventrale de la mésopleure. En réalité, la pointe de l'épingle est légèrement orientée vers l'arrière de l'insecte car elle ne doit pas ressortir au niveau des membranes entourant les hanches, sous peine de voir l'insecte perdre ses pattes avant, tourner autour de l'épingle ou se casser entre pronotum et mesoscutum.

La détermination nécessite d'examiner plus particulièrement certaines parties de l'Hyménoptère, mais elles diffèrent selon les groupes concernés ; l'insecte épinglé doit donc être préparé de façon à faciliter cet examen. Pour cela il est piqué sur un bloc d'émaille et on utilise des épingles pour disposer les appendices de façon appropriée. Les antennes sont écartées et les pattes un peu étirées, les pattes antérieures sont dirigées vers l'avant, les pattes médianes et postérieures, séparées, vers l'arrière. Pour examiner la nervation alaire, il est utile d'ouvrir un peu les ailes en oblique, au moins sur le côté droit en essayant de maintenir l'accrochage entre l'aile antérieure et l'aile postérieure pour éviter qu'elles ne se superposent. L'étalage complet des ailes comme pratiqué pour les Lépidoptères est plus esthétique mais n'est pas nécessaire : il prend trop de temps et augmente la place occupée par les spécimens dans la boîte de collection. Chez les Apoidea, il faut également tirer la langue de l'insecte pour la déployer et ouvrir les mandibules afin de mettre en évidence la marge inférieure du clypeus.

Chez les Hyménoptères on se sert peu (à quelques exceptions près) des genitalia du mâle pour identifier une espèce sauf pour certains groupes d'Apoidea et de Vespoidea. Au moment du montage, il suffit de tirer délicatement les genitalia à l'aide d'une pince fine puis d'écarter les différentes pièces avec une épingle. On peut aussi détacher l'extrémité de l'abdomen de l'insecte (genitalia et sternites 7 et 8 qui se détachent souvent avec) et coller l'ensemble, pièces génitales écartées, face ventrale vers le haut, sur une paillette piquée sous le spécimen.

Tableau 4. - Mode de préparation et de conditionnement préconisés pour les différents groupes d'Hyménoptères.

Groupes taxonomiques	Mode de préparation	Conditionnement à sec	Conditionnement en alcool
Symphytes de grande taille > 5 mm	Épingle n°0 à 3	Couches classiques	Tube 10 ml, bouchon vissant, joint torique
Symphytes de petite taille < 5 mm	Paillette rectangulaire	Microcouches	Tube 2 ml, bouchon vissant, joint torique
Ichneumons et braconides, chalcidiens et cynipides, autres microhyménoptères de taille > 1 mm	Paillette rectangulaire (< 10 mm) ou épingle pour les plus gros	Microcouches plastiques	Tube 2 ou 10 ml, bouchon vissant, joint torique
Microhyménoptères de petite taille (< 1 mm) Mymaridae, Trichogrammatidae, Aphelinidae, etc.	Lame microscopique	Microcouches plastiques	Tube 2 ou 10 ml, bouchon vissant, joint torique
Aculéates de grande taille > 5 mm, sauf Apoïdes poilus	Épingle n°0 à 3	Couches classiques	Tube 10 ml, bouchon vissant, joint torique
Aculéates de petite taille < 5 mm, sauf Apoïdes poilus	Paillette rectangulaire	Microcouches	Tube 2 ml, bouchon vissant, joint torique
Apoïdes poilus	Épingle n°0 à 3 ou paillette rectangulaire	Épinglés en boîte entomologique	Tube 10 ml, bouchon vissant, joint torique

Préparation des spécimens sur paillette

Les symphytes, les aculéates et les microhyménoptères de petite taille seront avantageusement préparés sur des paillettes de carton blanc de préférence rectangulaires. Cette méthode sera préférée à celles longtemps préconisées et encore couramment utilisées de la minutie ou de la paillette triangulaire. En effet, ces deux types de montage protègent mal l'insecte qui peut être détérioré en cas de choc. Toutefois la présence de larges étiquettes sous le spécimen limite ce risque. La minutie est une microépingle sans tête, extrêmement fine, dont on traverse le thorax de l'insecte avant de la piquer à l'extrémité d'un fin bloc d'émalène monté sur épingle. Avec le temps, les minuties s'oxydent, causant la détérioration des spécimens. Les paillettes triangulaires en outre ne procurent pas la qualité d'observation conférée par le fond blanc des paillettes rectangulaires.

On utilise surtout des paillettes blanches de 6 x 14 mm ainsi que des paillettes de 7 x 16 mm pour les spécimens de plus grande taille. Ces paillettes ont l'avantage de réfléchir la lumière et rendre l'observation des sculptures et des soies plus aisée sous l'éclairage d'un petit tube néon de 11 ou 15 W. La lumière diffuse du néon et la lumière indirecte venant de la paillette éliminent les reflets et permettent de découvrir des caractères cuticulaires autrement invisibles. Pour faciliter l'observation, on peut aussi placer l'insecte à observer sous la loupe binoculaire au centre d'un cylindre de papier calque.

Les petits Hyménoptères aculéates sont généralement collés sur leur face ventrale, ce qui oblige parfois à les décoller pour observer cette face lorsqu'elle porte des caractères diagnostiques. Par contre, les chalcidiens et autres petits parasitoïdes sont collés sur leur face latérale droite, la tête vers l'extrémité libre de la paillette, ce qui permet d'observer facilement toutes les faces de l'insecte. Le montage se fait sous la loupe binoculaire à faible grossissement. On dépose un fin trait de colle au milieu de la paillette, puis on prend avec des pinces fines (pinces Dumont N° 5) les ailes droites du spécimen et on le rapproche doucement du trait de colle tout en évitant que les ailes touchent la colle. Une fois le thorax dans la colle, on place délicatement les ailes droites à plat sur la paillette en maintenant si possible l'aile postérieure accrochée à l'aile antérieure. Les pattes, antennes et ailes ne doivent pas être englués lors du collage, ce qui est difficile. On appuie ensuite légèrement sur le thorax de l'insecte pour l'enfoncer dans la colle. À l'aide d'un petit bloc à piquer permettant de positionner toujours à la même hauteur paillette et étiquettes, on monte la paillette portant l'insecte sur une épingle n° 3 ou 4. Pour des raisons esthétiques, il est préférable de planter l'épingle toujours au même niveau, pour la paillette comme pour les étiquettes.

Dans le cas d'un parasite obtenu en élevage, on peut ajouter une seconde paillette sous le spécimen sur laquelle on colle le cocon de nymphose ou la dépouille de l'hôte lorsqu'ils ne sont pas trop volumineux ; sinon ils doivent être montés sur une autre épingle avec des étiquettes portant l'ensemble des informations concernant le parasitoïde.

La colle utilisée doit être hydrosoluble et ni trop épaisse (dans ce cas elle fait des fils) ni trop liquide (dans ce cas elle coule sur la paillette) ; il convient donc de la liquéfier avant utilisation si nécessaire. La colle translucide appelée « Cléopâtre » a l'avantage d'être hydrosoluble, incolore, inodore et de sécher en restant relativement souple.

Préparation des spécimens entre lame et lamelle

Les spécimens de très petite taille (microhyménoptères de moins de 1 mm de long ; chalcidiens surtout) doivent être préparés entre lame et lamelle pour une observation au microscope. Le détail de la méthode développée par Gérard Delvare pour le montage des microchalcidiens sera présenté dans un prochain volume de cette série. On peut se référer aussi à la méthode préconisée par Noyes (1982). L'insecte doit être préalablement traité dans un bain de potasse afin de le vider des tissus qu'il contient (organes, muscles et conjonctif). La potasse empêche également la chitine de se flétrir et laisse le corps de l'insecte bien turgescent, ce qui évite la rétraction des pièces morphologiques. Les étapes suivantes de la préparation comprennent une neutralisation de la potasse par l'acide acétique pur, une déshydratation par des bains successifs d'alcool, un bain d'essence de lavande et un montage dans le baume du Canada. Cette résine naturelle transparente issue de la résine du sapin baumier (*Abies balsamea*) a un indice de réfraction proche de

celui du verre ; c'est le seul milieu permettant de conserver des préparations microscopiques en parfait état pendant de nombreuses années. L'usage de milieux aqueux (Hoyer ou gomme au chloral) qui se dégradent en quelques années est déconseillé.

Étiquetage des spécimens

Il est particulièrement important d'étiqueter tous les spécimens mis en collection. Il ne faut pas se servir uniquement d'un code mais donner aussi de manière compréhensible l'ensemble des informations concernant le spécimen. Avec des codes et un carnet d'annotations associé on prend le risque de perdre la totalité des informations sur les localités de collecte, en cas de perte du carnet ou de prêt du matériel entomologique. Il est important aussi de maintenir une base de données (même restreinte) contenant l'ensemble des données de localités et permettant de vérifier les étiquettes si nécessaire. Les informations sont inscrites sur une ou plusieurs étiquettes superposées dont la dimension est choisie en fonction de la taille du spécimen épinglé ou de la paillette sur laquelle il est collé. On utilise des étiquettes de couleurs différentes pour coder les régions géographiques du monde : blanc pour la région holarctique (paléarctique et néarctique), bleu pour la région afrotropicale, vert pour la région néotropicale, jaune pour la région orientale et australasienne. L'étiquette associée à un spécimen de collection doit comprendre au moins les informations suivantes : pays, province, localité, coordonnées géographiques (si possible), altitude, date et collecteur. Des informations biologiques ou écologiques peuvent aussi être ajoutées, comme par exemple la plante ou l'insecte hôte. Il est intéressant de noter dans un carnet de récolte un descriptif plus complet du biotope et dans lequel on relèvera les éléments pertinents pour le groupe étudié (relevé phytosociologique par exemple). Un code sur l'étiquette (Fig. 10, « (225) ») permet alors de retrouver facilement la description détaillée de la localité. On trouvera dans l'article de Mouret *et al.* (2007) un exemple détaillé sur la façon de présenter les étiquettes.

Conditionnement des spécimens

Il est parfois impossible de préparer rapidement les insectes collectés. Des méthodes de conditionnement appropriées sont alors nécessaires pour les maintenir dans le meilleur état possible avant leur préparation définitive.

Plusieurs méthodes sont utilisées par les hyménoptéristes (Tableau 4) :

1. Les insectes de petite taille qui risquent de se flétrir en séchant sont conservés en alcool 75° avant d'être séchés et préparés sur paillette (Fig 10). Un tampon de coton permet de les maintenir dans la partie basse du tube. Les insectes de plus grande taille peuvent aussi être conservés en alcool, mais cette méthode de stockage les rend cassants et difficiles à monter ultérieurement.
2. Les insectes destinés à des études moléculaires doivent être de préférence conservés dans des tubes d'alcool à 95° stockés au congélateur. Il est primordial que l'alcool ne s'évapore pas et on utilise pour cela des tubes plastique de 2 ou 10 ml à bouchon vissant et joint torique, vendus par des maisons spécialisées. On conserve ainsi des spécimens pendant plus de 20 ans sans problème. Tous les autres contenants sont bien moins fiables que ces tubes.
3. Les insectes de taille petite ou moyenne peuvent être conservés à sec ou après déshydratation dans de petites boîtes rectangulaires translucides contenant une petite épaisseur de coton à démaquiller recouverte d'une feuille de papier toilette, le tout coupé aux dimensions de la boîte (Fig. 10). Ces mini-couches sont aisément manipulables, se rangent facilement, permettent d'observer facilement

les insectes à la loupe bioculaire et les protègent des psouques et anthrènes. Elles peuvent par contre favoriser le développement de moisissures si les insectes n'ont pas été bien séchés avant leur mise en boîte.

4. Les Hyménoptères de grande taille peuvent être stockés sur des couches de coton cardé, placées dans du papier journal ou dans un papier fin, blanc et résistant, puis rangées dans des boîtes étanches, une fois les insectes séchés. Les boîtes pour aliment possédant un joint et se fermant par des rabats sur leurs quatre côtés sont idéales. Là encore, il est important de sécher complètement les spécimens en couches avant de les mettre dans ce type de boîtes afin d'éviter le développement de moisissures.
5. Pour les spécimens velus, abeilles notamment, il est préférable de les conserver à sec, montés sur une épingle et disposés dans une boîte entomologique munis de leur étiquette de localité.

Dans tous les cas les tubes ou couches utilisés pour stocker les insectes doivent porter deux étiquettes identiques, positionnées dans et sur le tube ou la couche (cf. Étiquetage des spécimens). Les insectes peuvent être conservés à sec presque indéfiniment. Ceux conservés en alcool doivent obligatoirement être placés au frais (réfrigérateur) et à l'obscurité pour se conserver longtemps (plus de 10 ans). Pour une plus longue durée, il est préférable de les sécher et de les conserver à sec.

Ramollissage des spécimens

Les spécimens stockés à sec doivent être ramollis avant leur préparation sur paillette ou sur épingle. On utilise différentes méthodes selon la taille de l'insecte à ramollir :

1. Les grands spécimens sont placés directement sur une couche humide disposée dans un grand récipient en verre fermé par un couvercle hermétique. Les insectes peuvent être maintenus dans ces conditions pendant une journée ou deux jusqu'à complet ramollissement.
2. Une méthode plus « sauvage » mais efficace pour les Hyménoptères non velus est de les jeter dans un pot rempli d'eau, additionnée de quelques gouttes de liquide vaisselle. Une dizaine d'heures est parfois nécessaire pour obtenir des insectes souples. Cette méthode empruntée aux coléoptéristes est parfaitement applicable aux Hyménoptères. La seule difficulté réside dans le séchage des ailes. Un peu d'expérience est nécessaire et on conseille au novice de s'entraîner avec quelques guêpes. Pour sécher efficacement les ailes il suffit de déposer l'Hyménoptère sur un papier buvard ou sur quelques feuilles de papier toilette en le plaçant sur le dos, pattes en l'air, ailes écartées de part et d'autre du corps, ou bien, pour les petits spécimens, sur le côté, ailes à plat au dessus du corps ; quand l'insecte est presque sec, il suffit alors de soulever et séparer délicatement les ailes à l'aide d'une épingle ou d'un pinceau fin.
3. Pour ramollir de petits spécimens, on dépose une microcouche plastique dans une boîte de Pétri dont le fond est recouvert d'une feuille de buvard humide. Il ne faut pas trop humidifier la feuille, pour éviter toute condensation qui rend difficile la préparation des ailes. Les petits spécimens sont ramollis en 1 ou 2 heures, les plus grands nécessitent parfois plus de 6 heures.
4. Une variante de cette dernière méthode peut être utilisée pour les spécimens deshydratés par la méthode de l'acétone (voir ci-dessous). Elle consiste à utiliser un buvard imbibé d'acide acétique (et non pas d'eau).

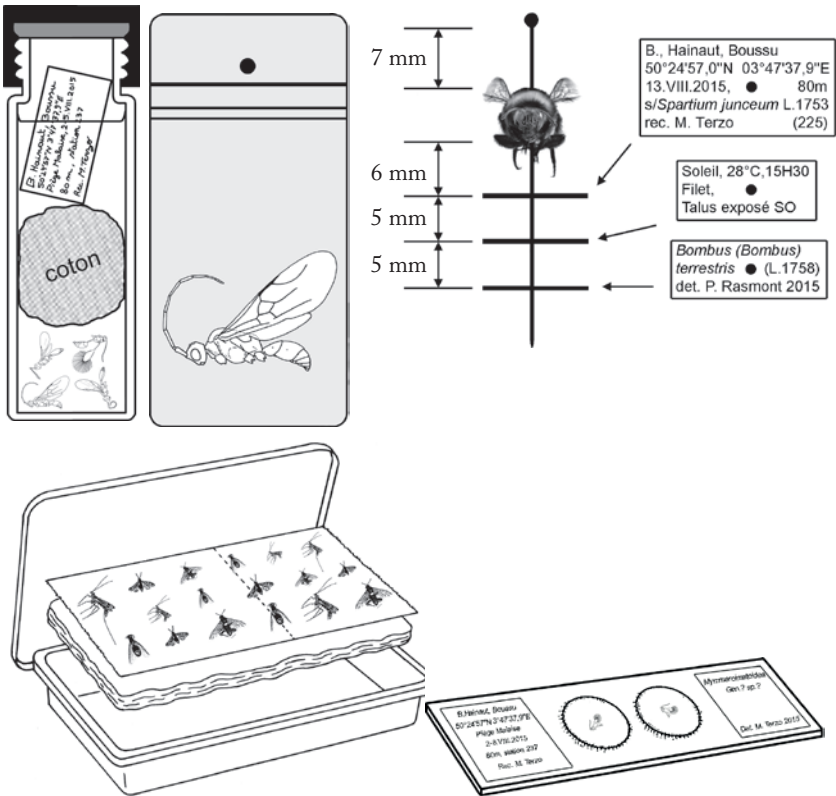


Fig. 10. - Préparation des Hyménoptères pour la mise en collection. De gauche à droite, en haut : spécimen épingle ; spécimen sur paillette rectangulaire ; spécimens en tube ; en bas : spécimens entre lame et lamelle ; spécimens sur couche.

Déshydratation-séchage des insectes conservés en alcool

Les insectes conservés en alcool deviennent souvent cassants, leurs pattes se raidissent et leur pilosité se détériore. Il faut les monter en tentant de leur redonner un aspect plus naturel, ce qui facilite leur détermination. Le protocole présenté ici est celui du Laboratoire de Systématique et Biologie des Abeilles de l'USDA à Logan, Utah, repris par Mouret *et al.* (2007).

1. Récupérer les spécimens dans une passoire à maille fine et les rincer délicatement à l'eau en les protégeant avec la main.
2. Placer ensuite les spécimens dans un récipient avec de l'eau tiède (30°C environ) et quelques gouttes de liquide vaisselle ; agiter pendant une minute.
3. Récupérer les insectes dans la passoire et les rincer à nouveau.
4. Egoutter la passoire et essuyer l'excès d'eau avec un torchon puis rincer avec de l'éthanol 96 .

5. Placer les insectes dans du papier absorbant et remuer les spécimens pour un premier séchage ; changer le papier jusqu'à absorption quasi totale du liquide.
6. Placer les spécimens dans une poche faite avec une serviette en papier propre et agiter la poche énergiquement (mais précautionneusement) pendant 20 secondes environ.
7. Brosser chaque spécimen avec un pinceau pour peigner et séparer les poils agglutinés. On peut aussi « peigner » les abeilles très poilues (*Dasygoda*, *Bombus*, *Anthophora*...) sous un sèche-cheveux afin de leur redonner un aspect plus « naturel ».
8. Monter les insectes sur épingle et éventuellement exposer les genitalia des mâles. On peut ensuite les placer à 60 cm environ d'un petit ventilateur à air chaud (1500 W) pendant environ 6-8 h pour mieux les sécher, faciliter l'évaporation de l'alcool et de l'eau et éviter ainsi que les poils restent collés.

Parfois lors de l'épingleage, une goutte de liquide ressort ce qui a tendance à réhumidifier les poils ; on peut alors tamponner légèrement avec un papier absorbant et passer de nouveau le pinceau, voire le sèche-cheveux. Si les abeilles ont été stockées dans des solutions d'alcool plus concentrées ou que les spécimens restent cassants, il est alors nécessaire de les réhydrater afin d'éliminer l'excès d'alcool en plaçant les insectes rincés dans un flacon d'eau distillée. La durée de trempage dépend de la taille de l'insecte, de la concentration de la solution d'alcool et de la durée du stockage en alcool : il faut laisser les spécimens suffisamment longtemps pour qu'ils redeviennent malléables sans atteindre la putréfaction. Les genitalia sont alors plus faciles à extraire.

Déshydratation-séchage des microhyménoptères. Méthode de l'acétone

Plusieurs méthodes existent pour déshydrater les micro-hyménoptères plongés dans l'alcool à 75° et éviter qu'ils se rétractent. La plus simple utilise l'acétone (van Noort 1995). Elle est simple et peu onéreuse et fonctionne aussi très bien sur des insectes de toute petite taille. En outre, contrairement à d'autres produits, l'acétone n'est pas réputée être cancérigène, mais reste cependant irritante pour les yeux. Elle permet le séchage en vue d'un montage sur paillette ou de la préparation des spécimens pour la photographie au microscope électronique à balayage. L'acétone intervient pour remplacer l'alcool contenu dans le spécimen ; en s'évaporant rapidement, elle laisse le spécimen dans un parfait état. Cette technique permet la préparation de larves aussi bien que d'adultes et a tout d'abord été utilisée sur des larves de moustiques. Le protocole est le suivant.

1. Sortir les insectes de l'alcool 75°, les placer dans des paniers microporeux ou les positionner sur une grille très fine ou encore les coller rapidement sur une paillette.
2. Utiliser un bocal à conserve (Ø 10 cm) possédant un joint caoutchouc étanche. Mettre un coton largement imbibé d'acétone au fond du bocal. Idéalement on construira un petit support en fil de fer permettant de positionner aisément paillettes et grilles au dessus du coton. Fermer le bocal qui va se saturer en vapeur d'acétone.
3. Laisser les insectes dans ces vapeurs d'acétone au moins 3 heures.
4. Sortir les insectes et les placer sous une source de chaleur (lampe) pendant une vingtaine de minutes.
5. Repositionner rapidement les pattes des insectes collés sur les paillettes.

Conservation des collections

Nous reprenons ici les conseils publiés par Mouret *et al.* (2007). Toute collection d'insectes doit être surveillée, car elle peut subir des agressions diverses : attaques d'insectes nécrophages, comme les Dermestidae, et attaques de moisissures et autres champignons en présence d'humidité. Les produits utilisés par les entomologistes dans les décennies précédentes sont extrêmement nocifs pour l'homme notamment en cas de contacts (respiration) prolongés ou fréquents. C'est le cas de la créosote de hêtre, de la naphthaline, du paradichlorobenzène, du lindane... Il existe néanmoins des méthodes plus douces mais efficaces pour stériliser les boîtes de collection et prévenir l'arrivée des dermestes.

1. Les huiles essentielles (thym, romarin...) sont utilisées pour repousser certains insectes gênants. Leur efficacité contre les dermestes et autres insectes mangeurs de collection n'a pas été testée, mais les collections conservées depuis quelques années avec des huiles essentielles sont demeurées intactes et ont l'avantage de sentir bon.
2. La congélation est la méthode utilisée à ce jour pour préserver les collections entomologiques de nombreuses institutions. Les boîtes sont emballées dans un sachet plastique hermétique et placées dans un congélateur à -18°C (plus froid si possible) pendant une dizaine de jours. Le sac plastique permet d'éviter la condensation pendant la décongélation. Les dermestes ne résistent pas à de telles températures. Il se peut par contre que leurs œufs soient plus résistants. Cette opération est donc répétée au bout de 10 jours (temps d'incubation des œufs). On peut ainsi largement faire tourner toutes les boîtes d'une collection tout au long de l'année.

Enfin, pour conserver les collections sur le long terme, il faut :

1. contrôler régulièrement les boîtes (au moins 2 fois par an) et prévenir toute attaque ;
2. conserver sa collection dans un milieu frais ($15-20^{\circ}\text{C}$) et sec ($< 50\%$ d'hygrométrie) ; la température optimale de conservation restant celle d'un réfrigérateur (environ $4-6^{\circ}\text{C}$) ;
3. un passage régulier au congélateur pour tuer les éventuels envahisseurs (deux fois 10 jours à -18°C à 10 jours d'intervalle).

CLÉ D'IDENTIFICATION DES SUPERFAMILLES D'HYMÉNOPTÈRES DE LA RÉGION PALÉARCTIQUE

Cette clé simplifiée permet d'identifier la majeure partie des espèces européennes au niveau taxonomique de la superfamille, mais elle ne tient pas compte de toutes les exceptions. Pour une clé plus détaillée se reporter à Goulet & Huber (1993).

1. Pas de constriction nette entre le premier segment abdominal (non fusionné au thorax et souvent incisé longitudinalement) et le second ; cenchri du metanotum parfois présents (Figs 11A-B) ; adultes toujours ailés ; ailes pourvues de nombreuses cellules fermées (SYMPHYTA) **2**
- Une constriction le plus souvent nette (Fig. 11C) entre le premier segment abdominal (propodeum, soudé au thorax) et le reste de l'abdomen (metasoma) ; si la constriction n'est pas distincte (Fig. 11D) alors l'insecte est de petite taille et ses ailes postérieures sont dépourvues de cellules ; metanotum dépourvu de cenchri ; adultes parfois aptères ou brachyptères (APOCRITA) **8**

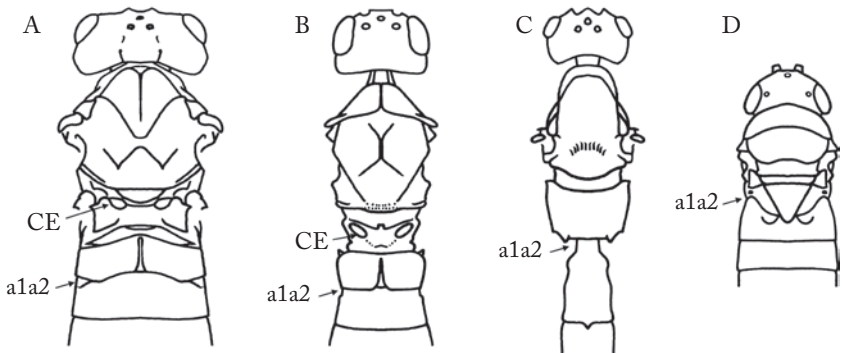


Fig. 11. - Tête et mesosoma en vue dorsale : A-B, Symphyta ; C-D, Apocrita.
a1a2 = limite entre les deux premiers tergites abdominaux ; ce = cenchri.

- 2(1) Antennes insérées sur la face ventrale près de l'ouverture buccale ; tête portant des tubercules dentiformes sur le front (Fig. 12A)..... **Orussoidea**
- Antennes insérées nettement au-dessus de l'ouverture buccale, en général au-dessus de la ligne oculaire (Figs 12B-C)..... **3**

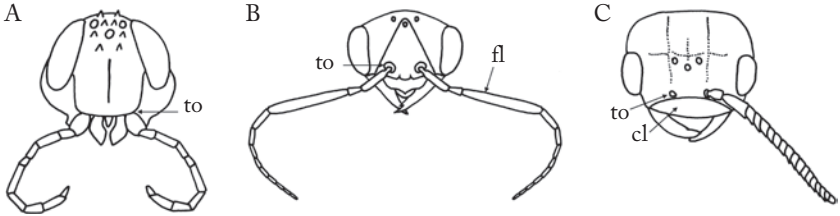


Fig. 12. - Tête vue de face : A, Orussoidea ; B, Xyeloidea ; C, Pamphilioidea.
cl = clypeus ; fl = 1^{er} flagellomère ; to = torulus.

- 3(2) Antenne caractéristique avec un 1^{er} flagellomère long et épais et les 9 suivants formant un fin filament (Fig. 12B) ; femelle avec un ovipositeur rigide aussi long ou plus long que l'abdomen **Xyeloidea**
Antenne avec un 1^{er} flagellomère plus ou moins long mais non dilaté par rapport aux suivants ; femelle avec un ovipositeur court ; si l'ovipositeur est long (mais plus court que l'abdomen), alors la femelle mesure plus de 10 mm de long..... 4
- 4(3) Tibia antérieur avec 1 éperon apical (Fig. 13A)..... 5
Tibia antérieur avec 2 éperons apicaux (Fig. 13B)..... 7



Fig. 13. - Tibia antérieur : A, un éperon apical ; B, deux éperons apicaux.

- 5(4) Cenchri du metanotum absents ; pronotum aussi long que large en vue dorsale, son bord postérieur faiblement concave (Fig. 14A) ; abdomen légèrement comprimé latéralement entre le premier et le second segment **Cephoidea**
Cenchri du metanotum présents ; pronotum bien plus large que long en vue dorsale, son bord postérieur nettement concave (Figs 14B-D) ; abdomen non comprimé latéralement entre le premier et le second segment 6
- 6(5) Mesonotum divisé transversalement par un sillon reliant les insertions des ailes antérieures ; tête subcirculaire portée par des propleures allongées formant un long « cou » (Fig. 14B) ; dernier tergite et dernier sternite abdominal sans prolongement apical (Fig. 15A) **Xiphidriidea**
Mesonotum sans sillon transversal ; propleures non allongées en « cou » ; dernier tergite de la femelle et dernier sternite du mâle avec un prolongement en forme de pointe (Figs 15B-C) **Siricoidea**
- 7(4) Abdomen très large et fortement aplati dorso-ventralement ; tête large et massive (Fig. 14C) ; clypeus large, presque aussi large que la distance entre les yeux (Fig. 12C) ; antenne avec au moins 15 flagellomères..... **Pamphilioidea**
Abdomen plus cylindrique ; tête moins massive (Fig. 14D) ; clypeus moins large que la distance entre les yeux ; antenne avec un nombre de flagellomères très variable selon les familles (1 à 25)..... **Tenthredinoidea**

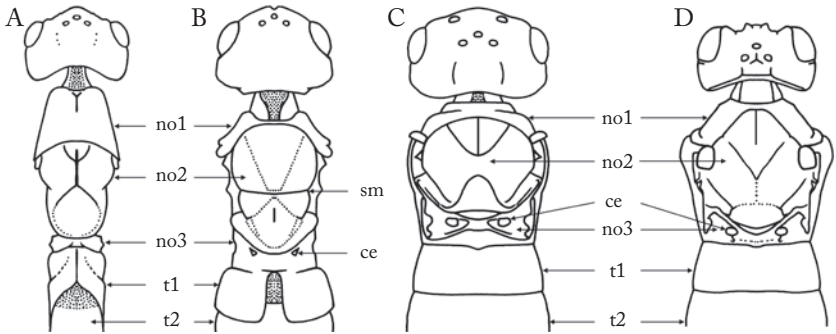


Fig. 14. - Mesosoma en vue dorsale : A, Cephoidea ; B, Xyphidriodea ; C, Pamphilioidea ; D, Tenthredinoidea. ce = cenchri ; no1 = pronotum ; no2 = mesonotum ; no3 = metanotum ; sm = sillon transverse du mesonotum ; t1 = 1^{er} tergite ; t2 = 2^e tergite abdominal.

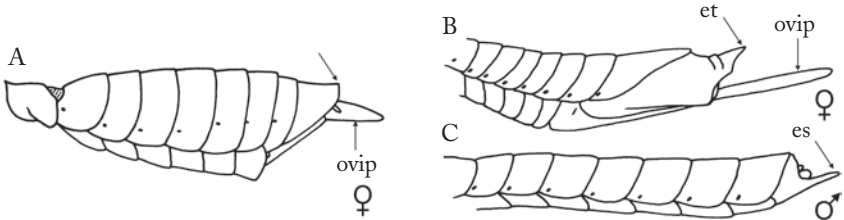


Fig. 15. - Abdomen en vue latérale : A, Xyphidriodea ; B-C, Siricoidea. es = épine sternale ; et = épine tergale ; ovip = ovipositeur.

- 8(1) Ailes bien développées dépassant en arrière le bord postérieur du mesosoma .. 9
 Ailes courtes, ne dépassant pas en arrière le bord postérieur du mesosoma, ou ailes absentes 23
- 9(8) Tête globulaire portant une couronne de petites dents autour des ocelles (Fig. 16A) ; coxa postérieure élargie à la base, ses deux articulations avec le mesosoma très éloignées l'une de l'autre (Fig. 16B) ; fémur postérieur avec une dent ventrale ; ovipositeur long..... **Stephanoidea**
 Tête généralement non globulaire, très rarement avec des dents autour des ocelles ; coxa postérieure rétrécie au niveau de son insertion sur le mesosoma (Fig. 16C) ; fémur postérieur très rarement denté ventralement ; ovipositeur de taille variable..... 10



Fig. 16. - A, Tête de Stephanoidea en vue latérale. B-C, Insertion de la coxa postérieure : B, Stephanoidea ; C, Ichneumonoidea. cx3 = coxa postérieure ; pp = propodeum ; t1 = tergite 1 du metasoma.

- 10(9) Metasoma inséré haut sur le propodeum, foramen propodéal et foramen coxal séparés par une distance supérieure au diamètre de ces foramens (Fig. 17A)
 **Evanoidea**
 Metasoma inséré plus bas sur le propodeum, les foramens propodéal et coxal proches, séparés par une distance inférieure à leur diamètre (Fig. 17B)..... **11**

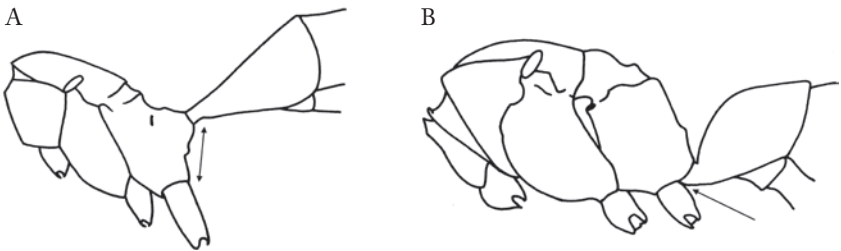


Fig. 17. - Insertion du pétiole sur le propodeum, vue latérale :
 A, Evanoidea ; B, Vespoidea.

- 11(10) Metasoma très fortement comprimé latéralement, souvent lenticulaire ; nervation typique, avec une cellule costale (Cc) ouverte vers l'avant et une cellule marginale (2R1) le plus souvent triangulaire et ouverte (Fig. 18A) ou fermée (Fig. 18B) vers l'avant ; dans de rares cas (Fig. 18C), la cellule marginale est très allongée **Cynipoidea**
 Metasoma rarement très comprimé latéralement ; nervation différente (Figs 18D-F, 20-22, 25-26)..... **12**
- 12(11) Antenne insérée en haut de la face sur un plateau ou une proéminence conique ; torulus orienté vers le haut (Fig. 19A) ; corps sans coloration métallique, antenne avec au plus 15 flagellomères **13**
 Antenne insérée loin ou près de la cavité orale, sur la face dépourvue de proéminence conique ; torulus orienté vers l'avant du corps (Figs 19B-C). Dans de rares cas, la face est plus ou moins protubérante mais alors l'insecte a une coloration métallique ou une antenne avec plus de 15 flagellomères **14**

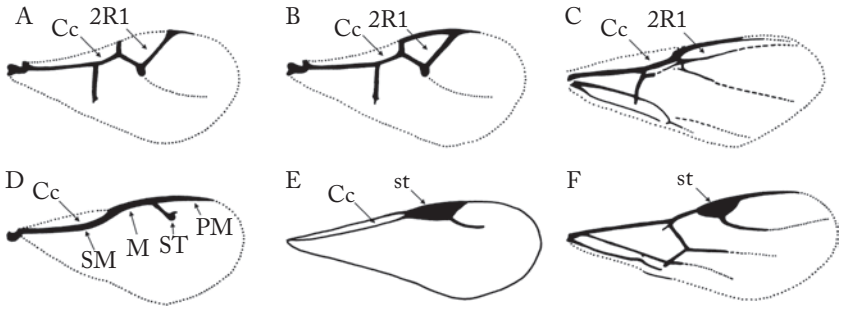


Fig. 18. - Aile antérieure : A-C, Cynipoidea ; D, Chalcidoidea ; E, Chrysoidea (Dryinidae) ; F, Ichneumonoidea (Braconidae). Cc = cellule costale ; 2R1 = cellule marginale ; st = stigma. Nervures (aile D) : SM = submarginale ; M = marginale ; ST = stigmale ; PM = postmarginale.

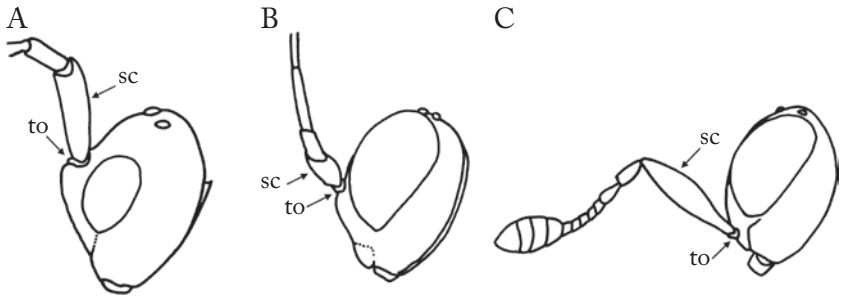


Fig. 19. - Tête en vue latérale : A, Diaprioidea ; B, Ichneumonoidea ; C, Chalcidoidea. sc = scape ; to = torulus.

- 13(12) Antenne non coudée, avec 8 flagellomères ; premier segment du metasoma conique ; aile antérieure avec au moins 3 cellules fermées par des nervures bien pigmentées (Fig. 20A).....(rares, Embolemidae) **Chrysoidea partim**
 Antenne coudée, avec 10 à 15 flagellomères ; premier tergite du metasoma tubulaire ; aile antérieure à nervation simplifiée, avec au plus 2 cellules fermées par des nervures bien pigmentées (Figs 20B-C).....
(la plupart des espèces) **Diaprioidea partim**

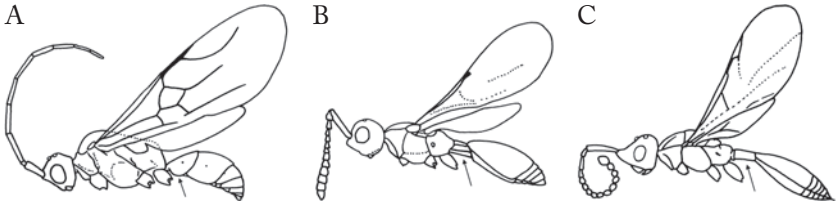


Fig. 20. - Habitus vue latérale : A, Chrysoidea (Embolemyidae) ; B-C, Diaprioidea (Diapriidae).

- 14(12) Aile antérieure (Figs 18D, 21, 22) et aile postérieure sans cellule fermée..... 15
 Aile antérieure avec au moins 1 cellule fermée (Figs 18E-F) et souvent plus de 3 cellules fermées (Figs 25, 26C) ; aile postérieure avec ou sans cellule fermée... 18
- 15(14) Aile antérieure en forme de cuillère, à surface réticulée sans nervure et des soies marginales beaucoup plus longues que la plus grande largeur de l'aile ; aile postérieure en bâtonnet ; pétiole cylindrique composé des deux premiers segments du metasoma (Fig. 21) ; taille réduite, environ 1 mm
 (très rares) **Mymarommatoides**
 Aile antérieure différente, sans surface réticulée ; si des soies marginales sont présentes, elles sont au maximum aussi longues que la plus grande largeur de l'aile ; aile postérieure avec une partie membraneuse parfois très étroite ; pétiole (quand il est présent) composé d'un seul segment ; taille variable 16

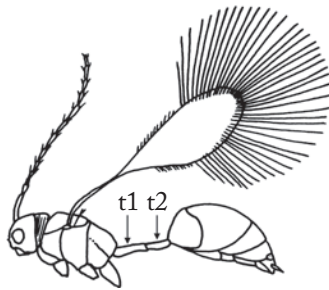


Fig. 21. - Habitus, vue latérale : Mymarommatoides. t1-t2 = 1^{er} et 2^e tergites du metasoma.

- 16(14) Aile antérieure sans nervure submarginale ; nervure marginale séparée du stigma (large ou étroite) par une étroite interruption ; nervure stigmale courbe (Figs 22A-B) ; metasoma bien sclérifié, non pétiolé, premier tergite apparent le plus long (Fig. 23A)..... (la plupart des espèces) **Ceraphronoidea partim**
 Aile antérieure différente, souvent avec une nervure submarginale (Figs 22C-F), parfois sans nervure ; metasoma bien sclérifié ou non, premier tergite de taille et de forme variable 17

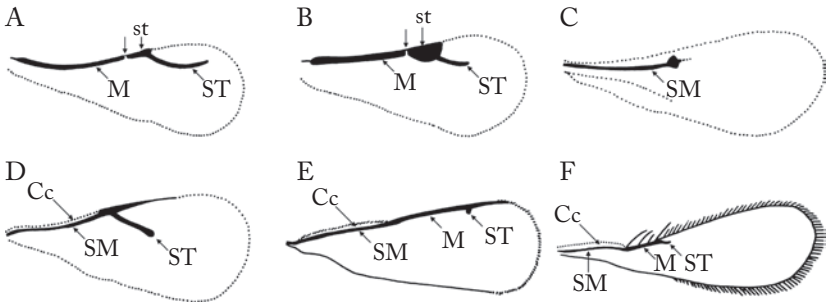


Fig. 22. - Aile antérieure : A-B, Ceraphronoidea ; C-D, Platygastroidea ; E-F, Chalcidoidea. M = nervure marginale ; st = stigma ; ST = nervure stigmale ; SM = nervure submarginale .

- 17(16) Aile antérieure sans nervure stigmale (Fig. 22C) ou à nervure stigmale droite et plus ou moins allongée (Fig. 22D) ; ailes parfois dépourvues de toute nervation ; corps toujours noir ou brun jaune, sans reflets métalliques ; metasoma bien sclérifié avec souvent une carène latérale (carène métapleurale) séparant tergites et sternites (Fig. 23B) ; pronotum touchant la tegula (Fig. 24A).....
 (la plupart des espèces) **Platygastroidea partim**
 Aile antérieure avec une nervure stigmale de taille et de forme variable (Fig. 18D), parfois très courte (Figs 22E-F) ; corps généralement avec des reflets métalliques et/ou peu sclérifié, rarement noir et bien sclérifié ; metasoma sans carène métasomale. Pronotum séparé de la tegula par un petit sclérite triangulaire, le prepectus, présent uniquement dans cette superfamille mais souvent difficile à distinguer (Fig. 24B).... (la plupart des espèces) **Chalcidoidea partim**

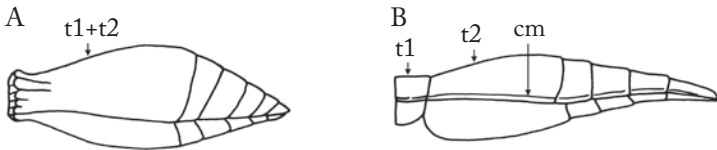


Fig. 23. - Metasoma en vue latérale : A, Ceraphronoidea ; B, Platygastroidea. cm = carène métapleurale ; t1 = tergite 1 ; t2 = tergite 2.

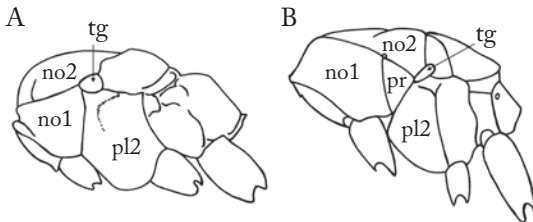


Fig. 24. - Mesosoma en vue latérale : A, Platygastroidea ; B, Chalcidoidea. no1 = pronotum ; no2 = mesonotum ; pl2 = mesopleure ; pr = prepectus ; tg = tegula.

- 18(14) Aile antérieure sans cellule costale, nervation bien développée (Figs 25A-B) ; antenne avec plus de 15 flagellomères. Très rarement, aile antérieure avec moins de 3 cellules fermées (Fig. 18F) et/ou antenne avec moins de 15 flagellomères..

Ichneumonoidea

Aile antérieure avec une cellule costale (Cc) distincte (Figs 26A-D) ; nervation bien développée (Figs 26B-C) ou plus ou moins simplifiée (Figs 18E, 26A et D) ; antenne avec presque toujours moins de 15 flagellomères..... 19

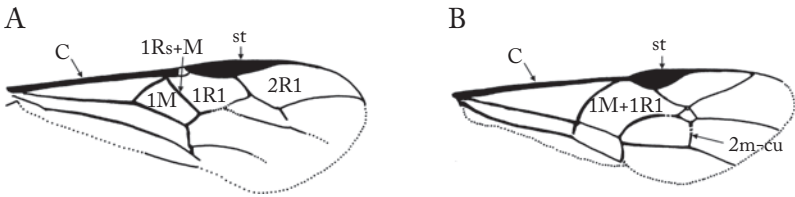


Fig. 25. - Aile antérieure, Ichneumonoidea : A, Braconidae ; B, Ichneumonidae.

C = nervure costale ; 1Rs+M = nervure radio-médiale ; st = stigma. Cellules : 1M = discale ; 1M+1R1 = discosubmarginale ; 1R1 = submarginale ; 2R1 = marginale.

- 19(18) Aile postérieure sans cellule fermée ou au plus une seule cellule fermée..... 20
Aile postérieure avec au moins 2 cellules fermées..... 21

- 20(19) Aile antérieure avec une cellule marginale (2R1) fermée : soit la cellule marginale est très petite (Fig. 26A) et la nervation réduite (Proctotrupidae), soit la cellule marginale est allongée et la nervation bien développée avec une cellule discale (1M) triangulaire caractéristique (Fig. 26B), l'antenne possède alors 14 flagellomères dont un anellus (Heloridae)..... **Proctotrupoidea**

Aile antérieure avec une cellule marginale (2R1) allongée et ouverte à l'apex (Figs 25C-D) et antennes avec 8 à 11 flagellomères. Si la cellule marginale est fermée, alors pas de cellule médiale triangulaire et antenne avec plus de 15 flagellomères (très rares Sclerogibbidae ♂)..... (la plupart des espèces) **Chrysoidea partim**

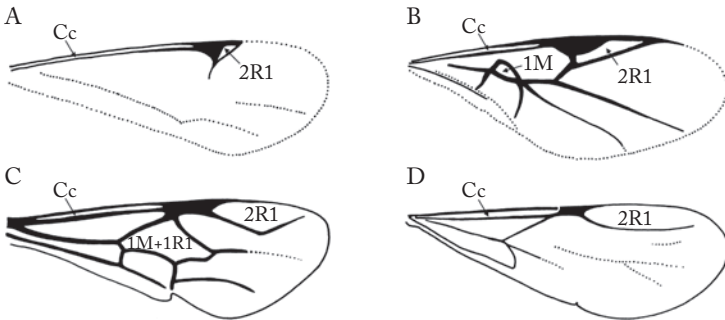


Fig. 26. - Aile antérieure : A-B, Proctotrupoidea (A, Proctotrupidae ; B, Heloridae) ;

C-D, Chrysoidea (C, Chrysididae ; D, Bethyloidea). Cellules : Cc = costale ; 1M = discale ; 1M+1R1 = discosubmarginale ; 2R1 = marginale.

- 21(19) Antenne avec plus de 20 flagellomères ; mandibules massives avec 3 ou 4 dents apicales (Fig. 27A) ; apex des 4 premiers tarsomères avec une petite expansion ventrale charnue (lobe plantaire) plus ou moins visible (Fig. 27B) *Trigonaloidea*
 Antenne avec 10 (♀) ou 11 (♂) flagellomères ; mandibules avec rarement plus de 2 dents apicales ; tarsi différents 22

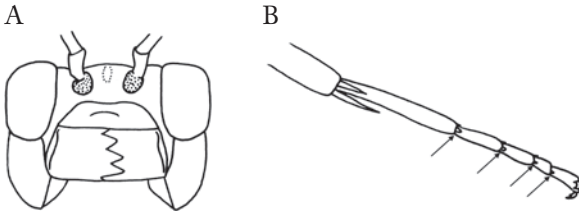


Fig. 27. - *Trigonaloidea*. A, tête vue de face ; B, tarse en vue ventrale.
 Flèches = lobes plantaires.

- 22(21) Angle postérieur du pronotum, en vue dorsale, n'atteignant pas la tegula (Fig. 28A) ; en vue latérale le pronotum porte une extension (lobe pronotal) bien individualisée et nettement séparée de la tegula (Fig. 28B) ; ce caractère est difficile à observer si le mesosoma est velu mais alors les poils sont ramifiés (ramifications distinctes à fort grossissement). Metasoma sans constriction entre les tergites 1 et 2 (Fig. 29A), ou tergite 1 distinctement pétiolé mais sans constriction entre les tergites 2 et 3 (Fig. 29B)..... **Apoidea**
 Angle postérieur du pronotum, en vue dorsale, atteignant la tegula (Fig. 28C) ; en vue latérale pronotum généralement sans lobe pronotal clairement identifié (Fig. 28D) ; mesosoma rarement recouvert d'une dense pilosité ; s'il est velu, alors les sutures autour de la tegula sont visibles et les soies ne sont pas ramifiées. Metasoma sans constriction entre les tergites 1 et 2 (Fig. 29C) ou bien avec une nette constriction entre les tergites 1 et 2 et parfois 2 et 3 (Figs 29D-F) (la plupart des familles) **Vespoidea partim**

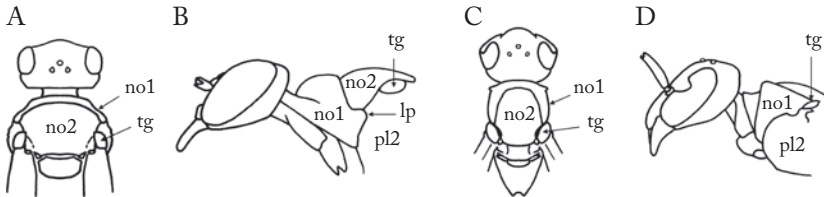


Fig. 28. - Tête et mesosoma, vues dorsale et latérale. A-B, *Apoidea* ; C-D, *Vespoidea*. lp = lobe pronotal ; no1 = pronotum ; no2 = mesonotum ; pl2 = mesopleuron ; tg = tegula.

- 23(8) Metasoma avec le premier segment (pétiole) en forme de nœud ou d'écaille (Figs 29D-E) ou les deux premiers segments (pétiole et postpétiole) en forme de nœud (Fig. 29F) .. (*Formicidae* ♀, quelques *Mutillidae* ♀) *Vespoidea partim*
 Metasoma avec un premier segment différent, pétiolé ou non (Figs 29C, 30C-D)..... 24

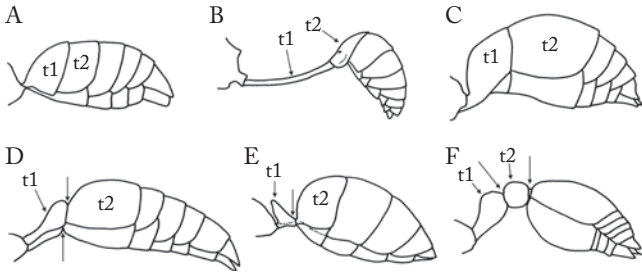


Fig. 29. - Metasoma, vue latérale. A-B, Apoidea ; C-F, Vespoidea.
t1 = tergite 1 ; t2 = tergite 2.

- 24(23) Metasoma avec une constriction entre les sternites 1 et 2 (Figs 30A-B) ; corps très velu ; mesosoma sans suture dorsale apparente ou avec une suture entre pronotum et mesonotum (Mutillidae ♀ ; Fig. 30A). Rarement, corps glabre ou velu et mesosoma divisé en 3 parties (rars Tiphiiidae ♀ et très rares Bradynobaenidae ♀ ; Fig. 30B)..... **Vespoidea partim**
Metasoma sans constriction entre les sternites 1 et 2 (Figs 30C-D), tergite 1 pétiolé (Fig. 30D) ou non (Fig. 30C) ; corps glabre, les différentes parties du mesosoma généralement séparées par des sutures distinctes..... 25

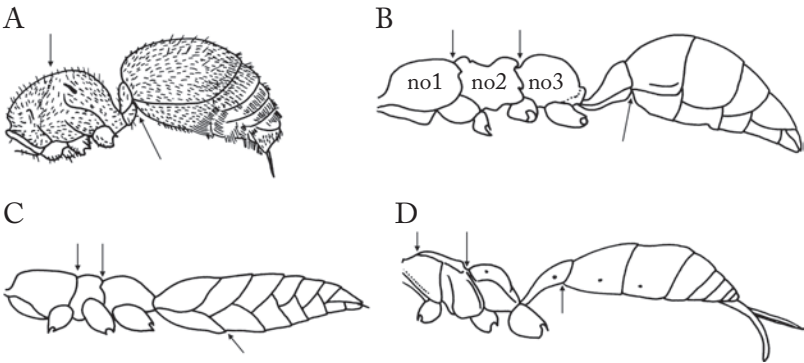


Fig. 30. - Mesosoma et metasoma en vue latérale : A-B, Vespoidea (A, Mutillidae ; B, Tiphiiidae) ; C, Chrysoidea (Sclerogibbidae) ; D, Ichneumonoidea.
no1 = pronotum ; no2 = mesonotum ; no3 = metanotum.

- 25(24) Antenne avec au moins 15 flagellomères 26
Antenne avec au plus 13 flagellomères 27
- 26(25) Tête prognathe, antenne épaisse (15-37 flagellomères) ; fémur antérieur élargi (Fig. 31A)..... (Sclerogibbidae ♀ aptères, très rares) Chrysoidea partim
Tête orthognathe, antennes longues et filiformes (Fig. 31B) ; fémur antérieur non élargi.....(quelques ♀ aptères ou brachyptères) Ichneumonoidea partim

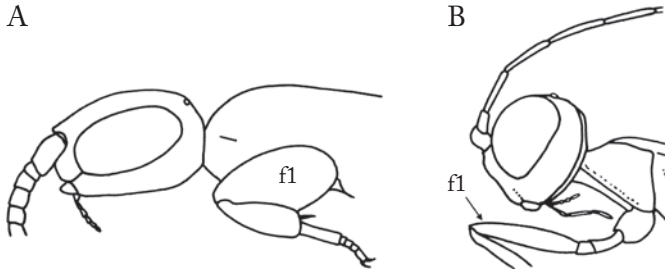


Fig. 31. - Tête et prothorax en vue latérale : A, Chrysoidea (Sclerogibbidae) ; B, Ichneumonoidea. fl = fémur antérieur.

27(25) Pronotum séparé de la tegula par un prepectus, petit sclérite triangulaire parfois difficile à distinguer (Fig. 24B) ; taille réduite, corps souvent avec des reflets métalliques et/ou peu sclérifié, rarement noir et bien sclérifié ; si moins de 1 mm de long, alors tarses de 3 articles ou metasoma en apparence nettement sessile (Fig. 11D)(rares espèces aptères) **Chalcidoidea partim**
 Pronotum touchant la tegula ou tegula absente, pas de prepectus (Fig. 24A) ; corps bien sclérifié, le plus souvent brun ou noir ; taille variable **28**

28(27) Antenne insérée sur un plateau ou une proéminence frontale (Figs 19A, 32A)..... **29**
 Antenne insérée plus bas sur la face, pas de proéminence frontale (Fig. 32B) ... **30**



Fig. 32. - Tête vue latérale, Chrysoidea : A, Embolemidae ; B, Bethyidae. sc = scape ; to = torulus.

29(28) Antenne avec 8 flagellomères ; tergite 1 du metasoma conique (cf. Fig. 20A)....
(rares Embolemidae ♀, toujours aptères) **Chrysoidea partim**
 Antenne avec au moins 10 flagellomères ; tergite 1 du metasoma tubulaire (cf. Figs 20B-C) (quelques espèces aptères) **Diaprioidea partim**

30(28) Patte antérieure avec une pince formée par la griffe et le dernier segment du tarse (Fig. 33) ; antenne avec 8 flagellomères.....
 (Dryinidae ♀ aptères) **Chrysoidea partim**
 Patte antérieure sans pince **31**

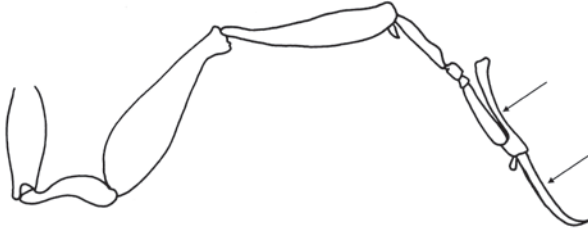


Fig. 33. - Patte antérieure : Chrysoidea Dryinidae ♀.

- 31 (30) Tête prognathe ; antenne insérée près du clypeus, scape court, au plus 3 fois plus long que large (Fig. 32B) ; fémur antérieur élargi.....
(♀ Bethyloidea aptères) **Chrysoidea partim**
- Tête orthognathe ; antenne insérée près du clypeus ou plus haut sur la face, scape long, au moins 5 fois plus long que large (Fig. 34A) ; fémur antérieur non élargi..... **32**
- 32(31) Metasoma avec le 2^e ou le 3^e segment visible le plus large (Fig. 34B) ; une carène latérale (carène métapleurale) sépare parfois tergites et sternites (Fig. 23B).....
(rares espèces aptères) **Platygastroidea partim**
- Metasoma avec le 1^{er} segment visible le plus large (Fig. 34C) et sans carène métapleurale (Fig. 23A).....(rares espèces aptères) **Ceraphronoidea partim**

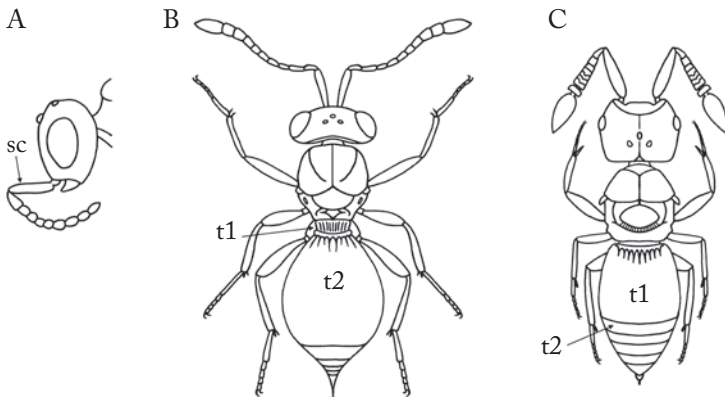


Fig. 34. - Tête en vue latérale et habitus en vue dorsale : A-B, Platygastroidea ; C, Ceraphronoidea. sc = scape ; t1 = tergite 1 ; t2 = tergite 2.

QU'EST-CE QU'UNE ABEILLE ?

Les abeilles au sein des Hyménoptères

Toute personne un peu attentive à la nature a déjà remarqué sur l'une ou l'autre fleur une abeille qui récolte avidement du pollen ou du nectar. Les abeilles font en effet partie de notre quotidien, de notre paysage. Dans de nombreuses sociétés humaines, les abeilles mellifères (*Apis mellifera*) ont exercé une grande fascination. Elles ont inspiré l'Homme qui s'en est servi comme de puissants symboles. La vie sociale complexe et stable des abeilles nous renvoie l'image d'une société parfaitement organisée, d'une certaine abnégation au travail ou encore d'abondance et de félicité dans la visite des fleurs parfumées et la douceur du miel. Ces chers insectes font aussi partie des espèces domestiquées par l'Homme et donc associées quotidiennement à notre environnement direct. De plus, elles furent parfois la seule source de sucre directement accessible à l'homme. Elles comptent aujourd'hui parmi les organismes « modèles » les plus étudiés par les scientifiques.

Pourtant, ces abeilles que nous pensons si bien connaître sont bien plus nombreuses et diverses que dans l'imaginaire populaire. L'abeille mellifère fait partie d'un genre, le genre *Apis*, qui ne représente que sept espèces parmi les milliers d'espèces d'abeilles déjà décrites. La grande majorité des espèces d'abeilles sont en réalité solitaires et discrètes, les adultes ne vivant que quelques semaines. Actuellement, les abeilles sont considérées comme un groupe monophylétique (Apoidea apiformes), c'est-à-dire qu'elles descendent toutes d'un seul et même ancêtre, et qui comprend environ 1 200 genres et 20 000 espèces répartis sur toute la surface du globe à l'exception des déserts polaires comme les zones de pergélisol (permafrost) où le sol est pratiquement gelé en permanence (Danforth *et al.* 2013) (**Planches 3-4**).

Les abeilles font partie du groupe des apocrites et à l'intérieur de celui-ci, du groupe des aculéates. Comme tous les apocrites, elles présentent une taille de guêpe caractéristique et comme tous les aculéates, l'ovipositeur des femelles est transformé en un dard (ou aiguillon) associé à la glande de lubrification transformée en glande à venin.

D'un point de vue systématique, les guêpes aculéates constituent un infraordre subdivisé en trois superfamilles : les Chrysoidea (guêpes dorées, béthylides...), les Vespoidea (pompiles, scoliés, fourmis, guêpes sociales, guêpes potières, ...) et les Apoidea (abeilles et guêpes fouisseuses) (Fig. 8). Les Apoidea sont traditionnellement distingués par leur lobe pronotal faiblement développé et bien séparé des tegulae (Fig. 28 ; Brothers 1975). On note aussi un plus grand développement du triangle propodéal (partie centrale du propodeum). Primitivement, les apoïdes sont des guêpes prédatrices qui se distinguent des autres guêpes aculéates par la forme particulière de leur thorax et de leurs pattes postérieures. Mais au sein de l'un de ces groupes de guêpes, appelés « apoïdes sphéciformes » ou « apoïdes vespiformes », est apparu un groupe aux mœurs particulières : les abeilles, ou « apoïdes apiformes ». Contrairement aux apoïdes sphéciformes, les abeilles ne chassent plus de proies mais collectent du nectar et du pollen pour nourrir leurs larves et se nourrir elles-mêmes (Michener 2007). Ces dernières sont donc redevenues phytophages (comme le sont les groupes primitifs d'Hyménoptères comme les Symphytes). D'un point de vue morphologique et éthologique, Michener (2007) distingue 14 caractères propres aux abeilles dont deux faciles à observer et directement liés à la récolte et au transport du pollen : les soies plumeuses ou branchues sur tout le corps et le basitarse élargi des pattes postérieures (**planche 4**). La glosse (= la langue, Figs 37-38) est aussi généralement plus longue que chez les guêpes fouisseuses.

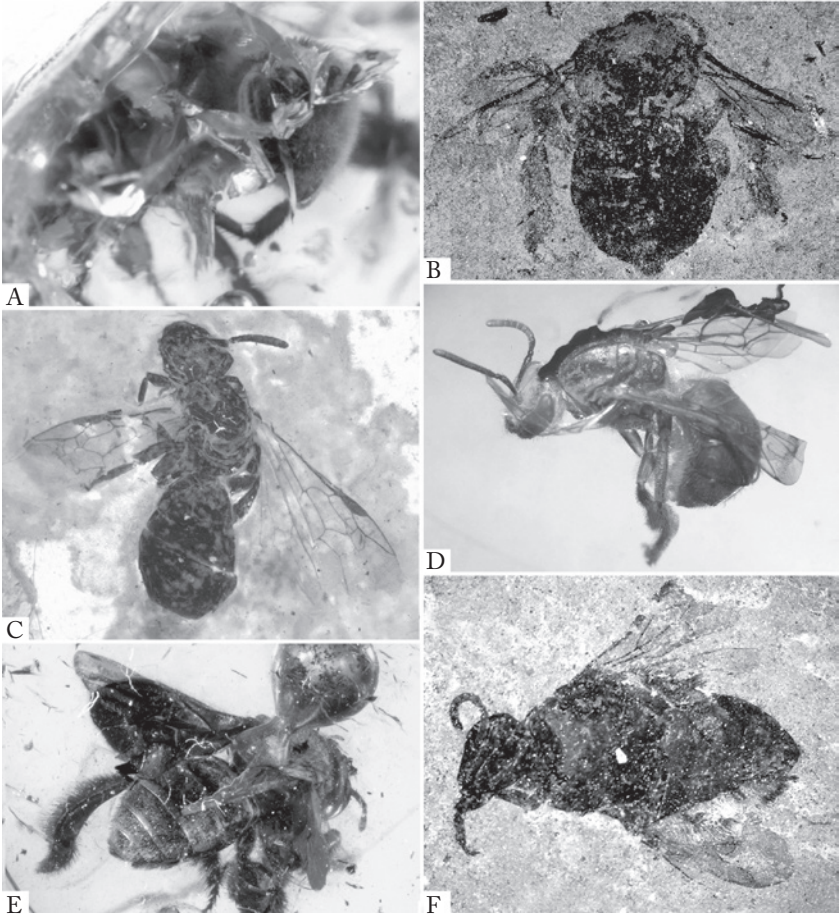


Fig. 35. - Fossiles d'abeilles. A, *Cretotrigona prisca* (Michener & Grimaldi) (ambre du New Jersey, USA, Crétacé ; Engel 2000) ; B, *Paleohabropoda oudardi* Michez & Rasmont (Menat, France, Paléocène ; Michez et al. 2009) ; C, *Halictus petrefactus* Engel & Peñalver (Bassin de Rubielos de Mora, Espagne, Miocène ; Engel & Peñalver 2006) ; D, *Oligochlora eickworti* Engel (Ambre de la Dominique, Miocène ; Engel 1996) ; E, *Thaumastobombus andreniformis* Engel (ambre de la Baltique, Eocène ; Patiny et al. 2007) ; F, *Protobombus messelensis* Engel & Wappler (Messel, Allemagne, Miocène moyen ; Wappler & Engel 2003).

Les abeilles sont probablement apparues au milieu de la période du Crétacé (-100 à -120 millions d'années) au moment où un nouveau groupe de plantes, les plantes à fleurs, est lui aussi apparu (Grimaldi 1999, Grimaldi & Engel 2005). Il est très probable que la radiation des abeilles et des plantes à fleurs se soient faites simultanément, la diversi-

fication des abeilles ayant favorisé celle des plantes à fleur et *vice versa* (Danforth 2007) par un mécanisme de co-évolution diffuse. Des fossiles d'abeilles ont été découverts dans plusieurs gisements, notamment l'ambre de Baltique (Fig. 35), témoignant d'une diversification relativement rapide de ce groupe (Michez *et al.* 2011). Deux familles fossiles, Paleomelittidae (-53 Ma, ambre de la Baltique) et Melittosphécidae (-100 Ma, ambre du Myanmar), ainsi que sept familles contemporaines, Andrenidae, Apidae, Colletidae, Halictidae, Melittidae, Megachilidae et Stenotritidae, sont généralement reconnues. Ces familles contemporaines sont souvent réunies en deux groupes, les abeilles à langue longue (Apidae et Megachilidae) et les abeilles à langue courte (Andrenidae, Colletidae, Halictidae, Melittidae et Stenotritidae). Michener (2007) estime que la diversité totale devrait se situer probablement au-delà de 30 000 espèces, soit 10 % de la diversité estimée des Hyménoptères.

La diversité des abeilles ne vaut pas seulement pour le très grand nombre d'espèces. Elle correspond également à une très grande variété de comportements, de morphologies, de couleurs, de distributions et d'habitats. Les plus petites abeilles d'Europe (par exemple *Ceratina parvula* ou *Nomioides minutissimus*) mesurent à peine 3 millimètres alors que les femelles des grandes abeilles charpentières (*Xylocopa violacea* et *Xylocopa vaga*) peuvent mesurer jusqu'à 3 centimètres. Les couleurs peuvent aller du jaune au roux en passant par le gris ou le blanc. Les comportements, distribution et habitats sont tout aussi variés et sont détaillés dans les chapitres suivants.

Morphologie particulière

En complément de l'introduction générale sur la morphologie des Hyménoptères, nous présentons ici quelques éléments importants pour décrire correctement la morphologie particulière des abeilles. Les ouvrages de références à ce sujet sont ceux d'Engel (2001), de Grimaldi & Engel (2005) et de Michener (2007).

Corps

Comme chez les autres Hyménoptères apocrites, le corps des abeilles est subdivisé en trois parties: la tête, le mésosome et le métasome (Fig. 36). La constriction appelée «taille de guêpe», et qui semble séparer le thorax de l'abdomen, se situe entre le premier et le second segment abdominal. Le terme «mésosome» désigne l'ensemble des trois segments thoraciques et du premier segment abdominal (le propodeum) accolé à ceux-ci juste avant la constriction. Le métasome désigne l'ensemble des autres segments abdominaux, à partir de la constriction. Ainsi, les tergite et sternite 1 désignent les tergite et sternite du premier segment du métasome, et donc du deuxième segment abdominal.

Tête

Les yeux des abeilles sont parfois très développés, surtout chez les mâles qui patrouillent activement à la recherche des femelles. Ils le sont également chez les rares espèces nocturnes du *Xylocopa* que l'on ne rencontre de l'Asie du Sud-Est jusqu'à Chypre (par exemple *Xylocopa olivieri*). Vues de face, les marges internes des yeux convergent vers le vertex, vers le clypeus ou sont parallèles, ce qui peut constituer un caractère diagnostique (Fig. 37). Les yeux sont velus chez l'abeille domestique et les espèces du genre *Coelioxys*, glabre chez les autres.

Les trois ocelles sont toujours présents. Leur écartement et leur position sur la face sont souvent diagnostiques. Ils sont placés par exemple en triangle chez le genre *Anthophora* et en arc de cercle chez le genre *Bombus*. Chez ces derniers, on utilise fréquemment la ponctuation située entre le sommet de l'œil et l'ocelle latéral, région nommée « champ ocellaire », comme caractère diagnostique.

On peut observer chez certains groupes des fovéas plus ou moins larges (ex : genre *Andrena*, Fig. 37). Il s'agit d'une dépression de la cuticule s'étendant le long de la marge interne de l'œil et généralement recouverte par une pilosité dense et appliquée.

L'antenne des abeilles est géniculée, ce qui est commun à tous les Hyménoptères aculéates. De même que chez beaucoup d'aculéates, le flagelle comporte 10 articles chez les femelles et 11 chez les mâles. Chaque article antennaire est désigné par un numéro. Ainsi le scape est appelé A1, le pédicelle A2, le premier article du flagelle A3 et ainsi de suite. Le scape peut-être fortement élargi chez certaines espèces du genre *Hylaeus*. Le pédicelle est généralement court, il est allongé chez certains genres. Les rapports de longueur entre les premiers articles du flagelle sont fréquemment utilisés comme caractères diagnostiques. Il en va de même pour la morphologie du flagelle : court ou allongé, droit ou enroulé, filiforme ou massué, cylindrique ou annelé, avec ou sans carène ventrale.

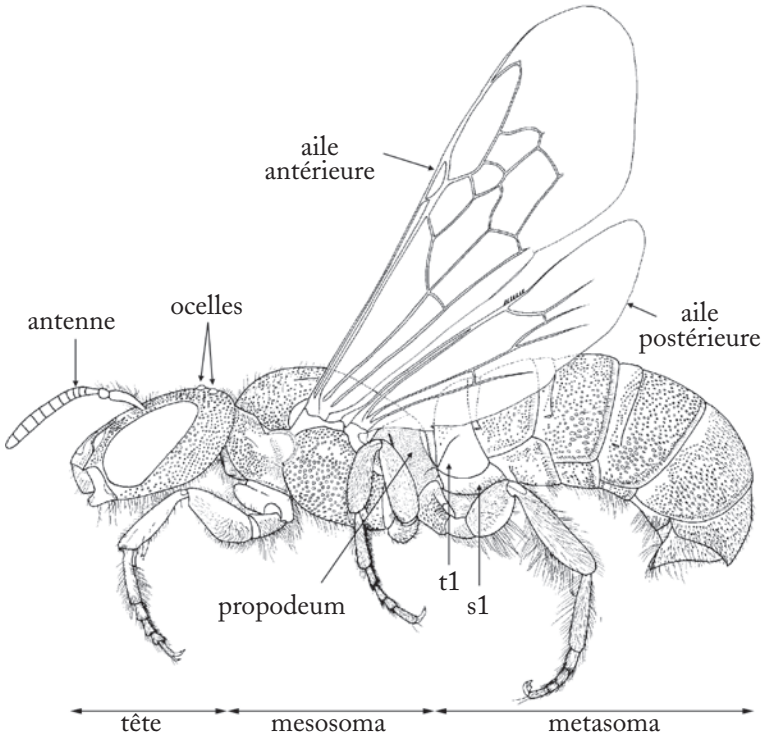


Fig. 36. Morphologie générale du corps entier d'une abeille en vue latérale, *Ceratina gravidula* (Apidae). T1= tergite 1 ; S1= sternite 1.

Le torulus (cavité antennaire dans laquelle s'insère le scape, premier segment de l'antenne) est généralement relié au clypeus par une seule suture subantennaire. Il y en a deux sous chacune des fosses antennaires chez toutes les espèces de la famille des Andrenidae (Fig. 37). La longueur, la forme et l'orientation des sutures (convergentes, divergentes ou parallèles) varient selon les espèces.

La forme du clypeus est très variable et très souvent diagnostique au niveau de l'espèce. Il peut être plus ou moins allongé, bombé ou élevé par rapport au reste de la face, de la même couleur que le reste de la face ou au contraire présentant des macules blanchâtres, jaunes ou rouges caractéristiques chez certaines espèces ou sexe. Sa marge postérieure est celle qui le sépare du front, sa marge antérieure est celle qui le sépare du labre. La marge postérieure est généralement rectiligne, plus rarement courbée. La marge antérieure peut être fortement modifiée : lisse, ourlée ou dentée, glabre ou pileuse, plus ou moins fortement retroussée, formant même deux ou trois grandes cornes chez certaines espèces du genre *Osmia*.

Le labre présente également une forme, une pilosité et des sculptures variables. Il est généralement court et large chez les abeilles à langue courte, fréquemment allongé chez les autres. Chez les bourdons par exemple, il porte une carène dont la forme et la taille sont spécifiques (Rasmont *et al.* 1986). Chez la plupart des abeilles, l'espace malaire (entre l'œil et la mandibule) est généralement court, voire vestigial. Aussi, lorsqu'il est plus long, ce caractère est fréquemment mis en évidence car il est facilement observable. Dans la littérature plus ancienne, on a très souvent utilisé le terme de joue pour désigner l'espace malaire, ce qui peut prêter à confusion puisque ce terme est maintenant plus généralement utilisé pour désigner l'espace entre la marge de l'œil et la carène occipitale. Cet espace est aussi appelé tempe dans certaines clés d'identification.

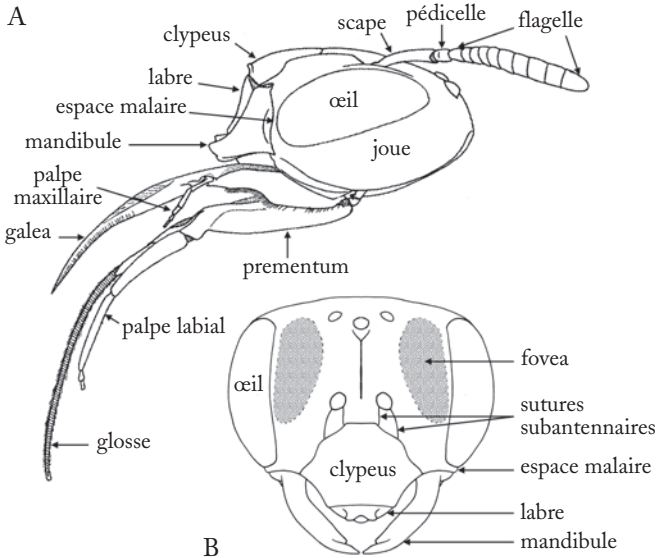


Fig. 37. - Morphologie générale de la tête en vues latérale et frontale, *Ceratina gravidula* (Apidae) et *Andrena vaga* (Andrenidae).

Les pièces buccales sont très importantes chez les abeilles (Fig. 38). Comme précisé ci-dessus, on reconnaît généralement deux grands groupes d'abeilles sur la base de la morphologie des pièces buccales : les abeilles à langue longue (Apidae et Megachilidae) et les abeilles à langue courte (Colletidae, Andrenidae, Halictidae et Melittidae). Chez les abeilles à langue longue, la glosse est généralement très longue, la galea dépasse de beaucoup le palpe maxillaire et le stipe, et les deux premiers segments du palpe labial sont très allongés par rapport aux deux derniers segments. Chez les abeilles à langue courte, la glosse est souvent courte, la galea ne dépasse pas le palpe maxillaire et les deux premiers segments du palpe labial sont semblables aux suivants.

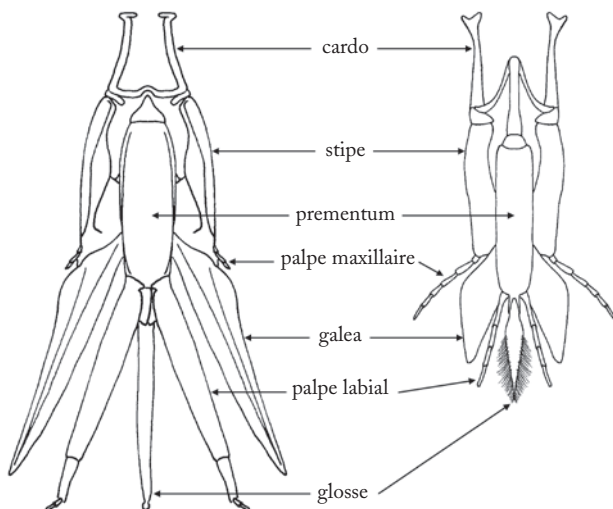


Fig. 38. - Pièces buccales d'une abeille à langue longue (Apidae, à gauche) et à langue courte (Andrenidae, à droite).

Mesosoma

Sur le mésosome (ou mesosoma) (Fig. 39), le premier segment thoracique est constitué dorsalement du pronotum et ventralement des propleures et du prosternum. Le pronotum s'étend postéro-latéralement par les lobes pronotaux, et ventralement pour fusionner derrière l'insertion des pattes antérieures. Le deuxième segment thoracique comprend notamment le scutum (ou mesoscutum), le scutellum (ou mesoscutellum), bordé par les axilles, et les mésopleures (ou mesepisternum) qui fusionnent ventralement pour former le sillon médio-sternal. Les axilles peuvent être simples ou plus ou moins détachées du scutellum ou modifiées en forme de dent. Le troisième segment thoracique comporte le metanotum et les métapleures (ou metepisternum). Ces dernières sont interrompues par les insertions des hanches médianes.

Le premier segment abdominal, accolé au thorax, est appelé propodeum (Fig. 39). Le propodeum est subdivisé en plusieurs faces, parfois séparées par des carènes ou des angles plus ou moins émoussés. La face antérieure est appelée enclos propodéal (ou triangle propodéal). Elle est prolongée par la face postérieure et bordée par les faces latérales.

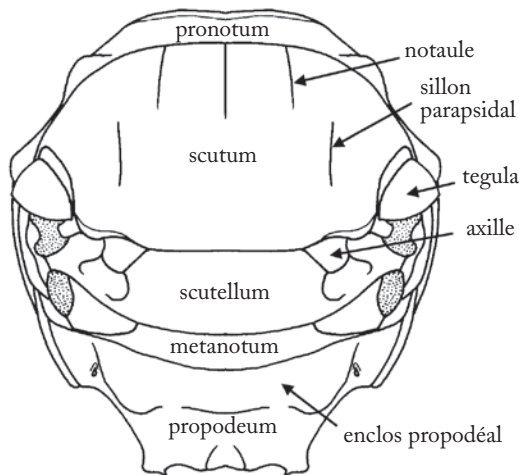


Fig. 39. - Morphologie générale du mesosoma en vue dorsale, *Ceratina gravidula* (Apidae).

Les pattes sont toutes constituées, depuis la base, d'une coxa (ou hanche), d'un trochanter, d'un fémur, d'un tibia et d'un tarse qui comprend 5 articles dont le dernier est terminé par une paire de griffes simples ou bifides entre lesquelles se trouve généralement un arolium, organe adhésif. La présence (ou l'absence) d'un arolium permet de distinguer de grands groupes taxonomiques à l'intérieur de la famille des Megachilidae. A la base du tibia postérieur, sur sa face dorsale, se trouve un plateau appelé plateau basitibial. Ce plateau peut être modifié en forme de dent(s) et situé plus bas sur le tibia chez certaines abeilles. A l'apex du tibia se trouve un éperon (sorte d'épine) modifié sur la patte antérieure pour permettre le nettoyage des antennes ; les éperons tibiaux sont au nombre de deux et parfois modifiés, ou absents, sur la patte postérieure.

Les ailes antérieures (Fig. 40) portent deux ou trois cellules submarginales. Les autres cellules ne sont jamais modifiées chez les abeilles de nos régions. Toutefois, leur forme et leur surface relative constituent des caractères très fiables pour identifier les genres, voire même les espèces. Plusieurs terminologies sont proposées dans la littérature sur la morphologie alaire des abeilles. Dans cet ouvrage, nous nous sommes référés à la terminologie la plus utilisée, celle de Michener (2007), mais d'autres terminologies sont tout aussi valables comme celle présentée par Engel (2001).

Metasoma

Le métasome est composé de segments abdominaux externes et imbriqués, au nombre de six chez les femelles, et de sept chez les mâles. Par habitude, les termes de tergites et sternites, lorsqu'ils sont employés seuls ou suivis d'un chiffre, se rapportent au métasome.

Les tergites peuvent être divisés en quatre régions. L'aire basale est la bande transversale antérieure qui est cachée sous le tergite précédent. Le disque est la bande trans-

versale qui s'étend de l'aire basale jusqu'à la dépression apicale et la dépression apicale est la bande transversale qui borde la marge apicale du tergite. Enfin la face latérale est la zone latérale du tergite qui est repliée ventralement de part et d'autre du tergite. Le tergite 6 des femelles est souvent terminé par un plateau pygidial.

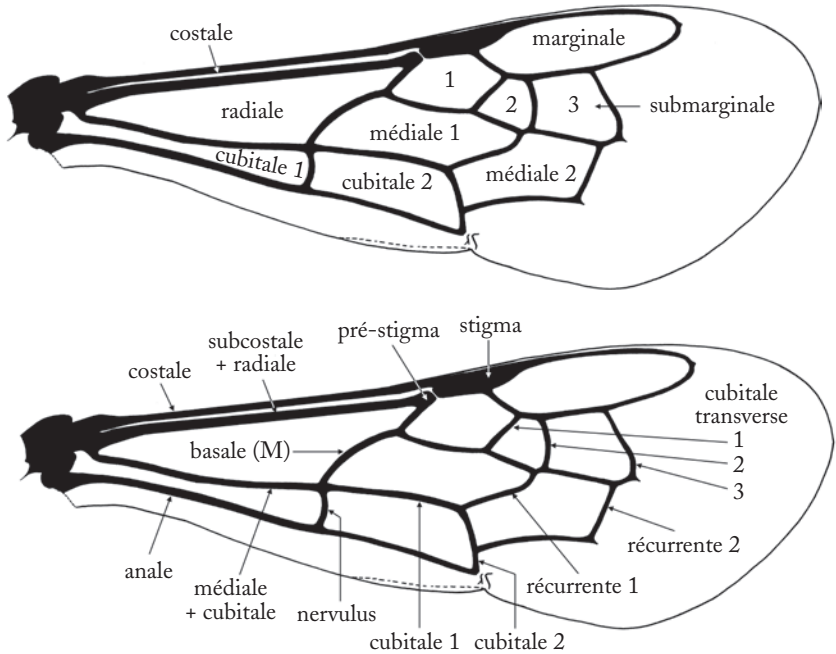


Fig. 40. - Nomenclature classique pour les nervures et les cellules des ailes d'abeilles (d'après Michener 2007), *Ceratina gravidula* (Apidae).

Chez les mâles, les sternites 7 et 8 sont souvent cachés sous le sternite 6 et leur extraction est alors nécessaire pour pouvoir observer certains caractères diagnostiques. Les genitalia (Fig. 41) sont primitivement composés, depuis la base jusqu'à l'apex, d'une gonobase (cupule) et de deux gonocoxites (latimères) qui portent une volselle et un gonostyle (harpe) et qui entourent les valves du pénis. La forme des genitalia est très souvent diagnostique de l'espèce.

Pilosité

Les abeilles sont caractérisées par une pilosité souvent très abondante et toujours constituée de soies plumeuses (**planche 5**), ce qui les distingue de tous les autres Hyménoptères dont les soies sont toujours simples. Ces soies sont souvent très abondantes sur les tibias postérieurs des femelles où elles servent de brosse de récolte pour le pollen. Chez certains groupes d'abeilles, cette brosse de récolte du pollen (scopa) est

portée sur la face ventrale (Megachilidae) ou dorsale (genre *Systropha*) de l'abdomen, sur la base des pattes postérieures, ou sur les faces latérales du propodeum. Chez le genre *Hylaeus* et chez toutes les espèces cleptoparasites (qui pondent leurs œufs dans le nid d'autres espèces, voir ci-dessous), il n'y a pas de brosse de récolte. Ces abeilles ont souvent une allure de guêpe à cause de leur pilosité rare et de leur cuticule souvent tachée de rouge ou de jaune.

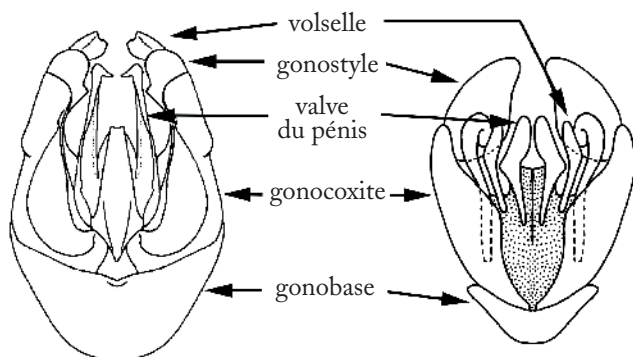


Fig. 41. - Genitalia mâle du genre *Bombus* en vue dorsale (gauche) et du genre *Andrena* en vue ventrale (droite).

Caractères sexuels

Comme chez tous les Hyménoptères aculéates, mâles et femelles peuvent être facilement distingués par le nombre d'articles antennaires, 12 chez les femelles (A1+A2+10 segments du flagelle) et 13 chez les mâles (A1+A2+11 segments du flagelle) (sauf quelques exceptions comme pour le genre *Systropha*), ou par le nombre apparent de tergites du metasoma, six chez les femelles et sept chez les mâles. De façon moins visible extérieurement, les femelles sont pourvues d'un dard alors que les mâles sont pourvus de genitalia volumineux qui servent d'organe d'intromission lors de l'accouplement (Fig. 41).

Le dimorphisme sexuel s'exprime souvent par la présence de caractères sexuels secondaires fonctionnels. Puisque seules les femelles s'occupent de pourvoir au besoin de leur progéniture, elles sont généralement plus grandes que les mâles et présentent des organes et des comportements adaptés à la construction du nid ou à la collecte de nourriture. L'exemple type est la présence de brosses de soies qui servent à récolter et à transporter le pollen. Chez les mâles, le comportement de ceux-ci en quête d'une femelle permet souvent de les reconnaître. Chez les mâles encore, la pilosité, la forme des pattes ou les bords des tergites sont parfois modifiées en caractères sexuels fonctionnels utilisés par exemple dans les parades nuptiales ou la défense d'un territoire. Ils présentent souvent une coloration en partie ou totalement différente de celle des femelles. Beaucoup, par exemple, ont le clypeus jaune alors que leurs femelles ont un clypeus noir.

Systematique des abeilles

Les premières classifications des abeilles sont proposées au début du 19^e siècle simultanément par l'anglais Kirby et le français Latreille (Kirby 1802, Latreille 1802). Kirby (1802) distingua deux genres, *Apis* et *Melitta*, qui regroupent respectivement les abeilles à langue longue et les abeilles à langue courte. Latreille (1802) proposa les deux mêmes groupes (nommés respectivement *Apiaræ* et *Andrenetæ*) en y ajoutant plusieurs subdivisions. Au cours du 19^e siècle, de nombreux nouveaux genres ont été décrits et les classifications se sont affinées. Parmi d'autres, Schenk (1860) et Thomson (1872) ont décrit de nombreuses nouvelles familles et tribus [voir Michener (2007), Engel (2005) et Michez (2007) pour plus d'informations]. La première classification moderne des abeilles est présentée dans la thèse de doctorat de Charles D. Michener (Michener 1944). Michener (1944) conserve la dichotomie « *langue courte* » versus « *langue longue* » mais il est le premier à présenter une hypothèse phylogénétique globale et argumentée. La phylogénie proposée montre la famille des Colletidae comme la famille sœur de toutes les autres familles d'abeilles alors que la famille des Apidae (incluant des espèces sociales comme l'abeille mellifère) est considérée comme la plus dérivée, c'est à dire celle qui est apparue la plus récemment au cours de l'évolution. Cette hypothèse repose essentiellement sur la morphologie de la glosse, bifide chez les Colletidae et pointue chez les autres familles d'abeilles. Etant donné que cette structure bifide de la glosse est une caractéristique que l'on retrouve chez les ancêtres des abeilles, les apoïdes sphéciformes, Michener (1944) a considéré cette glosse bifide des Colletidae comme directement héritée de l'ancêtre commun guêpes-abeilles et la langue pointue des autres familles comme une synapomorphie (un caractère dérivé commun à plusieurs taxons, apparu *a posteriori*). Cependant, de récentes analyses phylogénétiques combinant des arguments morphologiques et moléculaires ont démontré que les Colletidae étaient en fait une famille dérivée. Danforth *et al.* (2006) font l'hypothèse que les Melittidae sont très probablement à la base du clade des abeilles (Fig. 42) et constituent un groupe paraphylétique (ne rassemblant pas l'ensemble des descendants d'un même ancêtre) de trois familles, les Dasypodidae, les Melittidae *s.str.* et les Meganomiidae. Cette nouvelle topologie a eu des implications importantes dans la compréhension de l'évolution des abeilles. Elle implique que l'ancêtre des abeilles était probablement spécialiste dans ses choix floraux (comme la plupart des Melittidae contemporains) et d'origine africaine.

Comme d'autres études, plus complètes que l'étude de Danforth *et al.* (2016), ont démontré par la suite la monophylie des Melittidae (Hedtke *et al.* 2014), nous utiliserons dans le présent ouvrage les noms des sept familles traditionnelles reconnues par Michener (2007) : Andrenidae, Apidae, Colletidae, Halictidae, Melittidae, Megachilidae et Stenotritidae. Les six premières familles sont recensées en Europe (tableau 5), les Stenotritidae sont endémiques d'Australie.

Avec 200 espèces et 16 genres, les Melittidae sont, en diversité, la plus petite famille des abeilles après les Stenotritidae (Michez *et al.* 2009). Il n'y a pas un caractère morphologique unique qui les définit mais bien une combinaison de caractères. Même si les Melittidae sont considérées comme des abeilles à langue courte, ils sont caractérisés par une association unique : leurs palpes labiaux présentent des segments de longueurs subégales et leur submentum est échancré en V (Michener 1981). Le premier caractère est partagé avec la grande majorité des autres abeilles à langue courte, le second est partagé avec les abeilles à langue longue. Les relations phylogénétiques à l'intérieur de ce groupe ont été étudiées sur base de caractères morphologiques par Michener (1981) et sur base

d'une combinaison de caractères moléculaires et morphologiques par Michez *et al.* (2009). Trois sous-familles sont reconnues : Dasypodainae, Meganomiinae et Melittinae. Par ailleurs, les Melittidae sont des abeilles relativement rares et géographiquement limitées. Ils forment clairement un groupe ancien, probablement relique, bien représenté dans les gisements fossiles, notamment dans l'ambre de l'Oise avec *Paleomacropis eocenicus* (-53 Ma, Michez *et al.* 2007) et dans l'ambre de la Baltique avec *Eomacropis glaesaria* (-50 Ma, Engel 2001). Tous les Melittidae contemporains nidifient dans le sol et sont associés à des habitats xériques à tempérés. Ils sont recensés en Afrique, en Eurasie et en Amérique du Nord et sont donc absents de l'Australie et de l'Amérique du Sud. En comparaison à d'autres familles d'abeilles, les Melittidae comprennent un grand nombre d'espèces oligolectiques y compris des récolteurs d'huile (voir définitions par après) (Michez *et al.* 2008). En Europe on recense trois genres, les *Dasyпода*, les *Macropis* et les *Melitta* (tableau 5).

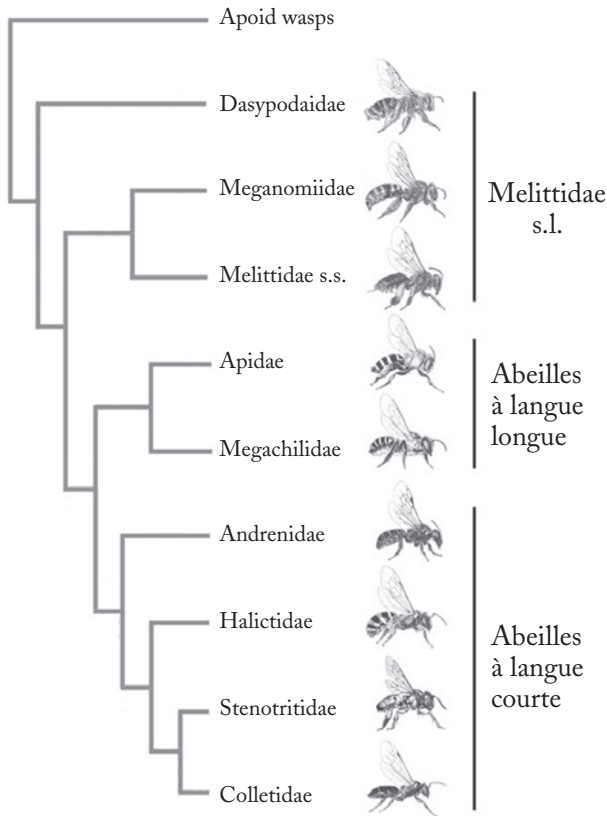


Fig. 42. - Phylogénie des familles d'abeilles basées sur des arguments moléculaires et morphologiques (d'après Danforth *et al.* 2006). Les trois familles de Melittidae s.l. sont maintenant reconnues comme une seule famille.

Les Apidae comprennent les espèces probablement les plus « populaires » comme l'abeille mellifère et les bourdons. Cette famille ubiquiste est cependant beaucoup plus variée. Les bourdons et l'abeille mellifère sont un peu l'arbre qui cache la forêt des Apidae, une forêt de plus de 550 espèces rien que pour l'Europe et 5600 à l'échelle mondiale (Cardinal *et al.* 2010). A titre de comparaison, on recense actuellement 5400 espèces de mammifères. Il y a donc plus d'espèces d'abeilles dans la famille des Apidae que de mammifères sur terre. On trouve chez les Apidae la totalité des différents grands modes de vie des abeilles : cleptoparasitisme, parasitisme social (inquilinisme), vie solitaire, grégarisme, socialité et eusocialité (voir définitions ci-après). On y trouve aussi toute la gamme de spécialisation alimentaire, de spécialiste restreint à généraliste total. En relation avec cette diversité de comportements et de modes de vie, il y a une grande variabilité morphologique mais tous les Apidae sont caractérisés par une langue longue (deux premiers segments des palpes labiaux très développés par rapport aux deux derniers ; Fig. 43A), une nervation alaire particulière (Fig. 43B) et un nombre d'ovarioles supérieur à 3. Chez les espèces non parasites, le pollen est transporté sur les pattes postérieures. Trois sous-familles sont communément reconnues (Michener 2007) : Xylocopinae, Nomadinae et Apinae (tableau 5).

Les Xylocopinae sont considérés comme la sous-famille la plus plésiomorphe, c'est-à-dire qui possède le plus de caractères ancestraux (Roig-Alsina & Michener 1993). On y trouve les abeilles charpentières, nom donné en référence à leur comportement de nidification dans le bois ou les tiges. Deux genres sont recensés en Europe, les genres *Xylocopa* et *Ceratina*.

La sous-famille des Nomadinae contient exclusivement des espèces cleptoparasites associées à une grande diversité d'hôtes mais qui sont toujours d'autres abeilles (voir définition ci-après). Ils présentent les caractères morphologiques et éthologiques associés au cleptoparasitisme : pas de comportement de récolte de pollen, morphologie particulière de la larve, cuticule épaisse, réduction de la pilosité, disparition de la brosse de récolte et dimorphisme sexuel souvent plus faible (Litman *et al.* 2013).

La dernière sous-famille, les Apinae, comprend des tribus strictement solitaires comme les Anthophorini (*Anthophora*, *Amegilla*, *Habropoda*) et les Eucerini (*Eucera*, *Tetralonia*, etc.) mais aussi les espèces eusociales avec le groupe des corbiculés (bourdons et abeille mellifère). Les corbiculés ne présentent pas une brosse de récolte poilue comme chez la plupart des abeilles mais transportent leur pollen sur une structure, la corbeille, qui est pratiquement glabre et incurvée (Fig. 43C). Les Apidae sont probablement une lignée très ancienne. Les plus vieux fossiles d'abeilles connus appartiennent à cette famille : *Cretotrigona prisca* de l'ambre du New Jersey (-70 Ma ; Apinae, Meliponini, Fig. 35 ; Michener & Grimaldi 1988) et *Paleohabropoda oudardi*, compression du gisement du Menat en France (-60 Ma ; Apinae, Anthophorini, Fig. 35 ; Michez *et al.* 2009).

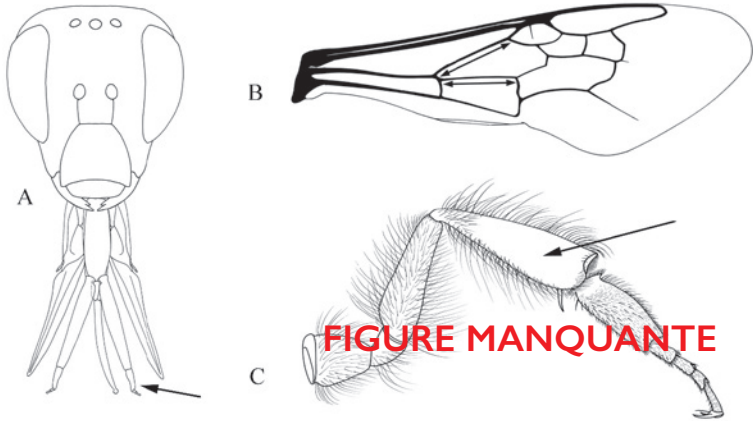


Fig. 43. - Quelques caractères diagnostiques de la famille des Apidae : A, langue longue ; B, nervation de l'aile antérieure avec la nervure basale relativement longue par rapport à la nervure cubitale (uniquement chez les espèces à trois cellules submarginales) ; C, corbeille de la patte postérieure (uniquement chez les genres *Apis* et *Bombus*).

La famille des Megachilidae est la deuxième famille d'abeilles à langue longue. Avec 3171 espèces recensées dans le monde et 455 espèces recensées en Europe (tableau 5), elle semble un peu moins diversifiée que les Apidae. Comme les Apidae, les Megachilidae sont déjà bien présents dans les plus anciens gisements d'abeilles fossiles (Michez *et al.* 2011). *Probombus hirsutus* est décrit du gisement du Menat (-60 Ma) et neuf espèces sont décrites de l'ambre de la Baltique (-48 à -50 Ma) (Nel & Petrulevicius 2003 ; Engel 2001). La forme rectangulaire de leur labrum (plus long que large) est caractéristique de la famille (Fig. 44C). Par ailleurs, les Megachilidae non parasites sont faciles à reconnaître grâce à la brosse ventrale des femelles. Les femelles collectent en effet leur pollen sous le métasome alors que toutes les autres abeilles d'Europe le font sur les pattes ou dans le gésier. Par ailleurs, tous les Megachilidae d'Europe présentent deux cellules submarginales (Fig. 44B). Deux sous-familles sont reconnues par Michener (2007), d'une part les Fideliinae distribués en Afrique et en Amérique du Sud, d'autre part les Megachilinae ubiquistes. Une troisième sous-famille, les Pararhophitinae (endémique d'Afrique du Nord et d'Asie centrale), a été reconnue par Gonzalez *et al.* (2012) sur base d'arguments morphologiques, et soutenue par d'autres études moléculaires (Praz *et al.* 2008 ; Litmann *et al.* 2011). Les Megachilinae présentent une très grande variabilité dans leurs comportements de nidification (Litman *et al.* 2011). Avec ou sans boue, résine, morceaux de feuilles ou de pétales, ils peuvent construire : (a) dans le sol ; (b) sous ou sur les pierres ; (c) dans les tiges ; (d) dans le bois mort ; (e) dans les coquilles d'escargot abandonnées. On distingue cinq tribus faciles à identifier en Europe : Dioxini, Lithurgini, Anthidiini, Megachilini et Osmiini (tableau 5). Les espèces de Dioxini sont toutes cleptoparasites. En plus des caractères liés au cleptoparasitisme, comme l'absence de brosse de récolte, les Dioxini sont caractérisés par une épine médiane sur le metanotum. Les Lithurgini sont une petite tribu non parasite uniquement représentée en Europe par trois espèces

du genre *Lithurgus*. Les Lithurges ne présentent pas de maculations jaunes ou de couleur métallique. Les femelles se reconnaissent par leur plateau proéminent à la base du clypeus. Cette structure est probablement impliquée dans le comportement de nidification. Les mâles possèdent un plateau pygidial bien développé sur le tergite 7. Les Anthidiini sont remarquables grâce à leur coloration souvent tigrée jaune et noir. Les mâles présentent généralement des épines affûtées à l'extrémité de leur abdomen pour défendre un territoire constitué d'un buisson de fleurs. Les Megachilini sont connues sous le nom d'abeilles coupeuses de feuille mais toutes les espèces ne sont pas coupeuses de feuilles (Trunz *et al.* 2016). Par exemple le genre *Coelioxys* comprend uniquement des espèces cleptoparasites. En Europe, Les Megachilini se distinguent d'un point de vue morphologique par l'absence d'arolium entre les griffes de leurs pattes. Au contraire des Megachilini, les Osmiini présentent toujours des aroliums à l'extrémité de leurs pattes. Elles sont connues sous le nom d'abeilles maçonnes en relation avec le comportement de certaines espèces qui construisent leur nid en boue. Les abeilles maçonnes comprennent plus de 1000 espèces à travers le monde (Ungricht *et al.* 2008). Elles sont présentes sur pratiquement tous les continents (excepté l'Australie et l'Amérique du Sud) mais sont surtout diversifiées dans les zones à climat méditerranéen (Praz *et al.* 2008). Une phylogénie de la tribu a été réalisée sur la base d'arguments moléculaires par Praz *et al.* (2008). Cette étude permet de définir clairement certains genres d'Osmiini comme les genres *Heriades*, *Hoplitis* et *Osmia*, dont les limites étaient assez floues sur base d'arguments morphologiques.

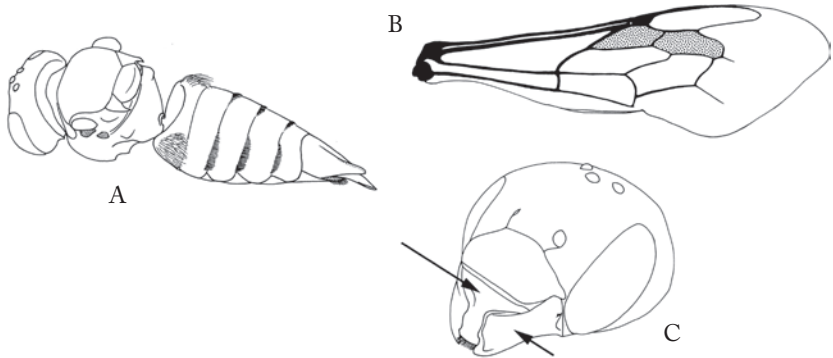


Fig. 44. - Quelques caractères diagnostiques de la famille des Megachilidae : A, métasoma (forme triangulaire chez le genre *Coelioxys*) ; B, nervation de l'aile antérieure avec deux cellules submarginales (*Osmia cornuta*) ; C, tête avec un labre allongé et des mandibules généralement bien développées (*Hoplitis adunca*).

Les Andrenidae sont des abeilles à langue courte relativement communes en Europe. On trouve facilement des espèces du genre *Andrena* dans les parcs et jardins, y compris en ville. Michener (2007) compte 2333 espèces à travers le monde dont le quart est recensé en Europe (Patiny *et al.* 2009). Le caractère le plus distinctif pour la famille est la présence de deux sutures parallèles (sutures subantennaires) reliant chaque torulus au clypeus. La glosse est aussi généralement très courte et pointue (Fig. 45). Quatre sous-familles sont reconnues dont deux, les Andreninae (genre *Andrena*) et les

Panurginae (genres *Camptopoeum*, *Clavipanurgus*, *Flavipanurgus*, *Melitturga*, *Panurginus*, *Panurgus*, *Simpanurgus*), sont présentes en Europe (tableau 5). Le genre *Andrena* est relativement facile à reconnaître grâce à ses trois cellules submarginales (sauf pour une espèce en Europe, *Andrena lagopus*), les fovéas faciaux des femelles et la brosse de récolte développée sur toute la patte postérieure (comprenant un flocculus) (Fig. 45). C'est un des genres les plus diversifiés en Europe avec plus de 400 espèces. Les *Melitturga* sont beaucoup plus rares. Elles présentent aussi trois cellules submarginales mais la brosse de récolte est limitée au tibia et au tarse de la patte postérieure. Tous les autres genres possèdent uniquement deux cellules submarginales (Fig. 45). L'écologie des Andrenidae est relativement homogène. Toutes les espèces nidifient dans le sol et aucune n'est cleptoparasite. Les premiers fossiles connus d'Andrenidae datent de l'Oligocène (gisement de Florissant, Cockerell 1906) même si la famille est probablement apparue au cours du Crétacé.

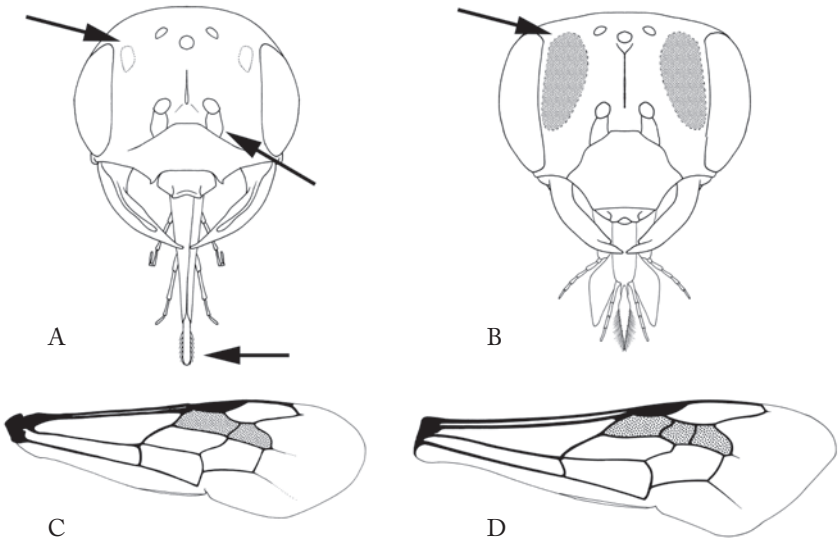


Fig. 45. - Quelques caractères diagnostiques des Andrenidae : A, tête d'une femelle du genre *Panurgus* avec une glosse courte et pointue, des sutures subantennaires doubles et de petits fovéas ; B, tête d'une femelle du genre *Andrena* avec des fovéas faciaux très développés ; C, aile antérieure du genre *Panurgus* avec deux cellules submarginales ; D, aile antérieure du genre *Andrena* avec trois cellules submarginales.

Les Halictidae comprennent plus de 3500 espèces de par le monde et 344 espèces en Europe, c'est la famille la plus importante en terme de biodiversité dans le groupe des abeilles à langue courte. Les Apidae et les Halictidae sont les deux seules familles au sein desquelles des comportements eusociaux sont observés. Chez les Halictidae, ces comportements sont apparus trois fois de manière indépendante pendant des périodes de réchauffement climatique (Brady *et al.* 2006). Le comportement social est étonnement flexible chez certaines espèces de *Lasioglossum*, avec des populations eusociales et

d'autres totalement solitaires. Par contre, la morphologie des Halictidae est très monotone. Ils sont facilement reconnaissables parmi les autres abeilles grâce à leur langue courte et leur nervure basale coudée caractéristique (Fig. 46), mais les espèces sont très difficiles à reconnaître à l'intérieur de plusieurs genres comme chez les *Lasioglossum* et les *Halictus*. Quatre sous-familles sont reconnues au sein des Halictidae : Rophitinae, Nomiinae, Nomioidinae et Halictinae (Danforth *et al.* 2008). La première sous-famille comprend principalement des espèces rares et spécialisées dans leurs choix floraux. Par exemple, toutes les espèces du genre *Systropha* collectent uniquement leur pollen sur des Convolvulaceae (Patiny *et al.* 2008). Les Nomiinae et le Nomioidinae sont relativement rares en Europe. Leurs centres de diversité se trouvent respectivement en Asie/Afrique tropicale et dans les régions (semi-)désertiques. Les Nomiinae sont caractérisés par des tegulae exceptionnellement grandes et les Nomioidinae sont facilement reconnaissables à leur très petite taille (moins de 5 mm pour les grandes espèces) et leur pattern de couleur particulier jaune et noire (Fig. 46). La dernière sous-famille, les Halictinae, est la plus diversifiée, 2400 espèces dans le monde et près de 300 en Europe. On y trouve les espèces eusociales mais aussi des espèces cleptoparasites représentées par le genre *Sphecodes* en Europe. Les femelles des genres *Halictus* et *Lasioglossum* sont assez facilement reconnaissables par la gouttière présente à l'extrémité de leur metasoma (Fig. 46).

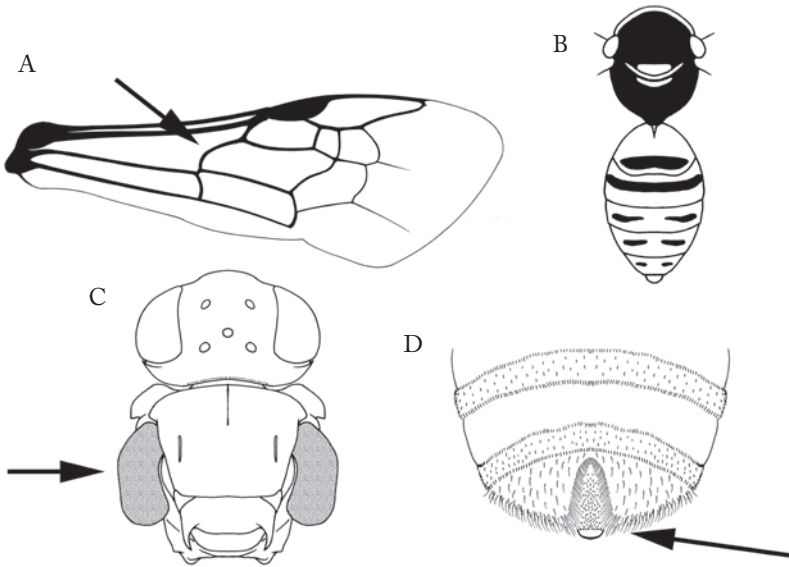


Fig. 46. - Quelques caractères diagnostiques des Halictidae : A, aile antérieure du genre *Lasioglossum* avec la nervure basale nettement courbée ; B, pattern de coloration du genre *Nomioides* ; C, tegula très développée chez le genre *Nomiapis* ; D, sillon à l'extrémité de l'abdomen des femelles des genres *Lasioglossum* et d'*Halictus*.

Les Colletidae regroupent approximativement 2500 espèces principalement distribuées dans l'hémisphère Sud. C'est une famille probablement apparue plus récemment et très peu présente dans les gisements fossiles (Michez *et al.* 2011). Seules deux espèces sont connues de l'ambre de la Dominique (-20 Ma, Engel 1999). On reconnaît couramment cinq sous-familles dont deux sont largement distribuées et présentes en Europe (148 espèces, tableau 5), les Colletinae avec le genre *Colletes* et les Hylaeinae avec le genre *Hylaeus* (Michener 2007). La monophylie et les relations phylogénétiques à l'intérieur de la famille ont été décrites par Almeida & Danforth (2009). Plusieurs caractères dérivés distinguent la famille : le recouvrement de la cellule larvaire par une cellophane imperméable produit par la glande de Dufour (Almeida 2008), la glosse courte et bifide (Fig. 47 ; McGinley 1980) ainsi qu'un intron supplémentaire dans la copie F1 du gène d'élongation du facteur 1-alpha (Brady & Danforth 2004). La morphologie externe est assez variable. Les *Colletes* sont des abeilles relativement velues, qui présentent une brosse de récolte sur les pattes postérieures et possèdent une nervation alaire particulière (trois cellules submarginales et une seconde nervure récurrente en forme de S, Fig. 47). Les *Hylaeus* sont presque glabres et transportent le pollen dans leur jabot. Les mâles de certaines espèces présentent une modification de la forme du scape (Fig. 47). Il n'y a aucune espèce de colletide cleptoparasite en Europe. Leurs choix floraux varient de spécialiste (par exemple *Colletes halophilus* sur *Aster tripolium* ; Müller & Kuhlmann 2008) à généraliste (par exemple *Colletes cunicularius* ; Vanderplanck *et al.* 2009). De la même manière les comportements de nidification sont variables, terricole pour les *Colletes*, rubicole pour les *Hylaeus* (Almeida 2008).

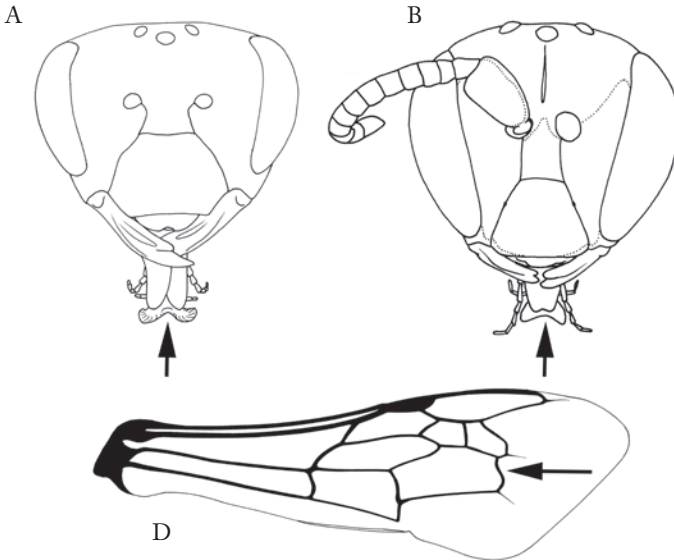


Fig. 47. - Quelques caractères diagnostiques des Colletidae : A, tête de femelle du genre *Colletes* (glosse avec l'apex bifide, suture subantennaire simple) ; B, tête de mâle du genre *Hylaeus* (glosse avec l'apex bifide, suture subantennaire simple, scape élargi, maculation sur la face) ; D, aile antérieure du genre *Colletes* avec la seconde nervure récurrente en forme de S.

Tableau 5. - Diversité taxonomique des 2051 espèces d'abeilles recensées en Europe [d'après Nieto *et al.* (2014) mis à jour par Rasmont *et al.* (2017)].

Familles	Sous-famille	Tribu	Genre	N
Andrenidae	Andreninae	Andrenini	<i>Andrena</i>	444
		Panurginae	Melitturgini	<i>Melitturga</i>
	Panurgini		<i>Camptopoeum</i>	4
			<i>Clavipanurgus</i>	1
			<i>Flavipanurgus</i>	6
			<i>Panurginus</i>	14
			<i>Panurgus</i>	13
			<i>Simpanurgus</i>	1
			TOTAL	489
	Apidae	Apinae	Ancylaini	<i>Ancyla</i>
<i>Tarsalia</i>				2
Anthophorini			<i>Amegilla</i>	11
			<i>Anthophora</i>	78
			<i>Habropoda</i>	3
			<i>Apis</i>	1
Bombini			<i>Bombus</i>	71
Eucerini			<i>Cubitalia</i>	2
			<i>Eucera</i>	86
			<i>Tetralonia</i>	1
			<i>Tetraloniella</i>	19
Melectini			<i>Melecta</i>	22
			<i>Thyreus</i>	12
Osirini			<i>Epeoloides</i>	1
Nomadinae		Ammobatini	<i>Ammobates</i>	14
			<i>Chiasmognathus</i>	1
			<i>Parammobatodes</i>	2
			<i>Pasites</i>	1
		Ammobatoidini	<i>Schmiedeknechtia</i>	1
			<i>Ammobatoides</i>	4
		Epeolini	<i>Epeolus</i>	17
			<i>Triepeolus</i>	1
	Nomadini	<i>Biastes</i>	3	
		<i>Nomada</i>	181	
Xylocopinae	Ceratinini	<i>Ceratina</i>	27	
		<i>Xylocopa</i>	9	
	TOTAL	577		
Colletidae	Colletinae	Colletini	<i>Colletes</i>	60
	Hylaeinae	Hylaeini	<i>Hylaeus</i>	86
	TOTAL	146		

Généralités abeilles

Halictidae	Halictinae	Halictini	<i>Halictus s. str.*</i>	50	
			<i>Lasioglossum</i>	175	
			<i>Seladonia*</i>	16	
			<i>Trinchohalictus</i>	1	
			<i>Vestitobalictus*</i>	9	
		Sphecodini		<i>Sphecodes</i>	47
		Nomioidinae	Nomioidini	<i>Nomioides</i>	5
	<i>Ceylalictus</i>			1	
		Nomiinae	Nomiini	<i>Nomiapis</i>	8
		Rophitinae	Rophitini	<i>Dufourea</i>	20
<i>Rophites</i>	8				
<i>Rophitoides</i>	2				
<i>Systropha</i>	2				
	TOTAL			344	
Megachilidae	Lithurginae	Lithurgini	Lithurgus	3	
	Megachilinae	Anthidiini	<i>Afranthidium</i>	3	
			<i>Anthidiellum</i>	2	
			<i>Anthidium</i>	17	
			<i>Eoanthidium</i>	4	
			<i>Icterantheidium</i>	5	
			<i>Pseudoanthidium</i>	9	
			<i>Rhodanthidium</i>	7	
			<i>Stelis</i>	24	
			Dioxyini	<i>Aglaopis</i>	1
				<i>Dioxys</i>	6
		<i>Ensliniana</i>		1	
		<i>Metadioxys</i>		1	
		<i>Paradioxys</i>		1	
		Megachilini	<i>Coelioxys</i>	28	
			<i>Megachile</i>	86	
			Osmiini	<i>Chelostoma</i>	25
		<i>Haetosmia</i>		2	
		<i>Heriades</i>		6	
		<i>Hofferia</i>		1	
	<i>Hoplitis</i>	101			
	<i>Osmia</i>	101			
	<i>Protosmia</i>	13			
	<i>Stenoberiades</i>	3			
	<i>Trachusa</i>	6			
	TOTAL			456	

Généralités abeilles

Melittidae	Dasypodainae	Dasypodaini	<i>Dasyпода</i>	18
	Melittinae	Macropidini Melittini	<i>Macropis</i> <i>Melitta</i>	3 18
			TOTAL	39

*Les trois genres *Halictus*, *Seladonia* and *Vestitohalictus* sont généralement considérés dans un seul genre *Halictus*.

BIOLOGIE, COMPORTEMENT ET RÔLE

Histoire naturelle

Cycle de vie

Sous nos contrées, le cycle de vie de toutes les espèces est annuel (Fig. 46, **planche 6**), à l'exception de l'abeille mellifère (*Apis mellifera*) chez qui la reine vit plusieurs années. Les mâles émergent toujours quelques jours avant les femelles. Chez un grand nombre d'espèces, ils sont attirés par les phéromones sexuelles des femelles (Eickwort & Ginsberg 1980 ; Ayasse *et al.* 2001). Chez les bourdons, par contre, ce sont les mâles qui émettent principalement ces phéromones sexuelles d'attraction (Ayasse & Jarau 2014). En règle générale, les mâles patrouillent à la recherche des femelles à proximité des sites d'émergence (à l'entrée des nids), autour des fleurs visitées par les femelles ou le long d'éléments linéaires du paysage (haies, massifs d'arbustes, etc.).

L'accouplement ne dure que quelques secondes à quelques minutes tout au plus pendant lesquelles le mâle se positionne sur le dos de la femelle. Cette dernière conserve le sperme dans une poche annexe de l'utérus : la spermathèque. Chez beaucoup d'espèces, le mâle a une durée de vie relativement courte et meurt au bout de quelques jours à quelques semaines tout au plus.

Chez les espèces solitaires, la femelle fécondée construit ou réaménage un ancien nid pour y installer des nouvelles cellules larvaires. Chaque femelle nidifiante approvisionne lesdites cellules avec un « pain de pollen » composé de pollen plus ou moins mélangé à du nectar. Il faut un grand nombre d'allers-retours entre le nid et les fleurs pour confectionner un seul pain de pollen, plus de vingt-cinq chez *Osmia cornuta* (Bosch 1994). Certaines espèces présentent des adaptations particulières pour tasser ou mélanger le pain de pollen : les osmies ont des osmies sur le clypeus ; les lithurges ont un front surélevé ; certaines andrènes ont des couronnes paramandibulaires.

La femelle pond un seul œuf dans chaque cellule. En général, le pain de pollen est plus gros dans les cellules destinées à recevoir un œuf femelle, lesquelles sont alors plus grosses que les mâles. Comme chez les autres Hyménoptères, les femelles sont issues des œufs diploïdes, c'est-à-dire fécondés par les spermatozoïdes libérés par la spermathèque lors du passage de l'ovule dans l'utérus. Les œufs non fécondés, haploïdes, donnent naissance aux mâles (Heimpel & De Boer 2008). Ils sont pondus en dernier, dans les cellules les plus proches de la sortie du nid, ce qui permet aux mâles de quitter le nid avant les femelles. La femelle obture chaque cellule avant de concevoir et d'approvisionner la suivante. Chez les espèces solitaires, les femelles peuvent aménager plus d'une dizaine de cellules avant d'obturer le nid. Après ces quelques semaines de labeur, la femelle meurt à son tour.

L'œuf éclot après quelques jours et donne naissance à une petite larve blanche et ovoïde. Cette larve se nourrit du pain de pollen et mue plusieurs fois (généralement quatre fois) au fur et à mesure qu'elle grandit. Souvent, avant la dernière mue, la larve construit un cocon de soie dans lequel elle se transforme en nymphe. Ce stade nymphal est plus ou moins long et permet la métamorphose de la larve en imago (adulte). Chez certaines espèces, la nymphe entre en léthargie (diapause) pendant toute la mauvaise saison. L'imago émerge au printemps, en été, voire à l'automne suivant selon la phénologie de l'espèce. Chez d'autres espèces, comme chez les cératines et les xylocopes, l'imago émerge peu de temps après le passage au stade nymphal et c'est cet imago qui entre en léthargie pendant la mauvaise saison. Chez d'autres espèces encore il n'y a pas

de diapause pour toutes les générations. La génération de printemps donne directement une génération d'été (espèce bivoltine, comme *Andrena bicolor* par exemple).

Chez les espèces sociales comme les bourdons, le cycle est un peu plus complexe (Fig. 48). Les premiers œufs sont pondus par la reine à la sortie de diapause (Goulson 2003). Les œufs fécondés donnent naissance à des ouvrières (femelles stériles) dont la stérilité est maintenue par des phéromones émises par la reine. Ces ouvrières assurent le ravitaillement du nid et meurent après deux ou trois semaines d'activité. En fin de saison, plusieurs semaines voire plusieurs mois plus tard, la femelle fondatrice (reine) meurt à son tour. Les ouvrières ne sont donc plus remplacées et le nid périclité. Toutefois, le très grand nombre d'ouvrières alors présent dans le nid assure un nourrissage optimal des dernières larves. Ces larves deviennent de très grosses femelles non stérilisées par la reine fondatrice, et deviennent ainsi de potentielles futures reines (Fig. 48). Des œufs non fécondés, parfois pondus par certaines ouvrières, donnent naissance aux mâles. Les mâles et les jeunes reines quittent alors les nids et s'accouplent. Les mâles meurent peu après. Les femelles fécondées creusent un petit terrier pour passer la mauvaise saison. Elles en sortent l'année suivante pour fonder un nouveau nid (Fig. 48).

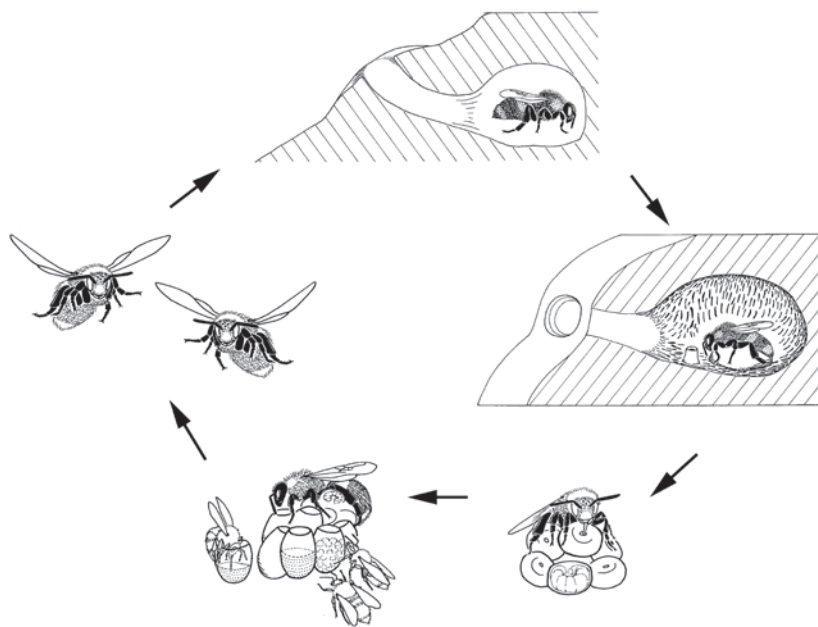


Fig. 48. - Cycle de développement des bourdons et organisation sociale de leur colonie.

A, levée de diapause de la reine fondatrice, récolte de pollen et de nectar, et ponte des premiers œufs ; B, premiers œufs et larves couvés par la reine ; C, colonie avec les premières ouvrières autour de la reine ; D, la colonie grandit, les ouvrières prennent en charge la récolte de nourriture, le soin au larve et la défense du nid ; à la fin du cycle émergence des nouveaux sexués qui quittent la colonie pour se reproduire ;

E, hibernation d'une jeune reine fécondée, tous les autres individus de la colonie meurent.

Nidification

Une première distinction peut être faite entre les espèces fouisseuses qui nidifient dans le sol (terricoles) et celles qui nidifient hors sol ou dans des cavités préexistantes (Fig. 49). Le comportement fouisseur est hérité des guêpes fouisseuses (Radchenko & Pesenko 1994). Il existe au sein de toutes les familles d'abeilles et est commun à toutes les abeilles à langue courte à l'exception, en Europe, du genre *Hylaeus*. On trouve également des espèces terricoles fouisseuses chez les abeilles à langue longue (Megachilidae et Apidae) mais c'est surtout dans ce dernier groupe que les espèces ont évolué vers d'autres modes de nidification.

Les espèces terricoles fouisseuses représentent plus de la moitié des espèces (Michener 2007). Chez ces dernières, la texture du sol, son exposition au soleil et son inclinaison ont parfois de l'importance. Certaines apprécient tout particulièrement les sols légers et bien exposés. C'est le cas par exemple de *Dasygaster hirtipes*, d'*Andrena fuscipes* et de *Panurgus calcaratus*. Certaines espèces sont même strictement inféodées aux sols sableux (espèces psammophiles). C'est le cas de *Colletes cunicularius* et d'*Andrena vaga* (Vereecken *et al.* 2006a, b). La plupart des espèces terricoles creusent leur galerie à la verticale sur un sol plat (Fig. 50). L'entrée du nid est alors assez facile à repérer grâce au petit cône de terre résultant de l'excavation du sol. D'autres abeilles, comme *Anthophora plumipes*, préfèrent le sol en pente d'un talus, voire même la tranche verticale d'un escarpement. Chez cette dernière espèce, les cellules sont contiguës et se succèdent dans une seule et même galerie. Chez la plupart des autres espèces fouisseuses terricoles, les cellules sont disposées individuellement au fond de galeries secondaires qui forment autant de ramifications latérales ou terminales de la galerie principale. Le nombre, la profondeur et la structure des cellules sont variables selon les espèces. Par exemple, le nid de *Colletes daviesianus* comporte une dizaine de cellules creusées jusqu'à 40 centimètres de profondeur, chacune tapissée d'une membrane de type cellophane imperméable (caractéristique de la famille des Colletidae) (Almeida 2008). Les nids de *Dasygaster hirtipes* sont eux beaucoup plus profonds, jusqu'à un mètre dans le sol, et présentent des cellules perméables à l'eau (Pouvreau & Loublier 1995).

Chez les espèces non fouisseuses, certaines creusent leurs galeries dans les végétaux (espèces xylocoles ou rubicoles). D'autres aménagent des anfractuosités de la roche, du sol, des végétaux ou d'anciens nids. D'autres encore bâtissent leur nid en terre (espèces maçonnes), en résine (espèces potières) ou en fibres végétales (espèces cotonnières).

Le genre *Xylocopa* est le seul à comporter des espèces xylocoles qui peuvent creuser elles-mêmes leurs propres galeries dans le bois mort, sec et non décomposé (Fig. 49). Les autres espèces xylocoles se contentent d'utiliser des galeries creusées par des larves de Coléoptères, des anfractuosités du bois ou de l'écorce, ou encore du bois en décomposition facile à aménager. C'est le cas par exemple de beaucoup d'*Osmiini* et des *Lithurgus*.

Toutes les espèces du genre *Ceratina*, les xylocopes dans certaines circonstances, et beaucoup d'espèce du genre *Hylaeus* sont rubicoles. Elles nichent dans le sureau et la ronce dont elles excavent elles-mêmes la moelle. On trouve par ailleurs de nombreuses autres espèces qui nidifient dans des tiges déjà creuses comme le fenouille. C'est le cas de nombreuses espèces de la famille des Megachilidae.

On trouve également, chez les Megachilidae, des espèces potières. *Megachile (Chalicodoma) parietina* (abeille maçonne), par exemple, construit des cellules en boue séchée sur les parois des rochers ou sur les murs. Chez les *Icteranthisidium* et les *Anthidiellum*, les femelles récoltent la résine des conifères pour confectionner une loge accrochée à un support minéral ou végétal.

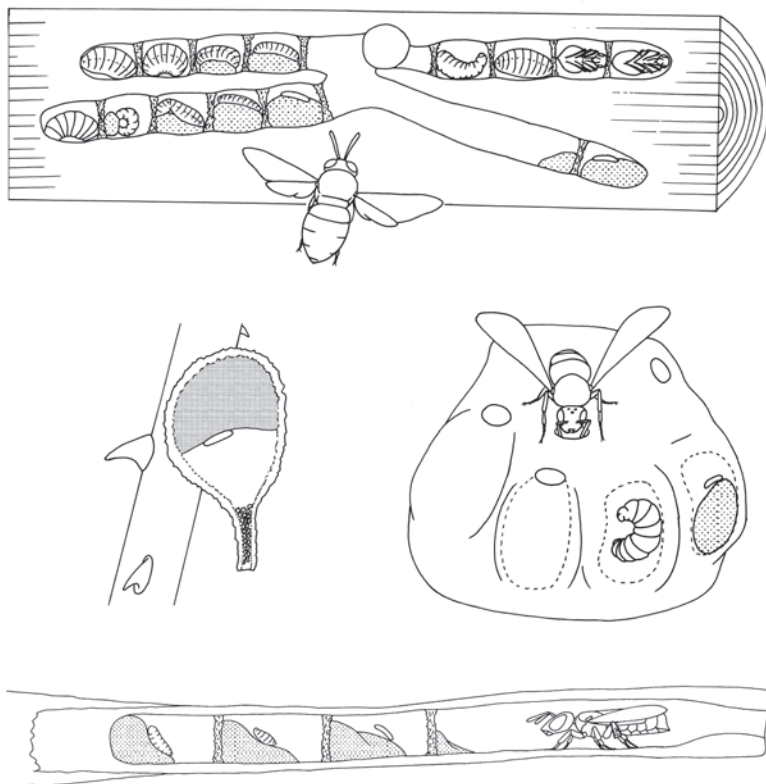


Fig. 49. - Modes de nidification des abeilles. A, creusement de galerie dans le bois par le genre *Xylocopa*; B, construction en résine par le genre *Anthidiellum* ; C, construction en bouepar le genre *Megachile* du sous-genre *Chalicodoma* sp. ; D, creusement de galerie dans les tiges chez le genre *Ceratina*.

Enfin, bon nombre d'abeilles à langue longue nidifient dans toutes sortes de cavités préexistantes. Beaucoup de Megachilidae nidifient dans les anfractuosités du sol ou de la roche, ou dans des galeries : trous laissés dans le sol par les racines d'un arbre, galeries creusées dans le bois par des larves de Coléoptères ou encore des tiges creuses. Certaines espèces nidifient même exclusivement dans les coquilles vides d'escargot (espèces hélicicoles). C'est le cas notamment d'*Osmia bicolor* et d'*Osmia aurulenta* (Bosch *et al.* 2001). Un certain nombre d'espèces du genre *Bombus* nidifient dans des cavités beaucoup plus grandes. *Bombus terrestris*, par exemple, nidifie dans d'anciens nids souterrains de rongeurs. *Bombus hypnorum* nidifie fréquemment dans les anciens nids d'oiseaux logés dans les arbres creux et dans les nichoirs installés initialement pour les passereaux dans les espaces verts. Les bourdons *Bombus pascuorum* et *Bombus muscorum* nichent dans un amas d'herbes sèches à la surface du sol.

Qu'elles soient terricoles ou qu'elles nidifient hors sol, les abeilles utilisent toutes sortes de matériaux pour calfeutrer leur nid, pour l'isoler du froid, pour le rendre étanche ou pour le dissimuler au regard des prédateurs ou des cleptoparasites. Les abeilles à langue courte utilisent des sécrétions d'origines diverses (glandes à cires, glandes de Dufour, glandes salivaires) pour étanchéifier les cellules. Elles obturent leurs galeries avec la terre ou le sable qu'elles ont excavé lors de la construction du nid. Chez les *Hylaeus* rubicoles, cette sécrétion qui entoure les cellules et obture parfois le nid est particulièrement bien visible et se présente sous la forme d'une fine membrane translucide. Cette cellophane est aussi présente autour des cellules des *Colletes* et elle est caractéristique de la famille des Colletidae (Almeida 2008).

Chez les abeilles à langue longue, les matériaux utilisés sont beaucoup plus divers. Les bourdons et les abeilles domestiques confectionnent des cellules ou alvéoles en cire. On trouve parmi les Anthidiini un certain nombre d'abeilles cardeuses qui collectent le tomentum laineux de certains végétaux pour confectionner des pelotes, comme de la ouate, dont elles remplissent le nid avant d'y aménager les cellules. Certaines espèces parmi les *Megachile*, *Trachusa* et *Osmiini* découpent des fragments de feuilles ou de pétales, plus ou moins grands, laissés entiers ou triturés, pour tapisser le nid, séparer les cellules ou obturer le nid. D'autres espèces séparent les cellules et obturent le nid avec de la boue séchée. *Osmia bicolor* obture la coquille d'escargot dans laquelle elle a nidifié avec des petits cailloux puis recouvre la coquille avec des fragments végétaux mâchouillés et des aiguilles de pins pour la dissimuler. *Osmia brevicornis* obture son nid avec un bouchon de cire. Les espèces rubicoles et xylocoles des genres *Xylocopa* et *Ceratina* ne recouvrent pas les parois des cellules mais récupèrent les fibres végétales qu'elles ont arrachées pour séparer les cellules et obturer le nid.

Socialité

Les différentes catégories de socialité se définissent par les types de contacts qu'entretiennent les individus d'une même espèce et par les liens de parentés qui les unissent. La nomenclature utilisée dans le présent chapitre suit celle proposée par Michener (2007).

Chez les espèces solitaires, chaque femelle aménage seule son nid, l'approvisionne et puis meurt sans jamais avoir eu de contact ni avec sa progéniture, ni avec ses congénères, à l'exception bien sûr de l'accouplement. En Europe, la plupart des abeilles sont caractérisées par ce comportement solitaire, par exemple les fameuses osmies (*Osmia cornuta*) qui nidifient dans les bambous des hôtels à abeilles.

Les espèces grégaires sont des espèces solitaires dont les femelles nidifient en grandes bourgades, les unes à proximité des autres. On observe ainsi une grande densité de nids sur une petite surface de sol, par exemple sur un même talus. Cette densité est variable selon les espèces mais elle varie aussi en fonction de la disponibilité de zones favorables à la nidification. C'est le cas par exemple des espèces psammophile comme *Andrena vaga*, qui nidifie dans des zones sableuses bien exposées, sans couvert végétal (Fig. 50). Ces bourgades peuvent être constituées de plusieurs milliers de nids (Vanderplanck *et al.* 2009). Il n'y a pas de coopération entre les femelles pour l'approvisionnement du nid mais il pourrait y avoir certains avantages au grégarisme du fait de la défense collective de la zone de nidification.

On parle d'espèces para-sociales lorsqu'il y a collaboration entre femelles d'une même génération et sans liens de parenté pour la réalisation d'un nid communal. Il

se peut qu'il y ait contact entre les femelles et leurs larves mais jamais entre femelles adultes de générations différentes. On distingue trois catégories dans ce cas : les espèces communales, les espèces quasi-sociales et les espèces semi-sociales. Chez les espèces communales, la collaboration se restreint à la construction du nid commun dans lequel chaque femelle s'occupe de ses propres cellules. C'est typiquement le cas chez les espèces du genre *Panurgus* (Andrenidae). Chez les espèces quasi-sociales, les femelles approvisionnent indifféremment toutes les cellules du nid communal et chacune a la possibilité de pondre ses œufs. Chez les espèces semi-sociales, une des femelles du nid communal domine les autres et est la seule à pondre ses œufs. Les femelles dominées servent d'ouvrières à la femelle dominante, elles peuvent en être les sœurs mais pas les filles. Il y a donc division du travail, avec ou sans différenciation morphologique (castes). Yanega (1997) cite de nombreuses espèces semi-sociales parmi les genres *Halictus* et *Lasioglossum*.

Chez les espèces sub-sociales, des femelles solitaires entretiennent des relations sociales avec leur progéniture. Dans la plupart des cas, il s'agit de femelles qui nourrissent leurs larves ou entretiennent le nid pendant la croissance des larves. Un contact est possible entre mère et filles adultes mais il n'y a ni division du travail, ni caste. On trouve un grand nombre d'espèces subsociales chez les allodapines (Xylocopinae tropicales), les Halictinae et les Nomiinae (Pesenko & Radchenko 1994).



Figure 50. Socialité chez les abeilles. A, espèce solitaire où la femelle n'a pas de contact ni avec sa descendance ni avec d'autres femelles (genre *Andrena*) ; B, espèce sociale où la femelle (reine) a des contacts avec ses filles (ouvrières stériles) pour s'occuper de la colonie (genre *Bombus*).

Les espèces eusociales comprennent les espèces probablement les plus populaires comme l'abeille mellifère et les bourdons (Fig. 50). Elles ne représentent pourtant que 6 % de la diversité des espèces d'abeilles à l'échelle mondiale (Danforth 2007). Les espèces eusociales sont composées de groupes familiaux, vivant en colonie, avec division du travail, différenciation morphologique en castes et chevauchement des générations (Michener 1974). Ces colonies montrent typiquement un biais dans le degré de repro-

duction où seulement quelques individus monopolisent cette activité, les autres individus, stériles, se chargeant du soin à la progéniture (Brady *et al.* 2006). Chez les abeilles eusociales, les individus stériles sont tous des femelles appelées ouvrières. Elles sont les filles de la femelle fondatrice, ou reine. Femelle fondatrice et ouvrières forment deux castes morphologiquement et physiologiquement différentes ; la femelle fondatrice est plus grande que les ouvrières. On distingue deux catégories d'abeilles eusociales : les espèces eusociales dites « primitives » et les espèces eusociales dites « évoluées ». Chez les premières, représentées chez nous par les bourdons et certains halictes (Yanega 1997) comme *Lasioglossum malachurum*, il a toujours une phase solitaire dans le cycle de vie de la colonie, lorsque la jeune reine fécondée entre en léthargie pendant la mauvaise saison et au début du printemps (Fig. 48). Chez les secondes, représentées chez nous par l'abeille domestique, il n'y a jamais de phase solitaire. Lorsqu'une reine est évincée par une autre plus jeune, elle quitte le nid accompagnée d'un essaim d'ouvrières.

Parasitisme, cleptoparasitisme et inquilinisme

Une espèce est considérée comme parasite dès lors qu'une partie au moins de son cycle de développement est étroitement liée à celui d'individus non-apparentés. Ainsi, il existe des cas de parasitisme intra- ou inter-spécifique suivant que l'individu hôte appartient ou non à la même espèce que l'individu parasite.

C'est à Latreille (1810) que nous devons la découverte des mœurs parasitaires de certains groupes d'abeilles sauvages comme les *Coelioxys*, les *Nomada* ou encore les *Stelis* qu'il qualifia de *Cuculines* ou abeilles-coucou par analogie au comportement des oiseaux comme le coucou gris (*Cuculus canorus*) qui déposent leurs œufs dans le nid d'autres espèces. Lepeletier (1810) ajouta les bourdons du sous-genre *Psithyrus* à la liste des abeilles-coucous, puis les *Ceratina* et les *Hylaeus* qu'il considéra à tort comme parasites du fait de leur habitus proche de celui des guêpes et de l'absence apparente d'organes propres à la construction des nids et à l'approvisionnement en nectar et en pollen. Lepeletier (1810) émit l'hypothèse que les *Ceratina* étaient des parasites de certaines espèces du genre *Osmia* qu'il voyait s'activer dans les mêmes types de tiges creuses choisies comme nid par ces espèces rubicoles. Des observations plus détaillées ont pu établir que les *Ceratina* et les *Hylaeus* sont effectivement des espèces libres (non-parasites) qui récoltent du pollen et du nectar, même s'il existe une espèce, *Hylaeus hiliaris*, endémique de l'archipel d'Hawaïi, qui a troqué son mode de vie de récolteuse pour des mœurs parasitaires (Magnaca & Danforth 2006).

Le parasitisme est apparu à plusieurs reprises de façon indépendante au cours de l'évolution des abeilles et concerne environ 20 % des espèces décrites à l'échelle mondiale (voir par exemple Michener 1978, 2007 ; Bogusch *et al.* 2006 ; Danforth *et al.* 2006 ; Müller 2006 ; Cardinal *et al.* 2010 ; Hines & Cameron 2010 ; Litman *et al.* 2013). En Europe, trois des six familles d'abeilles sauvages comprennent au moins un genre d'espèces aux mœurs exclusivement parasitaires (Apidae, Halictidae et Megachilidae). Les abeilles-coucous ont généralement un spectre d'hôtes relativement réduit, le plus souvent moins d'une demi-douzaine d'espèces, et certaines sont parfois intimement liées avec une seule espèce d'abeille-hôte, et ce tout au long de leur vie, de génération en génération.

On distingue plusieurs types de parasitisme chez les abeilles : (a) l'usurpation, (b) l'inquilinisme et (c) le cleptoparasitisme. Ces stratégies sont présentées brièvement ci-dessous.

Chez les espèces usurpatrices de nid ou cambrioleuses, l'interaction peut se produire tant au niveau intra- qu'inter-spécifique, et aussi bien chez les espèces sociales que chez les espèces solitaires. La femelle parasite profite de l'absence de la femelle hôte pour s'approprier le nid de cette dernière et y accumuler les ressources nécessaires au développement de sa progéniture. Une étude menée par Richards (1975) a pu démontrer qu'environ 10 % des nids de bourdons étudiés avaient fait l'objet d'une usurpation par une autre reine. Ce phénomène, qui représente une première étape vers une stratégie de parasitisme plus élaborée (voir ci-dessous), est probablement plus répandu qu'on le pense, tant chez les abeilles sociales que chez les abeilles solitaires, mais à ce jour il existe très peu d'études ayant eu recours à un marquage des occupantes de nids mettant en évidence une usurpation de nid. Il existe dans les milieux tropicaux d'Afrique et d'Amérique du Sud certains groupes d'abeilles sans dard (mélipones, Meliponini) qui se sont spécialisés dans le cambriolage des nids d'autres espèces d'abeilles sociales : les *Lestrimelitta* et les *Cleptotrigona* disposent de leurs propres nids et même de corbeilles fonctionnelles, mais elles récoltent les produits floraux indispensables au développement de leur progéniture non pas sur les fleurs visitées, mais bien au cœur des colonies d'autres espèces de mélipones qui occupent les mêmes habitats.

Les espèces inquilines obligatoires ou parasites sociaux sont des espèces sociales devenues parasites et qui ont perdu la capacité de produire une caste ouvrière. Les femelles de certaines espèces de bourdons ont développé cette stratégie qui consiste à infiltrer le nid d'une autre espèce du même genre et prendre le contrôle de la colonie, en tuant la reine dans certains cas. Certaines espèces inquilines comme *Bombus inexpectatus*, qui exploite les nids de *B. ruderarius* (Yarrow 1970 ; Müller 2006 ; Hines & Cameron 2010) et *B. hyperboreus*, qui parasite principalement *B. polaris* (Hines & Cameron 2010), sont considérées comme des espèces inquilines obligatoires mais semblent toujours capables d'établir leur propre colonie dans certaines conditions. Leur corbeille est toujours présente (réduite chez *B. inexpectatus*), mais inutilisée et peut-être non-fonctionnelle. En revanche, toutes les espèces du sous-genre *Bombus* (*Psithyrus*) sont des parasites sociaux totalement dépourvus de corbeille et incapables de produire des ouvrières (cette caste n'existe donc pas chez les *Psithyrus*). Les espèces de ce sous-genre utilisent donc exclusivement la force ouvrière de leurs hôtes pour élever leur descendance sexuée.

Les espèces cleptoparasites représentent la majorité des espèces d'abeilles parasites. Les femelles de ces abeilles-coucous organisent des embuscades à l'entrée des nids de leurs hôtes (le plus souvent d'autres espèces ; Field 1992) puis s'y infiltrent pour y pondre un ou plusieurs œufs au sein des cellules larvaires, en cours d'approvisionnement ou déjà scellées par la propriétaire du nid. Lorsque la femelle de l'abeille-coucou s'apprête à pondre dans une cellule contenant déjà un œuf de l'hôte, il arrive que ce dernier soit détruit sur le champ (par exemple chez les *Sphcodes*) ; cela permet à la future larve parasite de disposer de l'entièreté des ressources alimentaires contenues dans la cellule hôte, et de maximiser ainsi ses chances de poursuivre son développement jusqu'au stade adulte. Les larves de certaines abeilles-coucous comme les *Coelioxys*, et les genres parasites de la sous-famille des Apinae sont pourvues de mandibules puissantes et fortement sclérifiées qui leur permettent de tuer la larve hôte dès les tout premiers stades de développement (Litmann *et al.* 2011). Ces caractères morphologiques observés chez les larves des abeilles-coucous représentent un bel exemple de convergence évolutive, et donc d'adaptation, au mode de vie parasitaire. On observe aussi des adaptations convergentes chez les femelles avec la présence d'épines sur le corps pour se défendre (Fig. 51), et une cuticule plus épaisse.

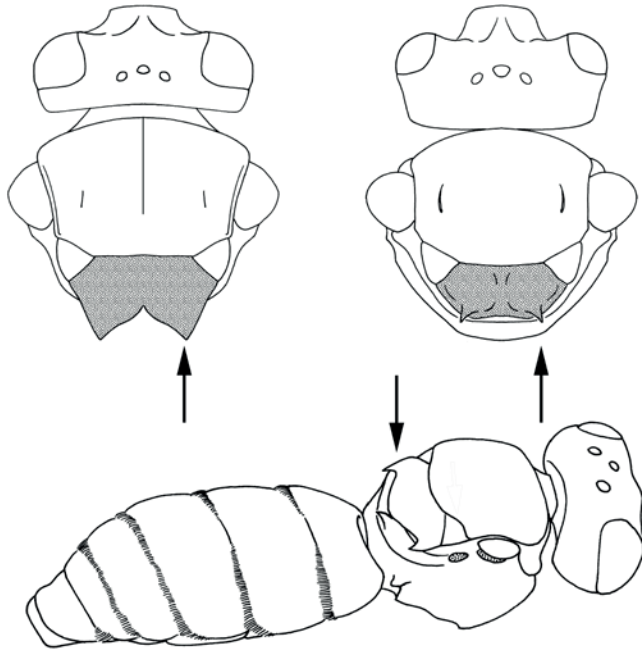


Fig. 51. - Adaptations morphologiques des abeilles cleptoparasites. A, metanotum de *Thyreus orbatus* (Apidae) ; B, metanotum de *Melecta albifrons* (Apidae) ; C, metanotum de *Dioxys cincta* (Megachilidae).

Les abeilles cleptoparasites appartiennent à des genres qui ne comprennent pas d'espèces libres et récolteuses, et leurs hôtes associés sont solitaires, à l'exception de certains Halictinae sociaux (*Halictus*, *Lasioglossum*). Le tableau 6 illustre les interactions entre les abeilles parasites et leurs hôtes connus en Europe. Il est intéressant de noter que certains genres d'abeilles parasites ont pour hôtes des espèces qui leur sont proches d'un point de vue taxonomique : les *Sphcodes* (Halictinae) parasitent notamment des *Halictus* et *Lasioglossum* (Halictinae) ; les *Melecta* (Apinae) parasitent des *Anthophora* (Apinae) ; les *Bombus* (*Psithyrus*) (Bombini) parasitent d'autres *Bombus* (Bombini), etc. Ce phénomène a également été décrit chez d'autres groupes d'organismes, notamment chez les oiseaux, les araignées, les mammifères, les guêpes et les fourmis. Ce principe de proximité phylogénétique est connu sous le terme de loi d'Emery qui l'a décrit chez les fourmis (Emery 1909). On remarque que plusieurs genres d'abeilles illustrent bien ce principe même s'il n'est pas vérifié dans son sens le plus strict : certains *Sphcodes* (Halictidae) parasitent des *Colletes* (Colletidae), des *Nomada* (Apidae) parasitent aussi bien des *Andrena* (Andrenidae) que des *Eucera* (Apidae) ou des *Melitta* (Melittidae), etc. Il semble donc que les interactions hôtes-parasites au sein des abeilles reflètent davantage une évolution des parasites se liant à des hôtes qui occupent une même niche écologique (un même habitat) plutôt qu'à des hôtes qui sont proches d'un point de vue strictement phylogénétique.

Un autre aspect intéressant dans le cadre de ces relations hôtes-parasites chez les abeilles est l'apparente similarité de la couleur de la pilosité entre les bourdons parasites et leurs hôtes en Europe. Cette ressemblance n'est vraisemblablement pas due au hasard, comme l'a indiqué Williams (2008). On décrit ce phénomène comme un cas de mimétisme wasmannien (du nom du myrmécologue allemand Wasmann) qui est connu chez de nombreux arthropodes vivant au cœur des colonies d'insectes sociaux, notamment chez les fourmis. Dans le cas des bourdons parasites, la ressemblance à leurs hôtes reflète probablement aussi un cas de mimétisme müllérien puisque les bourdons-hôtes arborent des couleurs vives (jaune, noir, rouge) qui signalent probablement aux prédateurs potentiels leur venimosité et limitent donc la prédation. Une ressemblance accrue aux espèces hôtes présentes localement offrirait donc aux bourdons parasites une protection accrue vis-à-vis des prédateurs.

Tableau 6. Synthèse des relations entre les genres d'abeilles parasites (sociales ou solitaires) et leurs hôtes en Europe.

Genre parasite (famille)	Genre(s) hôte(s) (famille)
<i>Aglaoapis</i> (Megachilidae)	<i>Hoplitis</i> , <i>Megachile</i> (Megachilidae)
<i>Ammobates</i> (Apidae)	<i>Anthophora</i> (Apidae)
<i>Ammobatoides</i> (Apidae)	<i>Melitturga</i> (Andrenidae)
<i>Biastes</i> (Apidae)	<i>Dufourea</i> , <i>Rophites</i> , <i>Systropha</i> (Halictidae)
<i>Bombus</i> (<i>Psithyrus</i>) et <i>Bombus</i> parasites sociaux (Apidae)	<i>Bombus</i> (Apidae)
<i>Coelioxys</i> (Megachilidae)	<i>Megachile</i> , <i>Osmia</i> , <i>Trachusa</i> (Megachilidae)
<i>Dioxys</i> (Megachilidae)	<i>Hoplitis</i> , <i>Megachile</i> (Megachilidae)
<i>Epeoloides</i> (Apidae)	<i>Macropis</i> (Melittidae)
<i>Epeolus</i> (Apidae)	<i>Colletes</i> (Colletidae)
<i>Melecta</i> (Apidae)	<i>Anthophora</i> , <i>Habropoda</i> (Apidae)
<i>Metadioxys</i> (Megachilidae)	?
<i>Nomada</i> (Apidae)	<i>Andrena</i> , <i>Eucera</i> , <i>Lasioglossum</i> , <i>Melitta</i> , <i>Panurgus</i> (Andrenidae, Apidae et Melittidae)
<i>Paradioxys</i> (Megachilidae)	?
<i>Pasites</i> (Apidae)	<i>Camptopoeum</i> (Andrenidae), <i>Nomiapis</i> (Halictidae)
<i>Sphecodes</i> (Halictidae)	<i>Colletes</i> , <i>Halictus</i> , <i>Lasioglossum</i> , <i>Nomioides</i> (Colletidae, Halictidae)
<i>Stelis</i> (Megachilidae)	<i>Anthidiellum</i> , <i>Anthidium</i> , <i>Chelostoma</i> , <i>Heriades</i> , <i>Hoplitis</i> , <i>Lithurgus</i> , <i>Megachile</i> , <i>Osmia</i> , <i>Pseudoanthidium</i> (Megachilidae)
<i>Thyreus</i> (Apidae)	<i>Amegilla</i> , <i>Anthophora</i> (Apidae)
<i>Triepeolus</i> (Apidae)	<i>Tetralonia</i> (Apidae)

Micro-habitats

La grande diversité biologique, climatique et physique des milieux colonisés par les abeilles à l'échelle européenne rend impossible une quelconque généralisation sur ce dont elles ont besoin pour le maintien de leurs populations. L'examen des besoins écologiques des abeilles en vue de l'établissement de projets de conservation doit impérativement se faire à un niveau local et tenir compte de plusieurs facteurs qui déterminent leur dynamique démographique et qui sont généralement spécifique (Fig. 52).

Tout d'abord, il faut considérer les distances spécifiques de dispersion et de butinage. Ces deux types de distances doivent être bien distingués. La dispersion concerne le mouvement d'individus sexués d'une population à l'autre et éventuellement leur installation sur les nouveaux sites qui pourront être colonisés. La distance de butinage fait uniquement référence à la distance parcourue par la femelle entre son nid et les plantes visitées pour l'approvisionnement des cellules larvaires.

Les capacités de dispersion des abeilles sauvages dans le paysage sont encore mal connues. Des études récentes ont démontré qu'elles voyagent relativement peu dans leur habitat, et que la majorité reste dans un rayon de moins de 500 mètres autour de leur site d'émergence ou de nidification. L'établissement par des individus migrants de nouvelles populations distantes de plus d'un kilomètre de leur site d'émergence doit donc être considéré comme un événement relativement rare chez les abeilles sauvages, en particulier chez les espèces de petite taille. Cependant plusieurs études ont montré aussi que la dispersion à longue distance n'est pas impossible. L'abeille du lierre, *Colletes bederæ* (Colletidae) et le bourdon des arbres, *Bombus hypnorum* (Apidae) ont tous deux rapidement étendu leur aire de distribution en Europe au cours des 10 dernières années. Ils n'ont été détectés en Angleterre pour la première fois qu'au début des années 2000 le long des côtes, et ils sont désormais présents dans la majeure partie du sud de ce pays, parfois sur des sites très éloignés du littoral où ils ont été découverts (Goulson & Williams 2001 ; Vereecken *et al.* 2009).

Les distances de butinage ont, quant à elles, déjà fait l'objet d'un certain nombre d'études en Europe qui ont démontré que la distance de vol est, dans une certaine mesure, liée à la taille de l'insecte (Osborne *et al.* 1999, 2008 ; Gathmann & Tscharnke 2002 ; Knight *et al.* 2005 ; Beil *et al.* 2008 ; Franzén *et al.* 2009 ; Zurbuchen *et al.* 2010a, 2010b). Les plus grandes espèces sont généralement des voiliers plus puissants et plus rapides que les petites espèces. Par ailleurs, il est admis que les faibles distances de butinage permettent aux abeilles sauvages de limiter le temps d'accès aux ressources florales et donc de maximiser l'efficacité de la préparation des cellules larvaires au cœur de leurs nids. La proximité entre le site de nidification et celui de butinage est donc un facteur essentiel. Des études menées sur des abeilles sauvages nidifiant dans des tiges creuses ont démontré que l'augmentation de la distance entre nids et ressources florales avait un impact sur le succès reproductif des abeilles : lorsque la distance entre leur nid et les fleurs visitées est plus grande, les femelles pondent moins d'œufs ce qui présente un risque pour le maintien local des populations (Peterson & Roitberg 2006 ; Williams & Kremen 2007 ; Zurbuchen *et al.* 2010c). Des études sur les bourdons ont aussi montré que les distances de butinage dans un même environnement peuvent être sensiblement différentes selon les espèces. Une espèce comme *Bombus terrestris* peut butiner jusque 550 m, à une distance double d'autres espèces comme *Bombus pascuorum* (Redhead *et al.* 2015).

La pérennité des populations d'abeilles sauvages dépend également d'une série de facteurs déterminants appelés les habitats partiels (Westrich 1996). Ce terme fait essentiellement référence à l'ensemble des besoins écologiques des abeilles dans leur habitat, notamment les sites de nidification et leurs matériaux associés, les fleurs visitées et enfin les espèces hôtes en ce qui concerne les abeilles parasites (Fig. 52) :

- la disponibilité des sites de nidification représente une étape clé dans l'installation d'une population d'abeilles. Les stratégies de nidification sont très variées (voir section précédente) et la diversité locale des abeilles sauvages est directement dépendante de la disponibilité des substrats particuliers utilisés par les femelles nidifiantes (tige, pierre, zone de sol dégagée, ...);

- certaines espèces réalisent leurs nids en récoltant des matériaux de nidification particuliers. Par exemple, les femelles du sous-genre *Hoplitis* (*Anthocopa*) tapissent les galeries de leurs nids à l'aide de fragments de pétales floraux qu'elles disposent en forme de cigare floral dans les galeries souterraines creusées au préalable. L'abeille bâtarde (*Trachusa byssina*) réalise le même type de construction souterraine mais en utilisant des fragments de feuilles (à l'instar des *Megachile*) qu'elle colle les uns aux autres à l'aide de résine qu'elle récolte sur les arbres voisins. Les *Heriades* ont également recours à de la résine végétale pour sceller l'entrée de leur nid après la fin de l'approvisionnement et la ponte, et les *Anthidium*, que l'on appelle aussi abeilles cotonnières, construisent leurs nids dans des anfractuosités pré-existantes où elles entourent les cellules larvaires d'une masse cotonneuse constitué de poils récoltés sur les tiges et les feuilles de certains végétaux. L'ensemble de ces matériaux de construction distincts du site de nidification en lui-même représente donc un autre besoin écologique majeur ;

- les ressources florales sont évidemment la clé du développement des abeilles sauvages. Sans fleurs, impossible pour les abeilles de boucler leur cycle de vie. La quantité et la diversité des fleurs nécessaires à une abeille pour boucler son cycle de développement dépendent principalement de son degré de spécialisation alimentaire et de sa taille. Müller *et al.* (2006) ont étudié en Europe les besoins en pollen et en fleurs de 41 espèces d'abeilles solitaires spécialistes. Les quantités varient de trois ordres de grandeur selon les abeilles et les plantes hôtes. A l'extrême, l'espèce *Megachile parietina* a besoin de 1100 fleurs d'*Onobrychis viciifolia* pour alimenter une seule larve. Cette espèce est d'ailleurs en déclin presque partout en Europe (Rasmont *et al.* 2005, Patiny *et al.* 2009). Par ailleurs, 85 % des espèces étudiées par Müller *et al.* (2006) ont besoin de plus de 30 fleurs pour approvisionner un seul pain de pollen. Pour les abeilles généralistes comme les bourdons, la qualité et la quantité disponible influence directement le développement de la colonie (Vanderplanck *et al.* 2014 ; Moerman *et al.* 2015) et leur santé (Roger *et al.* 2017). Les détails des interactions entre les abeilles et les fleurs sont discutés à la section « Relation florales » ;

- enfin, il faut noter que la présence de toute espèce parasite impose la présence simultanée de son espèce hôte associée. Comme indiqué dans la section précédente, il existe de nombreuses abeilles parasites qui ne se développent le plus souvent qu'aux dépens d'un nombre restreint d'abeilles-hôtes, appartenant à d'autres espèces (Tableau 6). La taille des populations de parasites est généralement faible, toujours plus faible en moyenne que la population de ou des espèce(s) hôte(s). La conservation des espèces parasites passe donc impérativement par celle des hôtes et donc des besoins écologiques de ces dernières sous peine de co-extinction (Vereecken *et al.* 2010 et les références qui y sont citées).

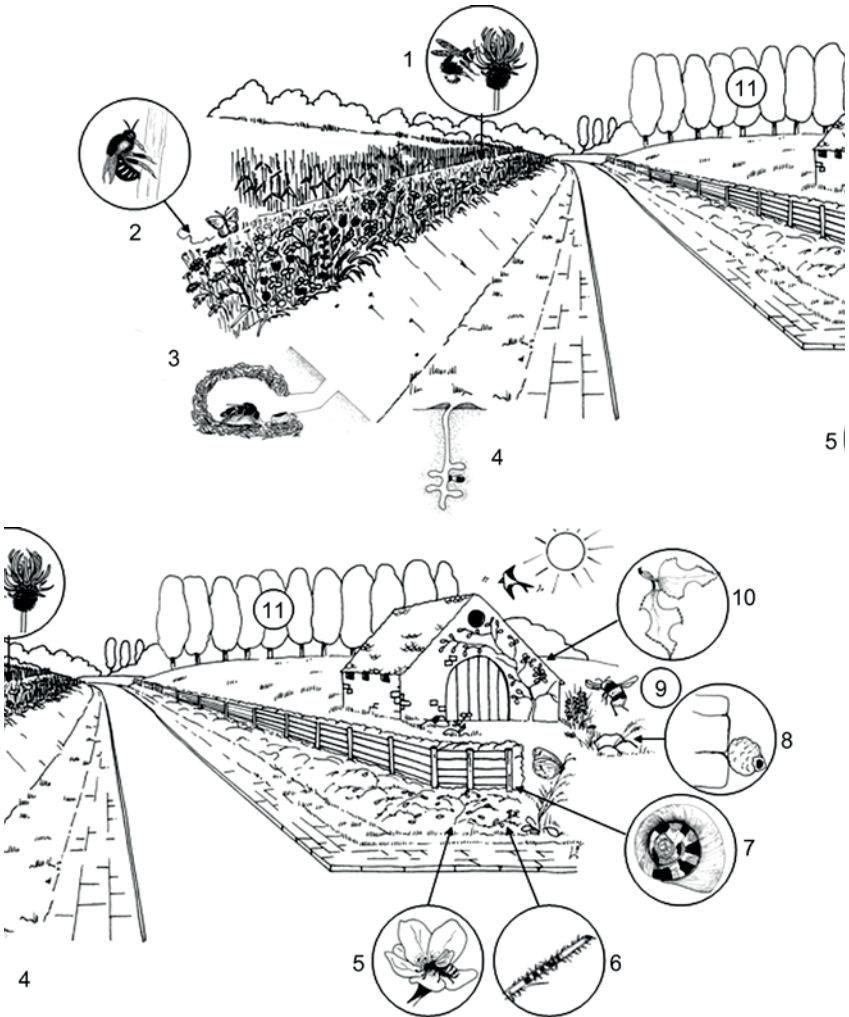


Fig. 52. - Habitat aménagé favorable aux abeilles pour l'ensemble de leur cycle de développement. 1-2, une bande fleurie fournit aux abeilles les ressources en pollen et nectar ainsi que du matériel de construction pour la confection de nid ; 3-4, les talus et bords de route, ensoleillés et dégagés de végétation, peuvent fournir des zones de nidification ; 5-6, les ronces qui poussent sur les talus ombragés sont une ressource de pollen et leurs tiges peuvent être utilisées pour nidifier ; 7, les haies peuvent abriter des escargots dont les coquilles peuvent servir à la nidification ; 8-9, les briques vieux murs peuvent servir d'abri et de site de nidification ; 10, des mégachiles peuvent découper les feuilles de rosier pour tapisser leur nid ; 11, les saules sont une ressource importante de pollen au début du printemps. D'après Terzo & Rasmont (2007).

Biogéographie et macro-habitats

La biogéographie des abeilles d'Europe présente les caractéristiques suivantes : un très fort gradient d'abondance et surtout de diversité spécifique du nord vers le sud (**Planche 10**) ; une abondance et une richesse nettement plus accentuée dans les milieux ouverts et peu boisés ; une zone très nette de forte biodiversité dans la région circumméditerranéenne (Patiny *et al.* 2009 ; Nieto *et al.* 2014). Il y a deux centres ouest-paléarctiques de richesse spécifique qui sont tout juste hors de l'Europe, mais toujours dans la même région ouest-paléarctique : au Maroc à l'ouest, en Turquie et en Iran à l'est. Hors de ces pôles de richesse, l'abondance et la diversité des apoïdes décroissent. On pourrait penser que cette concentration de richesse est due aux climats marocains et turcs exceptionnellement favorables aux abeilles. Michener (1979) montre clairement que les climats méditerranéens arides correspondent le mieux aux préférences de nidification de la plupart des apoïdes. Selon Michener, cela expliquerait la richesse des abeilles de la Californie, de l'Afrique du Sud, du Chili et du bassin méditerranéen.

Toutefois, l'histoire géologique de l'Europe a imposé des contraintes biogéographiques qui n'ont que peu joué dans les autres régions méditerranéennes du globe. La présence d'une grande mer parsemée d'îles et de péninsules au découpage complexe a entraîné des conditions d'isolement géographique très favorable à l'apparition de sous-espèces et d'espèces plus ou moins endémiques. L'intrication des mers et des chaînes de montagnes a constitué des obstacles aux processus de dispersion, mais aussi de nombreuses protections microclimatiques.

Deux grandes séries d'événements géologiques ont modifié la distribution récente de la biodiversité : la crise Messinienne (5,5 Ma, fin du Miocène) et les glaciations quaternaires. Durant le Messinien, la Méditerranée s'est asséchée à plusieurs reprises, abandonnant une grande plaine abyssale d'évaporites de -1000 à -2000 m d'altitude (Lee, 1978). Durant cet événement, toutes les îles ont été interconnectées mais avec un « filtre climatique » extrêmement chaud, aride et salin. Ceci peut expliquer la composition commune de la faune des espèces méditerranéennes de basse altitude. Durant les glaciations, les baisses répétées du niveau des mers jusque -150 m en dessous du niveau actuel, ont permis aux faunes de s'échanger entre certaines îles et le continent, entre les périodes d'isolement interglaciaire (Rasmont & Adamski 1996). La plupart des biomes européens n'ont subsisté que dans les péninsules, pour reconquérir rapidement leur distribution actuelle dès la fin des glaciations (-13 000 à -10 000 ans BP) (Fig. 50). Au-delà des préférences écoclimatiques des espèces, leurs chemins préférentiels de recolonisation inter- et post-glaciaires ont défini la composition des faunes européennes autant sinon plus que les préférences éco-climatiques (Hewitt 1999).

Si la règle générale est que les régions méridionales de l'Europe sont beaucoup plus riches en espèces que le nord, un genre constitue une exception notable : les bourdons (genre *Bombus*). Ceux-ci sont les plus diversifiés dans les hautes latitudes. Leur abondance augmente très fortement au fur-et-à-mesure qu'on s'éloigne des rivages de la Méditerranée (Rasmont *et al.* 2015). Ils restent pratiquement les seules espèces d'abeilles communes dès qu'on dépasse le 60^e parallèle. On retrouve la même logique lorsqu'on s'éloigne du niveau de la mer vers les hautes montagnes méditerranéennes. De telle sorte que les bourdons restent presque les seuls abeilles qui volent au-delà de 2000 m dans les Alpes, les Pyrénées, les Balkans, l'Atlas et le Caucase. Ceci est à mettre en relation avec leur endothermie très élaborée et avec leur nidification sociale qui permet une véritable couvain (Heinrich 1979).

Les ouvrages suivants sont des références très complètes en ce qui concerne la description des biomes ouest-paléarctiques et la biogéographie des abeilles d'Europe : Berg (1958, 1959), De Lattin (1967) et Marcuzzi (1979).

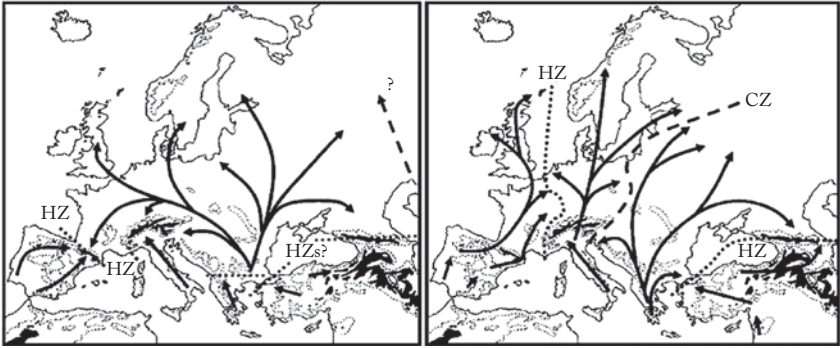


Fig. 53. - Hypothèse de chemin de recolonisation postglaciaire depuis les refuges méditerranéens. A, criquet de l'espèce *Chorthippus parallelus*. B, hérisson européen (*Erinaceus europaeus*). CZ = zone de contact ; HZ = zone d'hybridation. D'après Hewitt (2004).

Déserts arctiques et toundra

Le climat est extrêmement froid dans les déserts arctiques et la nuit polaire dure six mois. La végétation vasculaire est quasiment absente du paysage. Les sols sont gelés en permanence. Il n'y a aucun apoïde dans ces régions. La toundra se trouve plus au sud mais uniquement au-delà du Cercle Arctique. La nuit polaire y dure plus ou moins longtemps et le soleil reste bas sur l'horizon en été. Le climat y est très froid avec 8 à 9 mois de gel continu et des températures qui descendent fréquemment au-dessous de -35°C . L'été dure un à deux mois mais le gel et la neige peuvent arriver même durant les mois d'été. La plus grande surface garde un sol gelé en permanence (permafrost) et seule la zone superficielle dégèle durant l'été. La végétation de la toundra est riche en lichens et en Éricacées basses, avec des buissons nains, comme *Betula nana* et *Salix lapponum*, ou prostrés comme *Salix reticulata*. La toundra comporte de nombreuses espèces de bourdons, parfois fort abondantes. Il n'y a pas d'autres apoïdes.

Biomes arborés

Les biomes forestiers comportent quatre grandes zones : la zone des forêts nordiques de résineux, ou taïga ; la zone des forêts caducifoliées ; la zone des forêts sclérophylles méditerranéennes et la steppe boisée. Ces biomes ne se présentent pas comme une forêt continue. Ils comportent des clairières et des landes ou fruticées plus ou moins étendues, dans lesquelles les arbres sont clairsemés, voire localement absents.

La taïga boréale s'étend approximativement depuis le 60^e parallèle jusqu'au Cercle Arctique. Elle est boisée de conifères comme le pin sylvestre (*Pinus sylvestris*), l'épicéa (*Picea abies*), le mélèze (*Larix decidua*), le genévrier commun (*Juniperus communis*) et d'arbres caducifoliés comme les bouleaux (*Betula pubescens*, *B. odorata*, *B. nana*) et les

saules (*Salix* spp.). Le sous-bois est très riche en Éricacées et en épilobes (*Epilobium angustifolium*). Les faciès les plus ouverts de la taïga sont des landes à Éricacées. Ces landes s'entremêlent avec les faciès de landes à Éricacées de la forêt caducifoliée. Le long du littoral atlantique, ces landes descendent de l'Écosse et du nord de la Norvège jusqu'au nord-ouest de l'Espagne. La taïga, ses lisières et clairières, et les landes à Éricacées sont très riches en bourdons ; on y trouve aussi des Andrenidae, des Halictidae, peu de Colletidae, très peu de Megachilidae, mais aucun Nomadinae ni Apidae solitaire.

La forêt caducifoliée présente une vaste étendue dans la région ouest-paléarctique. Elle s'étend depuis le 40^e jusqu'au 60^e parallèle. D'un point de vue climatique, la forêt caducifoliée correspond à une grande hétérogénéité climatique avec deux constantes : une période froide hivernale de repos de la végétation, sans permafrost, et des précipitations quasi toute l'année. Le point commun de ce très vaste ensemble est la présence des chênes (*Quercus* spp.) caducifoliés ou des hêtres (*Fagus sylvatica* ou *F. orientalis*). Partout, ces forêts peuvent être entrecoupées de clairières plus ou moins étendues. Ces faciès ouverts peuvent être des landes à Éricacées ou des prairies, si l'humidité le permet, ou des pelouses sèches d'apparence steppique en cas d'aridité. Ce biome est très riche en apoïdes, surtout les faciès les plus ouverts. On y retrouve toutes les familles et pratiquement tous les genres. Toutefois, on remarque que les Anthophorini, Eucerini, Melectini et plusieurs tribus de Nomadinae sont plutôt pauvrement représentées. La forêt caducifoliée est habitée et défrichée par l'homme depuis fort longtemps. Dans un premier temps, celui-ci a considérablement remanié le paysage en favorisant les faciès les plus ouverts (landes et pelouses sèches d'allure steppique) qui sont très bien adaptées au pastoralisme. L'essartage a permis des emblavures dont une large proportion était consacrée à des plantes fourragères très favorables à de nombreuses espèces d'apoïdes (trèfles et sainfoin, par exemple). La grande fertilité de la majeure partie des sols de ce biome a permis à la population humaine de s'y multiplier considérablement. Dans un deuxième temps, cette augmentation du peuplement humain a exigé une intensification de l'agriculture. Il en a résulté l'abandon des cultures fourragères et le remplacement du pastoralisme par de l'élevage intensif. Les terres marginales jadis ouvertes par le pastoralisme sont en cours de reboisement depuis près d'un siècle. Cette nouvelle phase de développement agricole s'est récemment accélérée (depuis le milieu du 20^e siècle). Elle est particulièrement néfaste pour la faune et la flore des faciès ouverts dont beaucoup d'espèces sont maintenant en régression (voir section suivante). Les apoïdes de milieux ouverts souffrent particulièrement de cette restructuration du paysage en cours.

La zone des forêts méditerranéennes est délimitée de manière nette par ses caractéristiques climatiques : températures élevées durant l'été, périodes de gel hivernal courtes ou absentes, aridité estivale, précipitation plus ou moins abondantes mais concentrées entre octobre et mars. Ce biome est très fortement diversifié. Il présente des formations qui peuvent être très xériques avec des pelouses sèches ou des fruticées d'aspect steppique ou, au contraire, des formations humides avec notamment des forêts denses, en particulier dans les vallées. La végétation a pour caractéristique générale de comporter des chênes à feuilles coriaces (*Quercus ilex*, *Q. suber*, *Q. coccifera*, entre autres), des pins (*Pinus pinea*, *P. pinaster*, *P. halepensis*, *P. nigra*, entre autres), de nombreuses plantes ligneuses buissonnantes, souvent sempervirentes (*Erica* spp, *Cistus* spp, *Pistacia* spp, *Rhamnus* spp, *Olea europaea* var. *oleaster*, entre autres). Une autre caractéristique fondamentale de la végétation méditerranéenne, qui n'est perceptible qu'une partie de l'année, est la forte couverture de plantes annuelles avec une grande proportion de légumineuses (*Trifolium* spp. et *Medicago* spp, entre autres) et d'Astéracées (*Calendula* spp, par ex.). Ces annuelles

fanent et disparaissent totalement en été, laissant de larges plages de sol nu. Il y a aussi un grand nombre de plantes à bulbes invisibles une large part de l'année. La délimitation géographique de la région méditerranéenne correspond traditionnellement à l'aire de culture de l'olivier (*Olea europaea*). Sa limite nord traditionnelle correspond à la ville de Valence dans le sud de la France, précisément au 45^e parallèle. La limite sud est plus difficile à définir ; elle passe à peu près au niveau du 30^e parallèle, en Afrique du Nord. Le biome méditerranéen est, de loin, le plus riche en espèces d'abeilles, et ce partout dans le monde (Michener 1979). En particulier, les Anthophorini, les Xylocopinae, les Nomadinae et les Megachilidae y présentent une énorme diversité. Au contraire, les bourdons y sont moins nombreux, surtout dans les faciès les plus chauds. Lorsqu'on monte en montagne, à l'inverse, les bourdons redeviennent plus fréquents et plus diversifiés (avec de nombreux taxons endémiques), tandis que la plupart des autres apoïdes se raréfient. Le peuplement humain peut atteindre de très fortes densités dans la région méditerranéenne. De ce fait, l'habitat y est considérablement modifié. Malgré ces transformations profondes, il semble toutefois que les apoïdes méditerranéens ont moins régressé, ces dernières décennies, que ceux d'Europe moyenne (Patiny *et al.* 2009).

La steppe boisée correspond aux formations les plus xériques de la zone forestière. En Europe occidentale et centrale, on réserve à ces faciès le nom de «pelouses sèches». En Europe orientale, cette formation occupe de grandes étendues et est considérée comme un biome à part entière. Dans la steppe boisée, la forêt n'apparaît plus que comme des îlots de végétation au milieu de vastes groupements herbacés ou suffrutescents. La densité d'arbres peut devenir très basse. La steppe boisée ressemble alors fortement à la steppe *sensu stricto*. Toutefois, le régime hydrique, la structure du sol et la végétation diffèrent significativement. La steppe boisée se présente comme un biome de transition. Il est donc normal que ses limites nord et sud soient imprécises ou, en tout cas, fortement sinueuses.

Steppe

L'apparence générale d'une steppe est celle d'une végétation rare, ouverte et sèche. La forte proportion de sol nu et la teinte grisâtre des feuillages donnent une impression de désolation à l'occidental habitué aux paysages verts. Pourtant, un relevé végétal permet souvent de dénombrer une grande abondance d'espèces végétales, qui n'est dépassée que dans certains milieux méditerranéens. Quelques instants de collecte entomologique attentive modifient très vite la première impression de pauvreté : les steppes sont très riches en insectes et très diversifiées. Les paramètres climatiques de la steppe sont liés à une faible pluviosité, généralement inférieure à 300 mm. Une steppe est donc un milieu végétal en déficit d'eau chronique. La température est en général fortement contrastée entre l'hiver et l'été. À l'exception de rares fourrés, la végétation est dépourvue d'arbres. Elle comporte beaucoup de graminées et beaucoup de légumineuses lignifiées (entre autres). Ces plantes ont un aspect particulier en «touffes» arrondies ou en «boules» et la couverture des plantes est inférieure à la proportion de sol nu. Il en résulte un piquetage régulier du paysage par des touffes séparées par de grandes plages de sol nu. C'est cet aspect qui constitue le caractère physiognomique fondamental de la steppe. On conçoit intuitivement que les faciès les plus arides de la steppe («sub-désertique») présentent des plantes de plus en plus espacées et de plus en plus de sol nu. La distribution de la steppe est, en Europe orientale, limitée vers le nord par une ligne approximative Kiev-Saratov-Uralsk, entre 50° et 51° de latitude nord. Ce biome couvre une forte part du territoire

de l'Ukraine, de la Moldavie et les marges nord du Caucase. On en trouve encore, par places et sous des formes atypiques, en Roumanie (Transylvanie), en Hongrie et dans l'est de l'Autriche (Basse-Autriche et Burgenland). En Espagne, la steppe occupe une large part de la province d'Almeria au sud et, plus au nord, le plateau de Vieille-Castille et le haut-bassin de l'Ebre.

Les steppes sont très riches en apoïdes, avec, en particuliers de très nombreuses espèces de bourdons, d'Anthophorini, Eucerini, Megachilidae et Halictidae. Les faciès les plus arides sont plus pauvres, surtout en bourdons. Les milieux halophiles sont aussi très pauvres.

Biomes montagnards

Les biomes montagnards se différencient des biomes des plaines adjacentes par une température qui décroît avec l'altitude (-6° à -9°C de décroissance de température par 1000 m) et par des précipitations plus fortes. Les milieux montagnards présentent aussi d'innombrables situations micro-climatiques dues aux effets de versant et aux variations de la configuration du relief. Enfin, même les montagnes les plus méridionales de la région subissent une période de gel à partir d'une certaine altitude.

Dans le nord de l'Europe (péninsule Scandinave, Finlande, nord de la Russie), les montagnes abritent une faune et une flore qui sont, à peu de choses près, identiques à celle de la plaine à une latitude supérieure. Les apoïdes, exclusivement des bourdons, qui se trouvent ainsi dans les étages supérieurs des montagnes de la péninsule Scandinave et de l'Oural sont des espèces caractéristiques de la toundra.

Les montagnes de l'Europe moyenne présentent une nette différenciation en un étage montagnard, un étage subalpin et un étage alpin. Ces végétations ne sont pas simplement des copies de biomes de plaines situées à des latitudes plus élevées. De nombreuses caractéristiques climatiques diffèrent notablement : durée et rythme d'ensoleillement, inclinaison et composition spectrale de la lumière, saisonnalité, précipitations, entre autres. On distingue les variantes suivantes :

- Etage collinéen ou montagnard en ubac. La hêtraie montagnarde, particulièrement en ubac, est fréquemment mélangée de sapin (*Abies alba*), voire d'épicéa (*Picea abies*). Ces milieux sont pauvres en apoïdes.
- Etage collinéen ou montagnard en adret. Les pinèdes montagnardes de pin sylvestre (*Pinus sylvestris*), de pin noir d'Autriche (*Pinus nigra* ssp. *nigra*) sont installées en adret. Elles sont plus sèches et claires que les forêts d'ubac. Les apoïdes de ces forêts sèches et claires d'adret peuvent être très diversifiés et abondants. On y retrouve les espèces des forêts caducifoliées d'Europe avec des apports d'espèces subalpines.
- Etage subalpin en ubac. La végétation est en général une forêt de conifères : épicéa (*Picea abies*), mélèze (*Larix decidua*) et divers pins comme l'arolle (*Pinus cembra*) ou le pin à crochets (*Pinus uncinata*). Ces forêts subalpines ont souvent un sous-bois très riche en Éricacées. Elles sont très favorables aux bourdons et ceux-ci y présentent une diversité et une abondance énormes, mais il y a peu d'autres apoïdes.
- Etage subalpin en adret. En adret, la forêt subalpine de l'ubac est remplacée souvent par des pelouses subalpines plus ou moins xériques. L'ensemble forme une mosaïque en fonction des conditions de xéricité. Cette mosaïque subalpine constitue le milieu le plus favorable aux bourdons mais aussi à d'autres apoïdes,

comme les Halictidae, Panurginae et Megachilidae. La faune d'apoïdes y est tout à la fois riche et abondante.

- Etage alpin. Celui-ci se caractérise par des névés localement persistants. Il n'y a pas de végétation arborée. Cet étage débute vers 2000 m dans les Alpes du nord et vers 2300 m dans les Alpes internes et les Pyrénées. La végétation peut consister en rhodoraies (*Rhododendron ferrugineum* ou *R. hirsutum*), en pelouses alpines riches en *Gentiana* spp., des végétations de couloirs et d'éboulis et des combes à neiges. La faune d'apoïdes (surtout bourdons et Panurginae) y comporte une large part des espèces de l'étage subalpin d'adret mais avec un nombre décroissant d'espèces à mesure que l'on s'élève en altitude.

Les montagnes de l'Europe du sud sont toutes fortement influencées par le climat de type méditerranéen, avec un minimum estival de précipitation. Cette caractéristique climatique implique une double contrainte sur la flore et la faune : au froid hivernal s'ajoute une sécheresse estivale. Par ailleurs, les massifs montagneux circum-méditerranéens se présentent comme un archipel de biomes entre lesquels les connexions sont faibles voire nulles. Il y a donc de très grandes différences d'un massif à l'autre, avec beaucoup d'endémisme spécifique ou subs spécifique. Les montagnes des îles, Corse, Sardaigne, Sicile, Crète, Chypre y présentent un endémisme maximal, en général avec une faible diversité d'apoïdes mais avec des espèces ou sous-espèces endémiques, généralement relictées. On retrouve les mêmes caractéristiques pour les massifs montagneux méridionaux les plus isolés : Sierra Nevada en Espagne, Olympe en Grèce.

Les relations florales

Préférences florales

A l'exception de quelques rares espèces de mélipones (Apidae, Meliponini, groupe tropical) qui tirent de la chair en décomposition leur source de protéines (Camargo & Roubik 1991), toutes les autres abeilles sont absolument dépendantes des plantes à fleurs pour leur alimentation. Les deux principales ressources alimentaires utilisées sont le pollen, comme source de lipides et de protéines, et le nectar, comme source de sucres (hydrates de carbone) (Vanderplanck *et al.* 2014). Certaines plantes fournissent aussi de l'huile, des parfums ou encore des éléments utilisés dans la construction du nid comme de la résine, des morceaux de feuilles ou de pétales (voir section précédente).

Les comportements de récolte de pollen sont très variés en ce qui concerne le choix des plantes. Les visites florales des abeilles ne se font pas du tout de façon aléatoire mais témoignent bien d'un choix, une spécialisation alimentaire qui peut être plus ou moins importante (Dötterl & Vereecken 2010). D'une part, cette préférence alimentaire peut être limitée dans l'espace et/ou dans le temps. Une population ou un individu peut par exemple se spécialiser temporairement sur une ressource florale X alors qu'une autre population de la même espèce récolte en même temps d'autres ressources Y. Ce phénomène est appelé constance florale et fait principalement appel aux capacités cognitives des abeilles qui se souviennent des plantes visitées et des récompenses florales obtenues au cours de visites récentes et éventuellement de celles à récolter ultérieurement. Ce comportement est bien connu par exemple chez l'abeille mellifère où les ouvrières se spécialisent individuellement sur la récolte de pollen d'une ressource temporairement abondante. C'est le cas aussi des ouvrières de bourdons qui se focalisent généralement

sur des ressources riche en protéines (Somme *et al.* 2015). Par contre, à l'échelle de la vie de la colonie, l'abeille mellifère et les bourdons sont capables de récolter du pollen provenant de plus de 100 familles de plantes différentes. On a même observé des abeilles mellifères récolter du pollen de conifère sur le capot d'une voiture (Danforth 2007). D'autre part, la préférence alimentaire d'une abeille vis-à-vis d'un taxon de plantes particulier (espèce, genre, famille) peut être caractéristique d'une espèce dans la globalité de sa distribution et demeurer inchangée de génération en génération. On appelle cette spécialisation alimentaire oligolectisme. Par exemple l'espèce *Dasygaster hirtipes* (Melittidae) est oligolectique sur Asteraceae. Cela signifie que toutes les femelles de cette espèce récoltent partout (dans ce cas-ci, de l'Angleterre à la Sibérie) et tout le temps leur pollen sur des plantes de la famille des Asteraceae comme *Hypochoeris radicata* ou *Crepis vulgaris* (Michez *et al.* 2008). De nombreuses abeilles sont oligolectiques. Michener (2007) estime que plus de la moitié des espèces d'abeilles seraient spécialisées d'un point de vue alimentaire. Récemment, les définitions de l'oligolectisme se sont précisées. De nombreuses observations de terrain et des analyses des pelotes de récolte ont démontré que la spécialisation alimentaire chez les abeilles ne suit pas une logique dichotomique, spécialiste (oligolectique) *versus* généraliste (polylectique), mais bien un continuum de spécialiste extrême (monolectique, cas excessivement rare à l'échelle mondiale ; Kuhlmann & Timmerman, 2010) à généraliste extrême (polylectique large, comme l'abeille mellifère et de nombreux bourdons par exemple) en passant par tous les degrés de spécialisation (oligolectique, mésolectique, polylectique). Pour plus de détails sur ces aspects, nous conseillons la lecture des articles suivants : Müller (1996), Cane & Sipes (2006), Müller & Kuhlmann (2008), Dötterl & Vereecken (2010).

Par ailleurs, la récolte de pollen nécessite de nombreuses adaptations morphologiques et comportementales (Thorp 1979 ; Michez *et al.* 2011). La principale caractéristique morphologique est bien sûr la brosse de récolte. Cette brosse, présente uniquement chez les femelles, leur permet de transporter le pollen de la fleur vers le nid. Elle peut se situer sur des parties différentes du corps selon les taxons. Par exemple, les Megachilidae présentent leur brosse de récolte sur la partie ventrale de leur metasoma alors que la brosse de récolte des andrènes se situe sur l'ensemble de leurs pattes postérieures et sur les côtés du thorax. D'autres caractéristiques morphologiques de certaines abeilles spécialistes peuvent être liées à la morphologie de leur plante hôte. Par exemple les femelles d'*Hoplitis pici* (Megachilidae) sont équipées sur leur galea et leur proboscis de courtes soies en forme de crochet qui leur permettent de récolter les grains de pollen de *Muscari* dont les anthères sont cachées à l'intérieur de la corolle. Les femelles des *Rophites* représentent un autre exemple d'adaptation morphologique à leurs plantes hôtes, les Lamiaceae. Elles possèdent sur la face de petites épines qu'elles utilisent pour récolter le pollen des étamines placées sur le dessus de la fleur (dite nototribe) (planche 5). Par ailleurs, le manque d'accessibilité du pollen peut être compensé par un comportement particulier. Certaines abeilles, dont les bourdons, sont ainsi capables de faire vibrer les étamines des roses, des tomates ou des myrtilles à une fréquence bien définie pour libérer le pollen des anthères. Ce comportement est appelé sonication ou « *buzzing* » en anglais (Buchmann 1987). Le bourdon s'accroche aux anthères et active les muscles de son thorax mais sans faire bouger ses ailes. Il en résulte un tremblement caractéristique ou « *buzz* ».



Fig. 54. - Relation florales des abeilles. A, bourdon capable d'atteindre les nectaires de la sauge (Lamiaceae) grâce à sa langue relativement longue. B, andrène récoltant avec sa langue courte le nectar sur une fleur ouverte de Rosaceae.

La récolte de nectar est une opération qui semble relativement plus simple pour les abeilles. Elles plongent dans la solution sucrée leur langue formée d'un long tube flexible et aspirent le liquide dans leur bouche. La très grande majorité des abeilles sont généralistes quant au choix de leur ressource en nectar (Michener 2007). De nombreuses familles de plantes comme les Asteraceae, les Rosaceae ou les Campanulaceae présentent des nectaires facilement accessibles à tous les visiteurs floraux (Fig. 54). Par contre, le nectar de fleurs à corolle profonde comme chez les Lamiaceae ou Fabaceae, est plus difficile à atteindre. L'adaptation de la longueur de la langue des abeilles facilite alors l'accès au nectar (Fig. 54). En règle générale, les abeilles à langue longue visitent principalement les plantes à corolle profonde et celles à langues courtes visitent les corolles courtes (Fig. 54). On connaît cependant de très nombreux exemples d'abeilles à langue longue visitant principalement des fleurs à corolle courte et d'abeilles à langue courte se fauflant dans des fleurs à corolle profonde.

La récolte d'huile est un comportement relativement rare chez les abeilles (Buchmann 1987 ; Vogel 1986). Ce comportement serait apparu indépendamment plusieurs fois dans les familles des Apidae et des Melittidae. En Europe, seules les trois espèces du genre *Macropis* (Melittidae) présentent ce comportement. Grâce aux soies particulières de leurs pattes antérieures et médianes (**Planche 5**), les femelles de *Macropis* récoltent l'huile produite à la base des étamines des Lysimaques (principalement *Lysimachia nummularia*, *L. punctata* et *L. vulgaris*). Elles utilisent cette huile en mélange avec le pollen pour nourrir leurs larves mais aussi pour tapisser les parois du nid, ce qui permet de le rendre imperméable. Cette relation entre les Lysimaques et les *Macropis* semble vraiment ancienne et remonterait à plus de 50 millions d'années (Michez *et al.* 2007 ; Renner & Schaeffer 2010).

Tous ces comportements de récolte doivent bien sûr être associés aux capacités des abeilles à reconnaître leur(s) plante(s) hôte(s). Deux sens sont en action, la vision et l'odorat. Si le rôle relatif de ces deux sens est encore mal compris, il est néanmoins généralement admis que la vision chez les abeilles n'offre pas une forte résolution. Les abeilles sont uniquement capables de distinguer quatre bandes spectrales : rouge/jaune/vert, bleu/vert, bleu/violet et ultraviolet. La vision des insectes est aussi moins fine que la nôtre et laisse prévoir qu'ils ne distinguent pas parfaitement la forme des objets (Pouvreau 2004). Par contre leur odorat très sensible joue un rôle prépondérant à plusieurs étapes

de leur cycle de vie. Les abeilles « sentent » principalement par les antennes garnies de soies réceptrices, les sensilles (**planche 5**). Au cours de leurs vols de prospection dans leur environnement, les abeilles repèrent d'abord les fleurs en détectant certains composés du parfum floral qui initient un vol d'approche, et ce sont ensuite les caractères floraux visuels qui se combinent ou qui prennent le relais des caractères olfactifs pour provoquer un atterrissage et une visite florale. Il est intéressant de noter que chez *Hoplitis adunca*, c'est l'effet synergique des parfums et des couleurs de leurs plantes de prédilection, les vipérines (*Echium* spp, Boraginaceae), qui déterminent les visites florales (Burger *et al.* 2010). Par contre, les femelles de *Chelostoma florissomme* utilisent principalement les parfums floraux pour détecter la présence des renoncules, leurs plantes-hôtes (*Ranunculus* spp, Ranunculaceae) (Dobson & Bergström 2000). Chez les espèces sociales comme les bourdons et l'abeille mellifère, la capacité d'apprentissage est très importante et c'est l'association entre une forme/couleur et une récompense qui déterminera le choix floral. Pour plus de détails sur ces aspects, nous conseillons la lecture du numéro spécial sur la vision des insectes publié par l'*Israël Journal of Plant Sciences* [vol. 45 (2-3)], ainsi que la synthèse bibliographique sur la chimie des interactions abeilles-fleurs par Dötterl & Vereecken (2010).

Pollinisation et syndromes de pollinisation

La pollinisation est le transfert du pollen des étamines vers le stigmate d'une fleur de la même espèce par un agent (ou vecteur). Le vent et les abeilles sont les deux principaux agents de la pollinisation dans nos écosystèmes en Europe. La diversification des plantes à fleurs est souvent présentée comme associée en partie aux relations étroites qu'elles ont développées avec les abeilles (Cardinal & Danforth 2013). Les interactions entre les plantes et les abeilles sont cependant plus complexes que la relation mutualiste simpliste « je te donne mon nectar et mon pollen, en échange, tu me pollinises ». La visite d'une abeille sur une fleur ne signifie pas que l'abeille va polliniser la fleur. Par exemple, les petites abeilles qui collectent du pollen sur de grandes fleurs ne touchent généralement pas le stigmate. Dans ce cas l'abeille peut clairement être considérée comme un phytophage au sens strict, voleuse de pollen. La récolte de pollen peut aussi être tellement performante que très peu de grains de pollen restent disponibles pour la pollinisation. Par exemple, Schindwein *et al.* (2005) ont montré que 95 % du pollen produit par *Campanula rapunculus* a été collecté par ses visiteurs spécialistes et que seul 4% du pollen produit a réellement bénéficié à la pollinisation. Les voleurs de nectar sont également bien connus. De nombreuses espèces de bourdons et de xylocoptes sont capables de percer la base de la corolle de fleurs profondes comme celle des aconits (Ranunculaceae) pour avoir accès au nectar et ce sans toucher les étamines (Utelli & Roy 2001). Mais les plantes sont loin de se « laisser faire ». Des caractères floraux ont été sélectionnés pour optimiser le contact entre les visiteurs et le stigmate, ainsi que pour limiter l'accès à leur pollen et/ou nectar : (1) zygomorphie (symétrie bilatérale de la fleur) ; (2) enfouissement des anthères ; (3) hétérostylie (polymorphisme des fleurs au sein d'une même espèce) ; (4) nototribie (étamines regroupées sur le haut de la fleur) ; (5) coalescence du pollen (par exemple les pollinies des orchidées) ; (6) production graduelle du pollen ; (7) composés toxiques dans le pollen et/ou le nectar (Wcislo & Cane 1996, Westerkamp 1997, Michez *et al.* 2011, Gosselin *et al.* 2013).

En conséquence de la sélection de certains traits qui limitent l'accès aux ressources florales, les fleurs présentent des configurations morphologiques associées à certains

groupes de pollinisateurs. On appelle ces configurations des syndromes de pollinisation. On peut ainsi observer des traits associés à la pollinisation par les mouches comme c'est le cas chez les *Arum* en Europe : couleur rouge sombre, odeur de charogne et parfois production de chaleur. De même, les fleurs associées aux papillons de nuit sont généralement blanches avec un parfum sucré s'échappant au crépuscule ou à l'aurore. Les fleurs associées aux abeilles ne présentent pas un seul trait morphologique mais bien plusieurs. Par exemple, les fleurs à corolle profonde et symétrie bilatérale comme les *Lamiaceae* sont typiquement pollinisées par les abeilles à langue longue (*Apidae* et *Megachilidae*). Les plantes avec des anthères à déhiscence poricide (s'ouvrant par un pore apical) comme les *Ericaceae* (myrtilles, callune, bruyère, arbousier) et les *Solanaceae* (tomates, courgette, pomme de terre, poivron) ne sont pollinisées que par les abeilles capables de produire des vibrations dans une gamme de fréquences bien spécifiques (« buzz pollination » ou « pollinisation vibratile »).

Par ailleurs, même si une plante attire généralement indifféremment de nombreuses abeilles, tous ses visiteurs ne présentent pas la même efficacité de pollinisation, c'est-à-dire la même efficacité pour déposer du pollen sur son stigmate. Plusieurs comportements influencent cette efficacité. Premièrement, la fidélité à la ressource est primordiale. Si l'abeille passe de fleur en fleur mais que ces fleurs ne sont pas de la même espèce, la pollinisation croisée ne peut pas se faire. Le second critère est celui du nettoyage et du transport du pollen. Si une abeille se nettoie parfaitement le corps et qu'elle immobilise le pollen sur ses pattes avec un ajout de nectar, son efficacité de pollinisation va être très faible. Par contre une abeille qui présente du pollen partout sur le corps et qui ne le colle pas avec du sucre sera plus efficace. Enfin, la durée de l'activité journalière et la fréquence de visite sont souvent considérées comme un gage de bonne pollinisation (Ne'eman *et al.* 2010). Une abeille sera une meilleure pollinisatrice si elle est active toute la journée et visite beaucoup de fleur par unité de temps.

En conclusion de ce chapitre, il est donc plus correct de qualifier les relations plantes-abeilles d'« exploitation mutuelle » que de « mutualisme ». La sélection naturelle favorise les plantes qui offrent le moins de récompense tout en gardant une bonne attractivité, alors qu'elle sélectionne les abeilles qui sont les plus performantes dans leur récolte.

Importance économique

Abeille mellifère, *Apis mellifera*

Un ouvrage sur les abeilles au sens large ne pouvait pas faire l'impasse d'un chapitre uniquement dédié à l'abeille mellifère, *Apis mellifera*. Même si en terme de biodiversité l'abeille mellifère ne représente qu'une seule espèce parmi les plus de 2000 espèces sauvages européennes, elle représente parfois pour certaines cultures et certaines régions, une importance économique au moins aussi importante que toutes les autres espèces réunies. De part cette valeur économique intrinsèque, son ubiquité et la popularité de son élevage, une très vaste littérature existe sur tous les aspects de son existence. Nous résumerons brièvement les caractéristiques biologiques mais nous nous attarderons un peu plus sur son importance comme agent de pollinisation et sur les produits de la ruche.

D'un point de vue morphologique, on distingue facilement l'abeille mellifère des autres abeilles grâce à la nervation typique des ailes qui présente une cellule marginale très allongée (Fig. 55) et aux yeux poilus. Comme les bourdons et certains halictes, *Apis mellifera* est une espèce eusociale (Winston 1993). On distingue donc trois castes au

sein d'une colonie : les mâles, les ouvrières et la reine. Comme chez les autres abeilles, les mâles sont issus d'œufs non fécondés. Après 24 jours de développement, les mâles émergent. Ils restent pratiquement toute leur vie à l'intérieur de la colonie. Incapable de se nourrir seuls, ils dépendent totalement des ouvrières. Ils se distinguent par leurs grands yeux (Fig. 55) et leur corps profilé pour un vol rapide, le vol nuptial. Leur seule fonction est l'accouplement au terme duquel ils meurent suite à la rupture de leur endophasus à l'intérieur du corps de la femelle. Les ouvrières sont issues d'œufs fécondés dont les larves sont nourries 21 jours par du simple miel. Elles accomplissent toutes les tâches de construction, de défense, d'entretien, de soin et d'approvisionnement de la colonie. Ces différentes tâches sont réparties entre les ouvrières en fonction de leur âge, les plus jeunes s'occupant des tâches à l'intérieur de la ruche, les plus vieilles s'occupant de la récolte de pollen, de propolis, de nectar et d'eau. Cette répartition des tâches n'est cependant pas rigide car on peut observer des variations individuelles et des adaptations aux besoins de la colonie. Par ailleurs, toutes les ouvrières sont stériles, castrées chimiquement par les phéromones émises par leur mère, la reine. L'ouvrière est pourvue d'un dard dentelé à son extrémité qui reste dans la peau de la victime et provoque l'arrachement de l'extrémité abdominale et la mort de l'abeille qui a piqué. Comme les ouvrières, les reines sont issues d'œufs fécondés mais dont les larves sont nourries 16 jours par de la gelée royale. La reine se distingue par un abdomen hypertrophié, gonflé par ses nombreux ovarioles (plus de 300 ; Snodgrass 1956). Elle présente aussi un dard lisse qui lui permet de piquer plusieurs fois ses adversaires au cours des combats entre reines. Pour parfaire les armes royales, la glande à venin est trois fois plus développée que chez les ouvrières (Owen 1978). A la différence des bourdons, la reine d'abeille domestique ne fonde pas seule sa colonie. Une colonie qui essaime, comprend une vieille reine et plusieurs milliers d'ouvrières qui s'attèleront à la construction des rayons dès le nouveau lieu d'installation trouvé. Une nouvelle reine est élevée dans la ruche pour remplacer la vieille reine partie avec l'essaim (Pouvreau 2004).

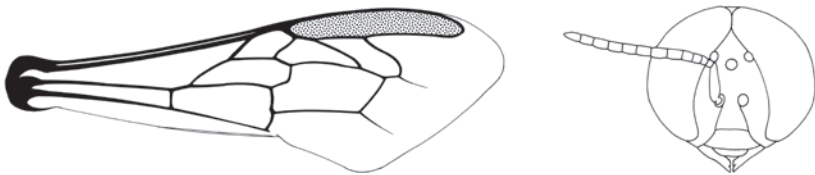


Fig. 55. - Caractéristique morphologique de l'abeille mellifère. A, aile antérieure avec une cellule marginale très allongée qui atteint pratiquement le bord de l'aile ; B, vu de face d'une tête de mâle caractérisée par le développement exceptionnel de la taille des yeux.

L'interaction entre les hommes et l'abeille mellifère remonte probablement à l'apparition même de notre espèce. La plus ancienne représentation de cette interaction date du néolithique. Une peinture rupestre de la Cueva de la Araña (Valence, Espagne ; -5000 av. J.-C.) représente une silhouette féminine qui récolte du miel. La domestication est probablement commencée par les égyptiens (d'Aguillar 2006) (Fig. 1). Les produits de la ruche sont variés : miel, cire, propolis, gelée royale et pelotes de pollen. La production de miel à l'échelle mondiale était de 1.6 millions de tonnes en 2015 (données FAO).

Les abeilles domestiques participent de manière primordiale à la pollinisation de nombreuses plantes sauvages et domestiques. Leur comportement de pollinisation n'est pas toujours optimal mais c'est bien le nombre qui fait la force de cette espèce. Une colonie se compose de 40 000 à 60 000 individus. Même si seulement un quart des ouvrières participent à la récolte de nectar et de pollen, une ruche d'abeilles mellifères abat un travail colossal en terme de pollinisation. Pour produire 500 grammes de miel de trèfle blanc, les ouvrières devront effectuer approximativement 17.330 voyages de butinage (Pouvreau 2004). Puisque les abeilles visitent en moyenne 500 fleurs par voyage de 25 minutes, cela représente 7.220 heures de travail (Heinrich 1975).

Pollinisateurs de cultures

La notion même de pollinisation des cultures est connue depuis très longtemps. Déjà Hérodote (484-420 av. J.-C.) y faisait allusion en relatant la manière dont le palmier-dattier était pollinisé en Afrique du Nord. Il s'étonnait que la pollinisation du dattier se fasse grâce à l'action du cultivateur mettant lui-même les grappes de fleurs mâles au contact des grappes de fleurs femelles. En Grèce, écrivait-il, « on sait que cela se passe de manière toute différente pour le figuier par exemple, puisque c'est une petite guêpe qui assure cette fécondation ». Les anciens grecs étaient donc de formidables observateurs puisque de nos jours encore, on pratique de la même manière pour féconder les dattiers, tandis que les entomologistes professionnels continuent de s'émerveiller sur les mécanismes étonnants de la pollinisation du figuier par les guêpes blastophages (Chalcidoidea, Agaonidae).

Curieusement, le rôle de pollinisateur de l'abeille domestique a toujours été vu comme mineur, ou, en tout cas comme négligeable vis-à-vis des services qu'elle rend par la production de miel. En effet, durant plusieurs millénaires, le miel a été la seule source disponible de sucre concentré. Depuis deux siècles, l'homme a pris conscience de l'utilité d'améliorer la pollinisation des cultures. Il s'est donc développé un marché usuel : les cultivateurs, arboriculteurs, horticulteurs, demandaient à des apiculteurs locaux de placer les ruches dans leurs cultures au moment de la floraison. Les apiculteurs profitaient ainsi de ressources florales intéressantes, tandis que les producteurs assuraient la pollinisation. Toutefois, de manière tout à fait générale, il n'était pas question de rémunération du service de pollinisation. L'apiculteur était censé être satisfait par ses seules ressources en miel. Il ne semblait venir à personne l'idée que la valeur du service rendu au producteur était bien plus grande que le revenu constitué par le miel supplémentaire produit pour l'apiculteur. Par ailleurs, pour le producteur, il était difficile de quantifier l'apport net de la pollinisation par l'aide de l'apiculteur. En effet, toute l'Europe bénéficiait alors d'une faune d'abeilles abondante et diversifiée. Cette faune apportait un service écosystémique gratuit et illimité, comme la lumière solaire et l'eau de pluie.

On estime qu'environ 30 % des aliments que nous consommons au quotidien résultent directement ou indirectement de l'interaction entre les abeilles et les plantes cultivées (McGregor 1976 ; Klein *et al.* 2007). L'importance des abeilles est donc relativement modeste en terme de quantité car les cultures de céréales, qui sont la base de notre alimentation, sont pollinisées par le vent. Par contre les abeilles sont essentielles pour la diversité de notre alimentation et donc pour notre santé, notamment par grâce vitamines des fruits et des graines (Chaplin-Kramer *et al.* 2014). Les dernières estimations avancent que 75 à 80 % de la flore sauvage des écosystèmes tempérés (Ollerton *et al.* 2011), et près de 87 espèces de plantes cultivées dans le monde pour l'alimentation

humaine, telles que la pomme, le melon, le potiron, la courge, le pamplemousse, le café, la tomate et le tournesol pour ne citer qu'elles (Buchmann & Nabhan 1996 ; Klein *et al.* 2007), dépendent de la pollinisation animale, en particulier la pollinisation par les abeilles. Le lien est évident pour la production des fruits et des graines que nous consommons directement, mais il faut aussi savoir que de nombreuses cultures doivent repasser par le stade graine pour pouvoir être de nouveau installées sur des parcelles agricoles, comme les salades ou les ails. Et là, bien souvent, les abeilles sont indispensables pour visiter les fleurs et les polliniser, permettant ainsi la fécondation des ovules de la plante et la production des nouvelles graines. La valeur économique annuelle mondiale des produits de la pollinisation par les abeilles a été évaluée pour 2005 à 153 milliards d'euros, soit 10 % de la valeur de la production agricole mondiale (Gallai *et al.* 2009).

Malgré l'augmentation des rendements des cultures pollinisateurs-dépendantes à l'échelle mondiale au cours des dernières décennies, il apparaît que les cultures les plus dépendantes des insectes pollinisateurs, notamment des abeilles, sont également les plus sensibles à cette course au rendement. Les abeilles mellifères sont souvent choisies pour assurer la pollinisation des cultures car les ruches, souvent populeuses, peuvent être facilement transportées à proximité d'une culture pendant la période de floraison, puis être déplacées vers une autre région où elles pollinisent une autre culture. Le recours à l'abeille mellifère comme agent de pollinisation n'est cependant pas la panacée. Dans certaines situations des pollinisateurs alternatifs doivent prendre le relais, notamment lorsqu'ils sont plus efficaces que l'abeille mellifère. Ce phénomène a encouragé le développement de techniques d'élevage de certaines abeilles sauvages qui sont encore utilisés aujourd'hui à grande échelle, notamment pour la pollinisation des arbres fruitiers et de certaines cultures comme la luzerne (voir sections ci-dessous).

Au sein du groupe des abeilles, on distingue différents niveaux d'efficacité dans la pollinisation. Avant tout, il ne faut pas confondre l'efficacité de la pollinisation avec l'efficacité de la récolte de pollen par les abeilles. Il faut en effet garder à l'esprit qu'une importante proportion du pollen récolté par les abeilles est en fait irrémédiablement soustraite à la reproduction des plantes à fleur visitées. Ce pollen n'est donc pas disponible pour la pollinisation ; il est d'abord stocké dans les organes de récolte (brosses tibiales, ventrales, ou même dans le jabot pour les *Hylaeus*) avant d'être emmagasiné dans les nids en cours d'approvisionnement. Le pollen qui contribue à la pollinisation des plantes à fleurs est donc le pollen qui reste sur le corps des abeilles, à des endroits qui entrent en contact avec les stigmates d'autres fleurs.

Par ailleurs, si les interactions entre les abeilles mellifères et les abeilles sauvages sont encore mal connues, il apparaît néanmoins que la présence des dernières peut augmenter l'efficacité pollinisatrice des premières, comme c'est le cas chez les hybrides des tournesols (*Helianthus*, Asteraceae) en Amérique du Nord. Greenleaf & Kremen (2006) ont ainsi pu démontrer que les abeilles sauvages (1) pollinisaient activement les tournesols, et (2) que leur présence favorisait des interactions comportementales avec les abeilles mellifères ayant pour effet une augmentation de la fréquence des visites successives entre les inflorescences mâles et femelles. Ces observations indiquent clairement que de réelles interactions comportementales peuvent exister entre les abeilles sauvages et les abeilles mellifères qui fréquentent les mêmes ressources alimentaires.

Les résultats les plus marquants des recherches sur la pollinisation des cultures au cours des dernières années sont sans aucun doute ceux qui ont levé le voile sur le rôle de la diversité des abeilles sauvages dans la qualité et la stabilité des rendements agricoles. Il apparaît en effet que la diversité des abeilles sauvages (diversité spécifique, fonctionnelle,

phylogénétique et temporelle) est un moteur pour la production agricole (Garibaldi *et al.* 2013), et ce, indépendamment de la densité des ruches installées à proximité des parcelles cultivées. Selon Garatt *et al.* (2014), la contribution économique de la production de pommes serait bien plus largement dépendante des abeilles solitaires et des bourdons que de l'abeille domestique. L'entretien de la diversité des abeilles sauvages grâce à des pratiques plus agroécologiques, notamment celles qui réintègrent une proximité entre les parcelles cultivées et les éléments naturels/semi-naturels du paysage, doit donc désormais être vu comme une absolue nécessité pour rendre les systèmes agricoles plus performants et plus résilients. Quoi de plus périlleux en effet que d'imaginer que nos systèmes de production des fruits et des légumes qui garnissent nos tables, de l'entrée au dessert, reposent intégralement sur les épaules de la seule abeille domestique et donc de la seule filière apicole... elle-même qui subit déjà de plein fouet les conséquences de l'utilisation abusive des produits phytosanitaires, du développement des virus et autres maladies.

Pollinisation dirigée

Il n'a pas fallu attendre la récente « crise de la pollinisation » avec les découvertes du syndrome de l'effondrement des colonies (CCD : *colony collapse disorder*) et les résultats d'études indiquant un déclin massif des populations d'abeilles sauvages en Europe (Biesmeijer *et al.* 2006, Nieto *et al.* 2014) et en Amérique du Nord (Colla & Packer 2008 ; Cameron *et al.* 2011) pour voir se développer des stratégies alternatives de pollinisation dirigée. La première occasion où l'apport massif de pollinisateurs a modifié les pratiques agricoles s'est présentée à la fin du 19^e siècle, en Nouvelle-Zélande. Les apoïdes pollinisateurs indigènes n'y manquent pas mais aucun n'est adapté à polliniser les trèfles. Les rotations culturales et le nourrissage des chevaux et du bétail réclamaient alors de vastes emblavures de trèfles violet (*Trifolium pratense*) et blanc (*T. repens*). Or, les cultivateurs étaient incapables de produire localement les graines de trèfle dont ils avaient besoin. On prête à Darwin d'avoir expliqué la notion de chaîne alimentaire en partant de l'exemple de la pollinisation du trèfle par les bourdons. L'idée vint donc d'importer et acclimater en Nouvelle-Zélande des reines de bourdons anglais de manière à polliniser les trèfles. On fit donc plusieurs importations de reines de bourdons d'Angleterre en 1885 et en 1906. Le résultat dépassa toutes les prévisions. Non seulement la production du trèfle était assurée mais encore celle d'autres cultures. Les bourdons se répandirent en Nouvelle-Zélande à une vitesse extraordinaire, avec une progression de plusieurs centaines de kilomètres par an. Il est vrai que les reines se vendaient sur les marchés et faisaient l'objet de transports par les paysans eux-mêmes. Bizarrement, peu de monde s'est intéressé à l'époque aux espèces qui avaient été ainsi introduites. On sait maintenant que quatre espèces différentes se sont acclimatées (même s'il est vraisemblable que d'autres taxons étaient inclus dans les envois) : *B. terrestris audax*, *B. ruderatus perniger*, *B. hortorum*, *B. subterraneus latreillellus*. Pour la première fois, on avait transporté et vendu des abeilles sauvages avec pour seule fin la pollinisation, et l'opération avait été un grand succès.

Au Japon, dès les années 1930, Mr. Matsuyama, un arboriculteur et producteur de pommes, remarqua l'activité intense de petites abeilles sauvages sur les fleurs de ses pommiers et dans des cavités de sa maison en bois. Il entreprit rapidement d'aménager lui-même davantage de forages dans les sections de bois de son habitation, puis d'installer des tiges creuses à proximité, ce qui eut un effet favorable sur la taille de la population locale de ces abeilles sauvages et sur le rendement de son verger. Cette petite abeille sauvage, *Osmia cornifrons*, allait bientôt être la première espèce solitaire utilisée en pollinisation dirigée (Batra 1994). Quelques années plus tard, cette espèce fut importée

avec *Ceratina smaragdula* aux États-Unis pour contribuer à la pollinisation des vergers qui occupent parfois de grandes étendues (Batra 1979). Si *O. cornifrons* s'est relativement bien installée dans plusieurs de ses régions d'accueil tant en Amérique du Nord qu'en Chine, *C. smaragdula*, elle, n'a pu être élevée qu'en serres dans les États de l'Utah, de Californie et de Floride, sans jamais avoir pu s'installer de façon permanente dans ces régions (Michener 2007).

Dans les années 1960, les vastes vergers de Californie réclamèrent le développement d'une nouvelle pratique : la transhumance de très nombreuses ruches destinées à la pollinisation. On transportait des milliers de ruches en camion dans le seul but de polliniser les vergers, ce service étant rémunéré sans considération du miel produit. Le service de la pollinisation était enfin reconnu... et rémunéré. Par ailleurs, les recherches ont depuis démontré que les niveaux de rendements dans les vergers d'amandiers sont significativement supérieurs lorsque ces derniers accueillent et entretiennent des communautés diversifiées d'abeilles sauvages à côté des ruches installées au moment de la floraison (Brittain *et al.* 2013).

Au même moment, le développement de la culture de la luzerne amenait une nouvelle difficulté : de toute évidence, l'abeille domestique n'appréciait pas de butiner cette plante. Dès lors, la production de semence était compliquée puisqu'il s'agissait de vastes emblavures dans des zones agricoles appauvries en abeilles sauvages. On découvrait la nécessité d'apporter des pollinisateurs différents de l'abeille domestique et non-producteurs de miel. Quelles espèces pouvaient être proposées à cet usage ? Deux candidates furent étudiées et mises en élevage : *Nomia melanderi* (« alkali bee ») et *Megachile rotundata* (voir ci-dessous). Durant deux décennies, différentes méthodes d'élevage de ces deux espèces furent développées et donnèrent lieu à la fondation de plusieurs sociétés commerciales aux USA et au Canada. Les essais en Europe furent intéressants mais ne donnèrent jamais naissance à une véritable spéculation commerciale. Parallèlement à ces tentatives, on développa l'élevage d'*Osmia cornifrons* puis *Osmia lignaria* pour la pollinisation des vergers au Japon et aux USA. En Europe, au début des années '80, on développa de même les techniques d'élevage d'*Osmia cornifrons* et *Osmia bicornis*, pour les vergers. Malgré l'intérêt de ces techniques, aucune ne provoqua de changement majeur dans la pratique agricole ou horticole.

Depuis ces premières expériences, de nombreux programmes de recherches se sont concentrés sur le développement de la pollinisation dirigée par les osmies, notamment dans les vergers, dans différentes régions du globe. En Europe, les deux espèces les plus couramment élevées pour la pollinisation sont aussi régulièrement observées dans les nichoirs installés dans les parcs et jardins : il s'agit de l'Osmie rousse (*O. bicornis*=*Osmia rufā*) et de l'Osmie cornue (*Osmia cornuta*).

Le succès de ces osmies dans la pollinisation dirigée est dû à plusieurs facteurs, notamment :

- leur activité démarre dans des conditions de température et d'éclairement qui conviennent moins bien à l'abeille mellifère : dès 10-12°C et 200 w/m² pour *O. cornuta* contre 12-14°C et 300 w/m² pour *A. mellifera* (voir Vincens & Bosch 2000) ;
- la synchronicité de leur période d'activité avec celle de la floraison des arbres fruitiers ;
- leur relative fidélité vis-à-vis des fleurs des vergers (pommiers, poiriers, etc.) ;
- le fait qu'elles entrent pratiquement systématiquement en contact avec les stigmates des fleurs après avoir récolté le pollen dans leur brosse ventrale, ce qui

- conduit à de nombreux événements de pollinisation et donc à une efficacité de pollinisation supérieure à celle de l'abeille mellifère ;
- la facilité avec laquelle leurs nids peuvent être déplacés sur le terrain et rangés jusqu'à la saison prochaine ;
 - la participation des mâles dans la pollinisation des fleurs ;
 - leur faible agressivité en comparaison de l'abeille mellifère ;
 - leur faible distance de vol (les nichoirs d'osmies placés dans un verger assurent la pollinisation de ce seul verger, tandis que les abeilles mellifères peuvent butiner à des kilomètres si elles trouvent des ressources plus attractives).

L'amélioration des conditions d'accueil des abeilles sauvages dans les vergers constitue un autre axe important de la recherche appliquée contemporaine : plusieurs projets se développent ainsi en Europe et en Amérique du Nord tant pour augmenter la biodiversité fonctionnelle dans les vergers, que pour trouver des perspectives d'autonomie en matière de pollinisateurs, par exemple en installant des plantes d'intérêt pour certaines osmies entre les rangs des fruitiers afin d'offrir aux pollinisateurs des ressources florales complémentaires avant ou après la floraison qui permettent une croissance démographique des abeilles sauvages localement (voir p.ex. Blaauw & Isaacs 2014).

Elevage des bourdons

Au début des années 80, une technique efficace de production en masse de colonies de bourdons a été mise au point (Velthuis & van Doorn 2006). Cette production pu être initiée grâce à plusieurs innovations significatives : (1) l'utilisation de souches méditerranéennes de *Bombus terrestris* à phénologie souple ; (2) la maîtrise des conditions d'hibernation ; (3) l'utilisation de pollen frais congelé ; (4) la maîtrise des conditions d'accouplement. En 1987, un vétérinaire, le Dr. R. De Jonghe, eut l'idée de placer des colonies de *Bombus terrestris* dans des serres de tomates. Le résultat fut extraordinaire. Non seulement, avec deux colonies de bourdons par ha, on pouvait désormais se passer d'une pollinisation manuelle coûteuse (5 000 € / ha an à l'époque) mais encore, le rendement pondéral était largement augmenté et la qualité des fruits significativement améliorée. À partir de ce succès initial, la pollinisation en serres par les bourdons s'est répandue à grande vitesse. Dès 1993, la quasi-totalité des cultures de tomates sous serres des Pays-Bas était convertie à la pollinisation par *Bombus terrestris*. La pollinisation dirigée par bourdon était devenue un des paramètres majeurs de la culture sous serre (Velthuis & van Doorn 2006).

Dès lors que des insectes auxiliaires ont fait gagner tant d'argent aux horticulteurs, il était hors de question de les mettre en danger en continuant à utiliser des insecticides. On a donc remplacé toute la lutte chimique contre les insectes ravageurs par la lutte biologique. Les firmes de production de bourdons ont alors couplé la distribution de ceux-ci avec un service de surveillance des ravageurs et la fourniture des agents auxiliaires ad hoc. L'ensemble du service pollinisation + lutte biologique constitue ce qu'on appelle maintenant le « contrôle biologique intégré » (« *integrated biological control* »). Le consommateur a tout à gagner à cette conversion de l'utilisation des insecticides vers le contrôle biologique. Même si ce contrôle biologique n'implique pas nécessairement ce que les normes définissent comme « agriculture biologique » ou « agriculture organique », il est clair que le progrès dans cette direction est significatif.

Pour répondre à des contraintes environnementales, plusieurs espèces de bourdons ont été mises en élevage : pour le sous-genre *Bombus* s.s., *B. terrestris terrestris*, *B. terrestris audax*, *B. terrestris dalmatinus*, *B. terrestris canariensis*, *B. terrestris sassaricus*, *B. ignitus*, *B. occidentalis*, *B. magnus*, *B. patagiatus* ; pour le sous-genre *Pyrobombus*, *B. impatiens*, *B. vosnesenskii*, *B. ephippiatus* ; pour le sous-genre *Thoracobombus*, *B. atratus* ; pour le sous-genre *Megabombus*, *B. hortorum*, *B. ruderatus eurynotus* (Velthuis & van Doorn 2006, Rasmont *et al.* 2008, et données originales de P. Rasmont). Plusieurs de ces taxons n'ont été distribués que confidentiellement, certains ont été totalement abandonnés, mais au moins cinq d'entre eux sont un grand succès commercial (*B. t. terrestris*, *B. t. dalmatinus*, *B. t. canariensis*, *B. t. audax*, *B. impatiens*). Trois sociétés multinationales de contrôle biologique et des dizaines de producteurs locaux produisent et distribuent les bourdons. La barre du million de colonies vendues annuellement a été franchie en 2004 (Velthuis & van Doorn 2006) et ce chiffre a certainement dépassé les deux millions de colonies en 2015.

Après le succès de la pollinisation des tomates (*Lycopersicon esculentum*), de nombreuses productions sont maintenant pollinisées en serres par les bourdons d'élevage : poivrons et piments (*Capsicum annuum*), aubergine (*Solanum melongena*), melon (*Cucumis melo*), pastèque (*Citrullus lanatus*), concombre (*Cucumis sativa*), courgette (*Cucurbita pepo*), fraise (*Fragaria x ananassa*). On les utilise aussi en plein champs pour les productions suivantes : framboise (*Rubus idaeus*), mûre (*Rubus cf. fruticosus*), cassis (*Ribes nigrum*), groseille rouge (*Ribes sativum*), airelles et myrtilles (*Vaccinium macrocarpon*, *V. corymbosum*, *V. angustifolium*, *V. ashei*), pomme (*Malus domestica*), poire (*Pyrus communis*), griotte et cerise (*Prunus cerasus*, *P. avium*), kiwi (*Actinidia deliciosa*), pêche (*Prunus persica*), abricot (*Prunus armeniaca*), prune (*Prunus domestica*).

La pollinisation par les bourdons est très efficace, d'une part parce que ceux-ci ont une grande force physique qui leur permet de décoller efficacement le pollen par « buzzing », d'autre part parce que leur excellente thermorégulation leur permet de butiner même lorsque le temps est froid ou nuageux.

La pollinisation en plein champ par les bourdons souffre d'un inconvénient que l'on retrouve avec l'abeille domestique : ils peuvent en effet butiner à une grande distance de leur colonie. Ceci est un inconvénient car, bien entendu, si un agriculteur ou horticulteur loue les services de colonies d'abeilles, ce n'est pas pour que ceux-ci aillent butiner chez le voisin ! Ce problème est toutefois encore plus accentué avec l'abeille domestique car elle peut aller butiner jusqu'à 10 km de sa ruche, tandis que les bourdons s'en éloignent rarement de plus d'un kilomètre.

Il reste que les bourdons domestiques ont un autre inconvénient majeur : leur coût et la complexité de la production. L'ensemble du processus réclame beaucoup de main d'œuvre qualifiée, des locaux climatisés, des réfrigérateurs, des congélateurs, des approvisionnements en pollen frais congelé parfois problématique et toujours très coûteux.

On peut penser que l'utilisation d'Osmies domestiques (*Osmia bicornis*, *O. cornuta*, *O. cornifrons*) serait plus efficace pour la plupart des applications en plein champ. Elles sont extraordinairement efficaces en verger par exemple, et, au contraire des bourdons, les osmies ne s'éloignent jamais à plus de 50 m de leur nid. Leur coût d'élevage est dérisoire et tout peut se faire avec une main d'œuvre réduite, sans local climatisé, avec un matériel simple. On peut aussi se contenter d'encourager fortement et de fixer les populations locales en leur fournissant des sites de nidification ad hoc. Dès lors, il faut se demander pourquoi la pollinisation par osmies ne fait pas l'objet d'un développement plus important. La réponse est probablement dans cette simplicité même. N'importe qui peut très rapidement en produire à faible coût. Dès lors, il est vraisemblablement

difficile de justifier un investissement industriel. On peut s'attendre néanmoins à voir se développer l'élevage et la distribution des osmies dans les décennies à venir.

Elevage de *Megachile rotundata*

Jusqu'à la moitié du 20^e siècle, cette abeille solitaire coupeuse de feuilles, appelée *Alfalfa leaf-cutting bee* (ALCB), était caractérisée par une distribution eurasienne. C'est en 1947 qu'elle a été détectée pour la première fois aux Etats-Unis. Bien que l'espèce soit polylectique (Westrich 1989), les femelles font preuve d'une préférence marquée pour le pollen de la luzerne (*Medicago sativa*, Fabaceae). Leur efficacité en tant que pollinisateur et leur nidification dans des cavités tubulaires produites à faible coût ont rapidement encouragé la domestication de cette espèce et son utilisation en pollinisation dirigée dans les champs de luzerne d'Amérique du Nord. L'élevage a ainsi permis de multiplier les rendements semenciers par 15 par rapport à l'époque où seule l'abeille mellifère était exploitée pour la production de graines. L'exploitation de l'ALCB couvre actuellement la production de 2/3 des semences de luzerne à l'échelle mondiale (Pitts-Singer & Cane 2011). En France les premiers essais d'élevage ont été réalisés dans les années 1970 à partir de lignées américaines puis charentaises de l'espèce (Taséi 1975), mais l'élevage en Europe a décliné au cours des dernières décennies pour ne plus subsister que dans quelques pays d'Europe de l'Est.

Risques de la pollinisation dirigée

Il serait incomplet de présenter les succès de la pollinisation dirigée sans en mentionner les inconvénients. Il est bien évident que si on distribue et utilise des populations domestiques nombreuses (abeille domestique, bourdons, osmies), on défavorise les espèces sauvages qui butinent sur les cultures concernées en soustrayant une part du nectar et du pollen disponibles. Cet effet peut devenir localement problématique lorsque les cultures et les pollinisateurs domestiques occupent une large part du paysage, lorsque les populations domestiques implantées sont abondantes et lorsque les ressources sont limitées (Vereecken *et al.* 2015).

Les taxons domestiqués peuvent aussi s'évader, s'implanter localement et devenir de nouveaux concurrents pour les abeilles locales. Ils peuvent même devenir envahissants et repousser d'autant les taxons sauvages. C'est le cas, par exemple, de l'implantation de *Bombus ruderatus autumnalis* et *Bombus terrestris* au Chili. Importé de Nouvelle-Zélande, celui-ci tend à concurrencer et remplacer au Chili l'espèce native *Bombus dahlbomii* (Morales 2007 ; Madjidian *et al.* 2008).

Dans certains cas, on pourrait craindre que les taxons domestiques évadés s'insinuent dans la vie sociale des taxons sauvages (Inoue *et al.* 2007). En effet, *B. terrestris* est bien connu pour ses activités parasites inquilines (Alford 1975). Il est donc parfaitement capable de s'insinuer dans les colonies des bourdons sauvages locaux. On peut aussi craindre des hybridations entre les taxons domestiques et les taxons sauvages les plus proches (Yoon *et al.* 2009 ; Goulson 2010 ; Lecocq *et al.* 2015). Enfin, dès lors que les colonies font l'objet d'échanges internationaux, voire intercontinentaux, le risque existe que des agents pathogènes soient transportés et contaminent les peuplements d'abeilles locaux. Le cas malheureux de l'invasion mondiale de *Varroa jacobsoni* initiée par un tel transport intercontinental de ruches d'abeilles domestiques reste dans tous les souvenirs. Plus récemment, le cas maintenant bien documenté de l'invasion de *Bombus terrestris* *audax* au Chili et en Argentine mène à un résultat encore plus drastique et

dommageable (Geslin & Morales 2015). Au départ d'une implantation au Chili à partir d'élevage néo-zélandais, *Bombus terrestris* s'est étendu rapidement vers le sud et vers l'est. Au fur-et-à-mesure de sa dispersion, il a contaminé les populations natives de *Bombus dahlbomii*, déjà affaiblies par leur concurrence avec *B. ruderatus*, avec le protozoaire hautement pathogène *Apicystis bombi* (Arbetman *et al.* 2013). *Bombus terrestris audax* semble beaucoup moins sensible que *B. dahlbomii* à ce parasite. Il fait ainsi le vide devant lui au fur-et-à-mesure de son avancée sur le continent sud-américain. S'il ne parvient pas à se maintenir dans quelques îles, *B. dahlbomii* pourrait s'éteindre dans les toutes prochaines années.

On peut donc craindre que le développement de la pollinisation dirigée ne profite en aucune manière à la faune sauvage d'abeilles, par ailleurs déjà mal en point (voir section suivante). Ici et là, il est même probable que des populations locales d'abeilles indigènes soient mises en danger par les pollinisateurs domestiques. Cela a été le cas dans tous les processus de domestication. Ainsi, la domestication de la plupart des espèces domestiques s'est accompagnée de la régression ou même de la disparition de leurs populations sauvages. Cela a été le cas pour les bovins, les chameaux, les moutons, les chèvres, les rennes, les poules, les pigeons, les chiens, les chats, etc. Pour illustrer notre propos, il est peu probable qu'il subsiste des souches sauvages d'*Apis mellifera* en Europe. Il reste que l'alternative est la suivante : contrôle biologique ou insecticides.

La découverte désolante des effets toxiques à long terme des pesticides et de la contamination durable des nappes phréatiques montre vers où devrait plutôt pencher la balance. L'effet général des pesticides à l'encontre des pollinisateurs sauvages, les dégâts gravissimes contre toute la faune et la flore ; les problèmes accrus de la santé publique ne laissent que peu de doute. Le contrôle biologique et la pollinisation dirigée sont un moindre mal, même vis-à-vis des pollinisateurs sauvages eux-mêmes, et même en prenant en compte certains dégâts locaux inévitables à l'encontre de ces derniers.

Toutefois, même si, globalement, la domestication de nouvelles espèces pollinisatrices est un moindre mal en favorisant la réduction de l'usage de pesticides, cette activité manque d'une réglementation harmonieuse des pratiques. Il est maintenant clair que les échanges intercontinentaux de nombreuses colonies induisent des risques sanitaires et que les espèces importées peuvent perturber fortement les pollinisateurs indigènes (Geslin & Morales 2015). Favoriser les pollinisateurs sauvages serait la solution la plus simple et probablement la plus économique dans la majorité des cas. Là où ce n'est pas ou plus possible, il serait largement préférable de domestiquer des espèces locales ou au moins régionales, et d'éviter les importations. Une vigilance toute particulière devrait viser à préserver les faunes d'apoïdes insulaires ou fortement endémiques contre les pratiques abusives de la pollinisation dirigée (Lecocq *et al.* 2015).

DÉCLIN ET PROTECTION

Déclin des abeilles mellifères et sauvages en Europe

Comme nous l'avons vu dans le chapitre précédent, les abeilles jouent un rôle central dans l'équilibre des écosystèmes terrestres en participant de manière prépondérante à la pollinisation et donc à la reproduction sexuée de nombreuses plantes à fleur. La valeur patrimoniale des abeilles est donc triple : (1) la valeur de leur biodiversité intrinsèque (plus de 20 000 espèces dans le monde, soit quatre fois plus que tous les mammifères) ; (2) leur valeur écologique, en participant à la reproduction sexuée et à la conservation de nombreuses espèces végétales sauvages, et de manière indirecte à la conservation des autres espèces animales (granivores, frugivores, phytophages) qui dépendent de ces plantes ; (3) leur valeur économique dans la pollinisation des cultures entomophiles. Malgré cette valeur inestimable, de nombreuses espèces d'abeilles sont en déclin (Potts et al. 2010 ; Goulson *et al.* 2015 ; Nieto *et al.* 2014). Ce déclin est un fait scientifique. Plus personne ne remet en question le fait que la conservation de nos espèces d'abeilles à l'échelle européenne voire mondiale pose un sérieux problème. Pourtant la documentation sur le déclin des abeilles n'est pas égale partout (Patiny *et al.* 2009). Celui des abeilles mellifères est bien documenté et même établi à l'échelle mondiale. Par contre le déclin des abeilles sauvages est annoncé dans plusieurs régions, notamment par l'évaluation sous forme de liste rouge (Patiny *et al.* 2009 ; Nieto *et al.* 2014), mais il n'a été estimé réellement au niveau populationnel que dans des zones comme les USA, la Belgique, les Pays-Bas et le Royaume-Uni, régions pour lesquels les données sont suffisamment précises, et uniquement pour certaines espèces (Biesmeijer *et al.* 2006 ; Cameron *et al.* 2011 ; Carvalheiro *et al.* 2013).

La première évaluation à l'échelle de l'Europe a été réalisée en suivant les critères de l'Union Internationale pour la Conservation de la Nature (UICN) par Nieto *et al.* (2014). Cette évaluation estime : 7 espèces en danger critique d'extinction, 46 espèces en danger, 24 espèces vulnérables, 101 espèces quasi menacées, 663 espèces en préoccupation mineure, 1.101 espèces avec des données insuffisantes et 23 espèces non évaluées. En Europe, qui est le continent à la pointe pour les études sur les pollinisateurs, Nieto *et al.* (2014) n'ont pu donc évaluer le risque d'extinction que pour 46 % des espèces recensées (**Planche 11**). La définition de l'étendue du déclin des abeilles sauvages est par conséquent encore très approximative car nous manquons de données solides sur la distribution et l'abondance de la plupart des espèces sauvages d'abeilles pour le confirmer (ou l'infirmer) et le quantifier.

Nous avons une idée un peu plus précise de l'étendue du déclin pour certains groupes comme les bourdons où plus 90 % des espèces ont pu être évalués grâce à un jeu de données plus conséquent (Nieto *et al.* 2014). Pour le genre *Bombus*, 45 % des espèces sont en déclin à l'échelle continentale et 25 % des espèces sont considérées comme ayant un risque d'extinction important avec, par exemple, l'espèce *Bombus confusus* pour laquelle les populations ont dramatiquement décliné au cours du 20^e siècle (**Planche 11**). Quelques espèces sont en progression mais ne comptent que pour 13 % de la diversité du genre.

Toutes les espèces ne sont donc pas égales face au déclin global. Certaines espèces comme *Colletes hederæ*, *Bombus hypnorum* ou *B. semenoviellus* sont clairement en expansion (Van Der Smissen & Rasmont 1999 ; Goulson & Williams 2001 ; Vereecken *et al.* 2009). Cependant une partie significative des espèces voit leur aire de distribution

régresser. Ces espèces sont majoritairement des espèces spécialisées sur une ressource particulière. Il est assez logique que ces espèces disparaissent en même temps que leurs plantes favorites alors que les espèces généralistes peuvent se contenter de ressources alternatives (Biesmeijer *et al.* 2006 ; Kleijn & Raemakers 2008 ; Scheper *et al.* 2014). De même, à écologie similaire, les grandes espèces ont tendance à disparaître les premières car elles ont besoin de plus grandes quantités de fleurs disponibles (Müller *et al.* 2006 ; Scheper *et al.* 2014). Les espèces qui ont une descendance peu abondante sont aussi plus fragiles car elles reconstituent moins vite leurs populations après un accident local (Williams & Osborne 2010). Enfin une grande diversité génétique de l'espèce peut lui permettre d'éviter de subir rapidement une dérive génétique menant à la production de mâles diploïdes (stériles).

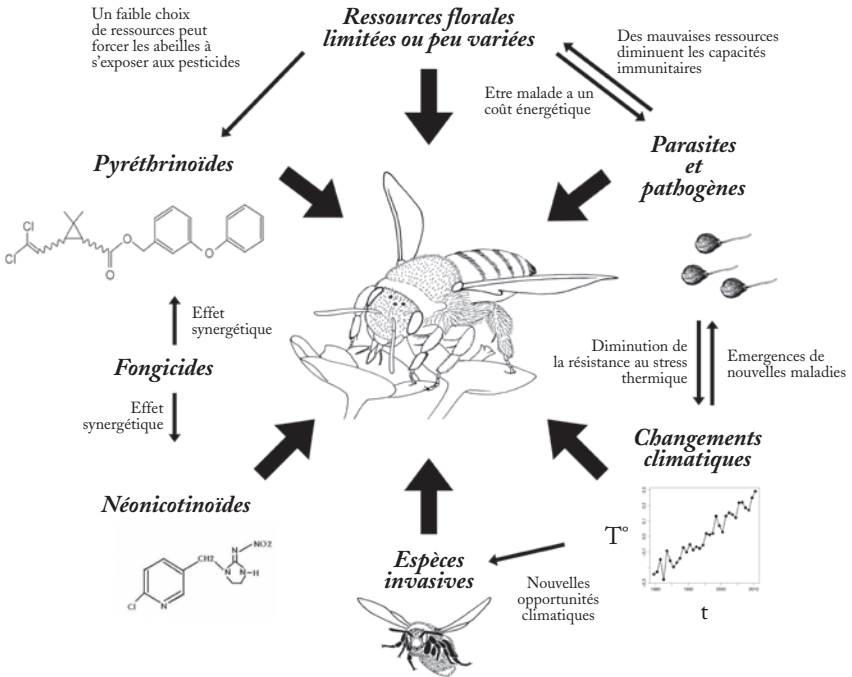


Fig. 56. - Principaux facteurs de déclin des abeilles en Europe (D'après Goulson *et al.* 2015). Les flèches épaisses indiquent une action directe. Les flèches plus fines indiquent des synergies potentielles entre stress. Les facteurs et les synergies ne sont pas présentés de manière exhaustive.

Par ailleurs, beaucoup d'hypothèses restent à valider sur les causes exactes du déclin et leurs synergies éventuelles. Nous présentons ici un bref état des lieux des connaissances à la fois sur les facteurs de déclin des abeilles sauvages et celui des abeilles mellifères car plusieurs de ces facteurs probables sont communs (Fig. 56).

Même si les abeilles ont quelques ennemis « naturels » parmi lesquels les petits mammifères, les oiseaux (ex : la bondrée apivore), les batraciens, les araignées crabes ou d'autres insectes parasitoïdes comme les mutiles (Hyménoptères), les stylopes (Strepsiptères) et les bombyles (Diptères), les causes principales de ce déclin, démontrées au moins localement, ont clairement une origine anthropique [voir réflexion globale dans Brown & Paxton (2009), Potts *et al.* (2010) et Goulson *et al.* (2015)]. Les facteurs principaux sont les suivants :

(1) La perte et fragmentation des habitats (e. g. Goulson *et al.* 2008 ; Winfree *et al.* 2009 ; Senapathi *et al.* 2015). La transformation de l'espace rural par l'arasement des talus, l'arrachage des haies ou encore le bitumage des routes, a sensiblement réduit les habitats propices à la nidification et au nourrissage des abeilles.

(2) La diminution de la quantité et de la diversité des fleurs disponibles pour le butinage. Par exemple, les changements de pratiques agricoles au cours du 20^e siècle ont amené à la diminution des surfaces cultivées de trèfle et de luzerne, ce qui pourrait expliquer en grande partie le déclin des abeilles à longue langue (principalement les bourdons) en Belgique et en Angleterre (e.g. Williams 1986 ; Rasmont & Mersch 1988 ; Rasmont *et al.* 1993 ; Rasmont *et al.* 2005 ; Williams & Osborne 2010). L'intensification des pratiques agricoles a aussi généralisé l'utilisation des herbicides diminuant ainsi fortement la présence des plantes messicoles (plantes des moissons) mellifères. Par ailleurs, la fauche intensive des bords de route par souci intempêtif de « propreté » diminue considérablement les ressources disponibles. Les espèces spécialistes qui ont besoin d'une grande quantité de ressources d'un seule et même type de plante sont les premières touchées par ce facteur (Müller *et al.* 2006 ; Scheper *et al.* 2014). Pour les espèces généralistes, l'absence de choix dans la diète, et la présence de ressources de moins bonne qualité peut avoir un impact sur le développement (Vanderplanck *et al.* 2014).

(3) Les changements climatiques. L'impact direct du réchauffement climatique a maintenant été clairement établi pour les bourdons (Williams *et al.* 2007 ; Rasmont *et al.* 2015 ; Kerr *et al.* 2015). Comme ce sont en général des espèces de régions froides, boréales ou montagnardes, ils souffrent probablement d'avantage du réchauffement global. Il semble, en particulier, que les canicules puissent provoquer une très forte mortalité chez une partie ces espèces (Rasmont & Iserbyt 2012 ; Martinet *et al.* 2015). L'impact du changement climatique n'a pas encore été étudié en détail pour les autres abeilles sauvages même s'il est soupçonné dans la régression de certaines espèces (Nieto *et al.* 2014). Le réchauffement peut aussi se manifester indirectement, par exemple en favorisant de vastes incendies de forêts, comme cela a été le cas dans les régions méditerranéennes en 2003 ou en Russie en 2010. De tels incendies, lorsqu'ils concernent de larges aires, peuvent menacer gravement certaines espèces localisées (Nieto *et al.* 2014).

(4) Le commerce et l'introduction d'abeilles étrangères. L'arrivée de nouveaux parasites ou pathogènes via l'importation de pollinisateurs étrangers semble avoir un réel impact sur les abeilles, au moins dans le cas de l'introduction de l'acarien *Varroa*, parasite de l'abeille mellifère (voir ci-dessous). La transmission de nouveaux pathogènes des espèces domestiquées comme l'abeille mellifère et le bourdon terrestre vers les espèces sauvages pourrait être important (Williams & Osborne 2009). Elle a au moins été démontrée comme facteur probable de déclin en Argentine pour l'espèce *B. dahlbomii* (Arbetman *et al.* 2013).

(5) L'utilisation d'insecticides ou d'autres produits toxiques comme intrants agricoles (e.g. Kevan *et al.* 1997 ; Goulson *et al.* 2015). La question des effets des insecticides sur les niveaux des populations d'abeilles date des années 1950 et a trouvé pour la première

fois tout son sens en 1967 lorsque le carbaryl employé sur le coton provoqua la mort de 70 000 colonies d'abeille mellifère en Californie et 33 000 colonies dans l'Etat de Washington (Tasei 1995 ; Pouvreau 2004). Des molécules développées plus récemment comme les néonicotinoïdes ont montré une forte toxicité pour les abeilles mellifères et ce à des doses réelles auxquelles les ouvrières sont exposées lorsqu'elles butinent. Plusieurs études ont démontré en laboratoire (pour une synthèse récente voir Blacquière *et al.* 2012 et Goulson *et al.* 2015) et en champs que ces molécules avaient un impact sur la survie des colonies mais aussi des effets sub-léthaux comme des difficultés pour les ouvrières à retrouver leurs ruches (Henry *et al.* 2012). La toxicité des néonicotinoïdes a aussi été démontrées en laboratoire pour les abeilles sauvages (Sandrock *et al.* 2014 ; Whitehorn *et al.* 2014).

(6) L'introduction d'espèces invasives végétales. Elle est présentée comme cause potentielle de déclin, surtout de manière indirecte, dans le déséquilibre provoqué sur les communautés locales de plantes (Stout & Morales 2009). Les plantes invasives peuvent provoquer la disparition de certaines plantes endémiques auxquelles sont reliées des abeilles oligolectiques, entraînant une co-extinction locale. Cependant, le rôle des plantes invasives reste balancé car certaines espèces comme le Sénéçon du Cap (*Senecio inaequidens*) ou la balsamine (*Impatiens glandulifera*) constituent parfois la seule ressource florale disponible pour des visiteurs généralistes, voire même spécialistes (si la ressource exotique appartient à la même famille qu'une ressource native), dans des milieux extrêmement anthropisés.

(7) Enfin, il ne faut pas oublier que tous les facteurs cités précédemment peuvent agir sur le déclin des abeilles simultanément ou successivement, en synergie ou pas (Fig. 56). Alors qu'un seul facteur mesuré isolément peut simplement fragiliser une population, un second facteur, s'appuyant sur la fragilité des populations provoquée par le premier facteur, peut quant à lui mener à leur disparition. Par exemple, Di Pasquale *et al.* (2013) ont montré que les ouvrières d'abeille mellifère sont plus sensibles aux parasites lorsqu'elles sont nourries par du pollen pauvre en protéine. Les maladies endémiques comme les nosémoses ou les nématoses, auxquelles les abeilles peuvent faire face dans des conditions normales, peuvent donc s'avérer potentiellement mortelles dans des populations déjà affaiblies par un des six facteurs exposés précédemment.

Enfin, le déclin des abeilles mellifères peut être caractérisé par les mêmes causes que celles présentées ci-dessus. Cependant, quelques éléments liés à la domestication de cette espèce lui sont propres (De la Rua *et al.* 2009). Avant tout, l'évaluation chiffrée du déclin est infiniment plus précise. Les colonies d'abeille mellifère sont recensées en Europe par les associations d'apiculteurs et par les gouvernements. On sait par exemple que les pertes de colonies entre 2005 et 2010 ont été jusque 50 % pour la Suisse mais que le nombre de ruche a aussi progressé dans certains pays comme au Danemark (Breeze *et al.* 2014). Concernant les causes de déclin, premièrement, il faut savoir que l'abeille mellifère est une espèce indigène en Europe. De nombreuses sous-espèces et variétés locales ont été sélectionnées au cours du temps. Les importations récentes de souches étrangères pour l'industrie apicole ont tendance à diluer génétiquement ces particularités locales et affaiblir les populations bien adaptées originellement. Deuxièmement, l'abeille mellifère est utilisée intensivement pour la pollinisation dirigée de cultures. Les colonies peuvent ainsi être directement en contact avec les intrants agricoles toxiques. Troisièmement, l'abeille mellifère fait l'objet d'un commerce à l'échelle mondiale. Des colonies passent de continent en continent, avec le risque accru de transmissions de pathogènes (par exemple *Nosema ceranae*, *Aspergillus* sp., ect.), de parasites (*Varroa destructor*, *Acarapis*

woodi...) et de prédateurs (*Merops apiaster...*). Le commerce maritime international favorise aussi l'arrivée d'espèces invasives prédatrices comme le frelon *Vespa velutina* (Rome *et al.* 2013). On peut malgré tout finir avec un point positif, l'abeille mellifère est suivie de près par les apiculteurs et de nombreux centres de recherche. Les causes de dépérissement sont farouchement combattues par les apiculteurs, des programmes de conservation à l'échelle continentale sont mis en place et des chercheurs s'activent pour les comprendre et les enrayer.

Comment protéger et favoriser les abeilles ?

Le déclin des abeilles est lié directement au mode de développement de nos sociétés, inverser la tendance n'est donc certainement pas une chose aisée car cela nécessite un vrai changement de cap. La protection des abeilles passe forcément par la conservation ou l'aménagement (si dégradation) de leurs habitats et donc par une reconsidération, à plusieurs échelles géographiques, du local au continental, de nos modes de gestion environnementale, de productions agricoles et de consommation. Différents acteurs sont concernés et peuvent agir, du jardinier du dimanche aux décideurs politiques, en passant par l'ouvrier communal. Nous présentons ici une brève synthèse pour les aménagements que tout un chacun peut réaliser dans son jardin. Pour les aménagements qui concernent des entités plus grandes, comme les paysages agricoles ou les sites urbains, nous renvoyons le lecteur vers des travaux plus détaillés comme ces guides en français : Terzo & Rasmont (2007), Coupey *et al.* (2014) et Terzo & Vereecken (2014).

Nous distinguerons deux types de mesures différentes, liées aux deux types d'habitats partiels principaux (voir section précédente pour la définition précise de ce terme) des abeilles : les habitats pour la récolte des ressources alimentaires (pollen, de nectar ou d'huile) et les habitats pour la nidification (voir aussi Fig. 52). Seule la présence complémentaire de sites accessibles de butinage et de nidification permet le maintien de populations d'abeilles.

Si nous pouvons favoriser assez facilement des abeilles généralistes comme certains bourdons ou osmies, la protection des abeilles plus spécialisées doit tenir compte de l'entière des besoins et de la capacité d'accès aux ressources. Westrich (1996) donne un très bel exemple de la conservation d'*Osmia dalmatica*, une espèce qu'on ne retrouve plus de nos jours que dans les zones montagneuses de l'Europe. Cette espèce nidifie exclusivement sur des rochers, les parois du nid étant composées uniquement de feuilles d'*Helianthemum nummularium* (Cistaceae) et les cloisons séparant les cellules de pétales de *Linum tenuifolium* ou de *Geranium sanguineum*. Par ailleurs, cette espèce ne récolte que du pollen provenant de Dipsacaceae des genres *Knautia* et *Scabiosa* dans un rayon d'action d'une cinquantaine de mètres. On comprend bien que la protection de cette espèce hautement spécialisée nécessitera de protéger principalement les fleurs à laquelle elle est associée.

Conservation et aménagement des sites de butinage

Grâce à une récente prise de conscience du grand public, de certains agriculteurs et de pouvoirs politiques, les aménagements du territoire tiennent compte de plus en plus de la biodiversité y compris celle des abeilles. Les prairies fleuries, notamment, ont le vent en poupe, les agriculteurs bénéficiant de primes dans de nombreux pays pour en établir (Terzo & Rasmont 2007). Certaines entreprises et particuliers, sensibilisés,

aménagent leurs espaces verts de manière à les rendre plus accueillants pour la faune. Mais tous les mélanges de graines proposés dans le commerce ne présentent pas la même qualité. Les mélanges contenant des cosmos, de la phacélie, des coquelicots californiens, des bleuets à fleurs doubles et autres zinnias ont très peu de valeur conservatoire car ils n'attirent bien souvent que quelques abeilles généralistes comme certains bourdons ou l'abeille mellifère. Ces mauvais mélanges sont malheureusement abondamment utilisés dans les jachères fleuries et apicoles, au nom de la sauvegarde de la biodiversité...

Pour concevoir correctement un aménagement favorable à nos abeilles sauvages dans les jardins de particuliers, il est important de couvrir au maximum leurs besoins en nourriture sur la plus grande partie de l'année et de favoriser les plantes mellifères locales. Tout d'abord les arbres et arbustes indigènes garantissent de bonnes ressources alimentaires au printemps. Les floraisons commencent avec le prunellier (*Prunus spinosa*) et les saules (*Salix* spp, mâle et femelle) puis, suivent le merisier (*Prunus avium*), le sorbier (*Sorbus aucuparia*), les aubépines (*Craetaegus* spp.) et le genêt à balais (*Cytisus scoparius*), pour terminer en juin avec le troène (*Ligustrum vulgare*) et les sureaux (*Sambucus* spp.). Les bulbeuses de sous-bois et lisières apportent également très tôt dans l'année de la nourriture aux moins frileux comme les reines de bourdons, certaines andrènes ou les xylocopes.

Dès le mois d'avril, les premières fleurs de prairies telles que les primevères, complètent les floraisons des arbustes. D'autres, plus estivales comme la salicaire (*Lythrum salicaria*), prolongeront les ressources en nourriture jusqu'en septembre voire même début octobre, assurant ainsi la constitution capitale de réserves de nourriture pour les abeilles sauvages avant la mauvaise saison. Certaines espèces de fleurs sont particulièrement appréciées par une grande diversité d'insectes. Tel est le cas de la vipérine (*Echium vulgare*) qui pousse sur les terrains plus caillouteux, ou bien encore de la knautie des champs, de la centaurée, de la bétoine... Pour les abeilles à langue longue, il ne faut pas oublier d'intégrer dans le mélange des légumineuses (trèfles, mélilots, sainfoins, luzernes...) et des labiées (lamiers, origan, bétoines...). Pour les abeilles à langue courte ont rajoutera des Asteraceae et des Apiaceae au nectar plus facilement accessible. Les campanules attirent aussi un grand nombre d'abeilles spécialistes comme les *Chelostoma*, petites Megachilidae.

Nul besoin d'une grande surface pour utiliser des plantes indigènes. Même en ville, sur quelques mètres carrés ou tout simplement sur un balcon, on peut cultiver des fleurs sauvages. Une potée d'origan au soleil suffit déjà à attirer un bon nombre d'abeilles et de papillons. Le développement des toitures végétalisées permet la création de petits biotopes, fort utiles dans les centres les plus urbanisés, et contribue au maillage vert. En périphérie des villes et à la campagne pourquoi ne pas transformer une partie de sa pelouse en prairie fleurie composée de fleurs sauvages ? Les terrains vagues, les friches, les talus dégradés, les zones de décombres, les trottoirs en terre battue sont généralement des zones refuges pour les abeilles dans les milieux anthropisés et leur conservation présente un grand intérêt biologique.

En parallèle à ces aménagements fleuris, il va de soi que les pesticides n'ont tout simplement pas de place dans un jardin au naturel. Si votre jardin est bien pensé, il accueillera les prédateurs naturels en même temps que les «indésirables». Et si l'une ou l'autre plante adventice vous gêne, un arrachage ou un binage devrait assez rapidement en venir à bout.

Les mélanges de graines et les arbustes évoqués ci-avant peuvent être aussi utilisés à une échelle géographique plus large, par exemple dans le cadre de mesures agri-

environnementales (MAE), pour des prairies fleuries, des prairies extensives, des talus enherbés ou des haies fleuries. Les bandes fleuries devraient idéalement présenter six mètres de large et ne pas du tout être traitées par des produits phytosanitaires. On les protégera donc du champ cultivé par une bande herbeuse. Le fauchage de ces zones doit être tardif, idéalement fin septembre, à la fin de phénologie de la plupart des abeilles. Des subsides existent dans de nombreux pays pour inciter les agriculteurs à suivre ces mesures. En plus des MAE, les jachères riches en légumineuses peuvent également apporter une contribution favorable au maintien des populations d'abeilles. Par ailleurs, il faut s'opposer au maximum aux pratiques de remembrements des parcelles, au goudronnage des chemins de terre et aux fauchages trop nombreux.

Aménagement de sites de nidification

Comme nous l'avons présenté précédemment, il existe une grande diversité de sites de nidification chez les abeilles sauvages. Les modes de nidification sont bien sûr liés aussi aux comportements de récoltes et aux comportements sociaux. Nous présentons tout d'abord les aménagements pour favoriser les bourdons (espèces sociales) et nous terminons avec les autres abeilles, essentiellement solitaires.

On distingue trois grands types de nidifications chez les bourdons non parasites : dans le sol (A), sur le sol (B) et au-dessus du sol (C). (A) Les espèces de bourdons nichant dans le sol, comme le bourdon terrestre (*Bombus terrestris*), occupent les anciens terriers des petits mammifères. La reine installe son nid à l'extrémité de ces galeries au printemps. La construction d'un nichoir pour bourdon terricole consiste à recréer ces conditions naturelles pour la reine. Un espace souterrain est créé pour l'installation même du nid. Il peut consister en une caisse en bois de 25 cm x 25 cm x 25 cm, et de 2 cm d'épaisseur ou plus simplement un pot de fleur retourné. Pour un meilleur résultat d'occupation, il est conseillé de remplir cet espace par une litière faite d'herbes sèches, de copeaux de bois et surtout d'un peu de fond de cage d'un petit rongeur contenant son urine. Les reines détectent et sont attirées depuis l'extérieur par l'odeur d'urine de mammifère. L'espace souterrain doit être connecté à la surface par un tuyau incliné de 45 à 90 degrés, de quelques centimètres de diamètre et d'une vingtaine de centimètres de long. (B) Il n'y a pas d'aménagement particulier pour favoriser les bourdons nichant au sol, comme le bourdon des champs (*Bombus pascuorum*). Ces espèces peuvent s'installer simplement dans des tas de feuilles ou d'herbe. Une bonne pratique consiste à ne pas détruire systématiquement ces tas. Un jardinage léger suffit pour laisser s'installer ces espèces. (C) Les bourdons nichant au-dessus du sol, comme le bourdon des arbres (*Bombus hypnorum*), trouvent assez facilement des lieux favorables à leur installation. On les trouve, par exemple, assez régulièrement dans les nichoirs à oiseaux. On peut aussi favoriser l'installation des bourdons dans ces nichoirs à oiseaux en rétrécissant l'entrée à un diamètre de 2 cm, trop étroit pour les oiseaux. Par ailleurs ces bourdons s'invitent aussi très fréquemment dans l'isolation sous les toitures. Tous les aménagements pour bourdons peuvent faciliter leur installation mais les résultats globaux sont relativement médiocres. En fonction de l'abondance locale des bourdons, seule une fraction des nichoirs placés sera utilisée. Il ne faut pas s'attendre à ce que les nichoirs installés soient rapidement et régulièrement utilisés.

Pour les autres abeilles, essentiellement solitaires, il faut considérer les substrats dans lesquels elles réalisent leurs nids. La majorité des abeilles solitaires sont terricoles et nidifient préférentiellement dans des sols nus (sans végétation). Ce type de micro-habitat

peu parfois manquer dans des zones fortement urbanisées où le sol est couvert partout. Il est possible d'aménager de nouveaux espaces sur le modèle des carrés de sol présentés par Coupey *et al.* (2014). L'opération consiste à décaisser un carré de terre de la dimension plus ou moins grande (selon les possibilités et les objectifs) sur 50 cm de profondeur et l'isoler du reste du sol par un cadre en bois. Ensuite une couche drainante de galets ou de graviers est installée dans le fond du trou sur au moins 10 cm d'épaisseur. Enfin le reste du trou est rebouché par de la terre tamisée au préalable pour enlever racines, cailloux et débris. Du sable peut aussi être utilisée pour favoriser les espèces psammophile (voir section précédente). Concernant l'emplacement, il vaut mieux privilégier une zone ayant une exposition ensoleillée au matin. Par ailleurs il est important de protéger le carré d'un grillage pour empêcher les petits mammifères d'y installer leur terrier ou de venir y faire leurs besoins. Le carré doit être désherbé manuellement chaque mois pour maintenir la terre nue. Une autre possibilité, plus compliquée toutefois, consiste en une spirale à insecte. Encore une fois, sa construction est très bien détaillée dans le guide de Coupey *et al.* (2014). La spirale consiste en un muret de pierre monté en spirale et rempli de terre maigre et de cailloux (**Planche 12**). Vous pouvez y planter des plantes aromatiques pour assurer des ressources alimentaires supplémentaires.

Pour les abeilles qui nidifient dans le bois, les troncs d'arbres morts offrent des sites adéquats grâce aux larves d'insectes qui y creusent des galeries. Certaines abeilles « squatteuses » aménagent leur nid dans des cavités préexistantes (de nombreuses osmies), d'autres comme les abeilles charpentières (xylocoptes) creusent elles-mêmes le bois pour confectionner leur nid. Les galeries peuvent aussi être réalisées artificiellement en forant des buches de bois à l'aide de mèches de diamètres allant de 4 à 12 millimètres, sur toute la longueur de la mèche (une dizaine de centimètres suffisent largement). Il est important de varier le diamètre des mèches pour pouvoir attirer différentes espèces. Chaque espèce s'installe en fonction de sa taille dans les galeries adéquates, les petites espèces dans les galeries étroites, les grandes espèces dans les galeries plus larges. Il faut prêter attention au fait que les galeries forcées ne doivent pas traverser le bois de part en part, chaque galerie doit être bouchée à son extrémité. Si les trous traversent de part en part, on doit boucher un côté avec du plâtre. Il faut utiliser de préférence des bois durs et éviter les bois trop tendres (sapin, peuplier) car ces derniers pourrissent et se déforment lors de variation du taux d'humidité. Par ailleurs, il faut éviter que les entrées des galeries soient encombrées par des morceaux de bois, ces éléments risquent de compliquer l'accès des abeilles à leur nid et de les blesser. L'ensemble de l'installation doit être surmonté d'un toit ou d'une structure qui protégera les nids des intempéries, sans empêcher l'ensoleillement.

Pour les abeilles caulicoles et rubicoles, la végétation morte apporte de nombreux sites de nidification. Pour rappel, les abeilles caulicoles vont nicher dans des tiges creuses, tandis que les abeilles rubicoles vont chercher des tiges dont le cœur est composé de moelle, qu'elles vont préalablement enlever, avant d'y installer leurs nids. On peut facilement fabriquer des nichoirs en rassemblant diverses tiges creuses avec ou sans moelle. Des tailles d'arbustes, de ronces, d'herbes séchées ou de roseaux conviennent parfaitement. Ces tiges doivent être rassemblées en fagot, encore une fois avec une diversité de taille et de structure (avec ou sans moelle) pour maximiser la diversité des espèces pouvant s'y installer. D'autres types de nichoirs artificiels peuvent être aussi utilisés, tels que des tubes en verre, en matière plastique, en carton ou en bois. C'est ce dernier matériau qui est le plus fréquenté avec une préférence pour les tiges de bambou de 10 à 20 cm de longueur. Quelque soit le type de nichoir, il doit être mis à l'abri de la pluie en

le disposant par exemple dans une boîte de conserve, un tuyau ou une armoire ouverte et à une hauteur de 1 à 2 m. Si les nichoirs sont peu ou pas occupés la première année, ce n'est pas nécessairement parce qu'ils ne conviennent pas. Il se peut que les abeilles sauvages soient peu abondantes dans les environs. Enfin, il faut éviter de concentrer vos nichoirs dans un même endroit, car rapidement les oiseaux insectivores identifient ce lieu comme une mangeoire, ce qui n'est pas l'objectif. Parfois il est nécessaire de mettre une protection afin d'empêcher les oiseaux d'accéder aux nichoirs. Plusieurs solutions sont possibles, mais il ne faut pas gêner les abeilles. Le plus simple est d'installer un grillage à larges mailles à quelques centimètres des nichoirs, en empêchant les oiseaux de s'en approcher, tout en permettant aux abeilles d'y accéder.

DÉTERMINATION DES ABEILLES

Collecte et préparation des spécimens

La constitution d'une collection entomologique est une étape obligatoire pour l'étude de nombreux aspects de la diversité des insectes. Les abeilles ne font pas exception à cette règle. Du fait de leur petite taille et de leur diversité, leur détermination doit très généralement passer par la capture, la mise à mort et la préparation des spécimens. Les conseils généraux pour la collecte, la préparation et l'étiquetage des Hyménoptères sont présentés au début de cet ouvrage. Ils sont bien sûr largement valables pour l'établissement d'une collection d'abeilles. Quelques éléments sont cependant particuliers aux abeilles et sont détaillés ci-après et illustrés en partie sur la **planche 12** du fascicule.

La collecte des abeilles se fait principalement de trois manières : avec un filet (fig. 57A), avec un aspirateur à bouche (type Pauly, fig. 57B) ou dans des bacs colorés (en forme de barquette ou de bol à soupe, **planche 12**). Le modèle de filet généralement utilisé est de taille moyenne, avec un manche de 1 mètre de long et une poche de 50 cm de diamètre mais chaque personne a sa propre préférence sur ce sujet. Il ne faut pas hésiter à essayer plusieurs formats de filet pour trouver celui qui convient le mieux. La poche doit être relativement profonde (~80 cm) pour empêcher le spécimen de s'échapper après avoir été attrapé. L'aspirateur de type Pauly est constitué : (i) d'un bocal (cela peut être un pot de conserve) au fond duquel est placée une mousse de type émailène ; (ii) d'un couvercle percé de deux trous où passent deux tubes, un tube dur pour capturer le spécimen et un tube souple pour aspirer. Un morceau de bas est placé à l'extrémité du tube souple, côté bocal, pour empêcher le spécimen de remonter dans la bouche du collecteur. Pour les bacs, il est recommandé d'utiliser une combinaison de trois bacs d'un volume de 500 ml chacun et de couleurs différentes, blanc, bleu et jaune, avec des peintures réfléchissant les UV (Westphal *et al.* 2008). Ces bacs sont remplis au trois quart d'eau mélangée avec un peu de détergent (produit vaisselle par exemple) et sont posés toute la journée sur le terrain. Il vaut mieux récolter ce qui est tombé dans les bacs au moins tous les deux jours pour éviter que les spécimens ne se dégradent pas trop. Les spécimens doivent être conservés dans des flacons d'alcool jusqu'à leur préparation.

L'une ou l'autre technique sera utilisée préférentiellement selon l'objectif de la collecte, les conditions de terrain et les taxons visés. Cependant on associera, lorsque c'est logiquement possible, une technique de capture active (filet ou aspirateur) à une technique de capture passive (bacs colorés) pour maximiser le nombre d'espèces collectées. Les collecteurs font surtout du filet et à l'aspirateur lors des expéditions scientifiques itinérantes ou lorsqu'on veut simplement observer une abeille sans la tuer. Elles se font généralement directement sur les fleurs où les abeilles butinent mais aussi sur les sites de nidification ou dans les zones de patrouilles des mâles. Les collectes actives au filet et à l'aspirateur ont pour avantage d'être sélectives (le collecteur peut choisir ce qu'il collecte) et de limiter les prélèvements. La collecte au filet permet de capturer des abeilles très rapides, impossibles à collecter avec un aspirateur à bouche. Ce dernier est par contre très pratique pour capturer des abeilles dans une végétation épineuse comme celle de la région méditerranéenne, ou des abeilles accrochées à l'intérieur d'une fleur ou d'une inflorescence. L'aspirateur permet aussi d'éviter de casser des fleurs lors de la collecte, ce qui peut être important dans le cas de projet de suivi de populations à un même endroit sur plusieurs semaines. Par ailleurs, les bacs colorés sont plus faciles à mettre en place. Ils permettent une collecte rapide, abondante et avec un spectre de

captures différentes mais généralement aussi large (les espèces cleptoparasites par exemple sont plus faciles à capturer de cette façon). L'inconvénient majeur de cette méthode est le temps nécessaire pour le tri et la préparation des individus d'espèces abondantes et banales. Pour plus d'information, les différentes techniques pour échantillonner au mieux les faunes d'abeilles sont revues et décrites en détails dans un article publié par Westphal *et al.* (2008).

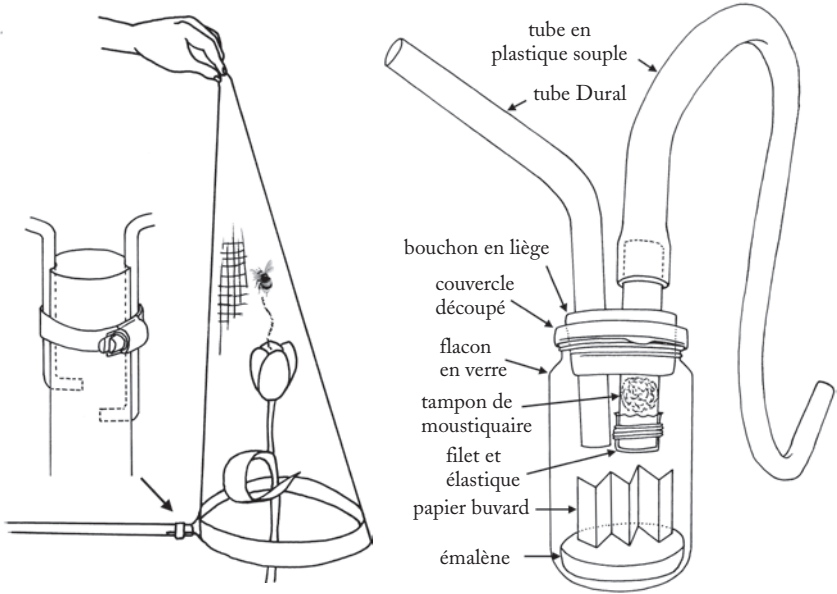


Fig. 57. - Outils principaux pour la récolte des abeilles : filet fauchoiret aspirateur à bouche.

La mise à mort des spécimens collectés au filet ou à l'aspirateur peut se faire dans un bocal émetrique contenant un tampon imbibé d'un peu d'acétate d'éthyle. Le tampon doit être bien épongé avant d'être introduit dans le bocal pour éviter de mouiller les spécimens. Pour ne pas utiliser de produit toxique, on peut aussi placer le bocal avec les abeilles dans un congélateur à -20°C pendant 24 heures. Attention, certains spécimens à la sortie de l'hiver peuvent mettre plusieurs jours avant de mourir dans le congélateur. La préparation des spécimens se fait ensuite très facilement. La plupart des abeilles sont simplement montées sur des épingles. On veillera à utiliser des épingles adaptées à la taille des spécimens, plus épaisses pour les plus grosses abeilles comme les xylocoptes (aiguilles de numéro 3), plus fines pour les abeilles comme les petits lasioglosses (aiguilles de numéro 0). L'aiguille est piquée au centre du thorax et le spécimen placé à 7 mm sous la tête de l'épingle (fig. 58A). Un montage sur minutie est parfois nécessaire pour les plus petites espèces comme les *Nomioides*. Sur l'étiquette, outre la localité et la date de collecte, des informations supplémentaires sur les plantes visitées par les abeilles apportent une information très utile. Pour éviter que les spécimens ramollis par l'acétate d'éthyle ou la congélation ne « tombent » sur l'épingle pendant le séchage, la boîte utilisée pour stocker les spécimens peut être simplement retournée quelques jours, le temps du séchage.

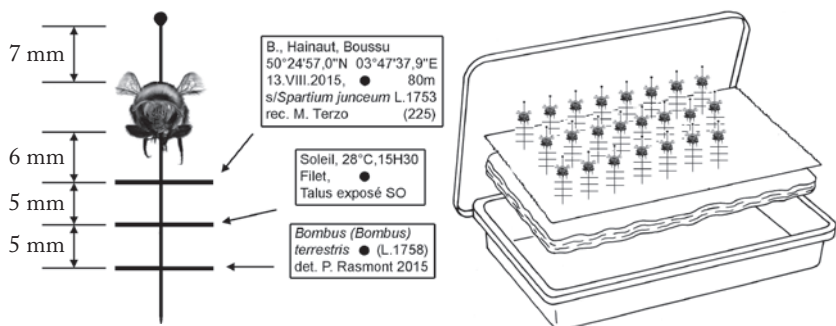


Fig. 58. - Préparation des abeilles pour la mise en collection : spécimen épinglé et boîte de collection.

La préparation des spécimens collectés dans des bacs est plus complexe (Mouret *et al.* 2007). A la sortie des flacons d'alcool, la cuticule des insectes est cassante et leur pilosité est agglomérée. Idéalement, il faut passer par des étapes de rinçage par de l'eau et de l'éthanol, et par une étape de brossage pour redonner un aspect naturel aux spécimens (toutes les étapes sont détaillées par Mouret *et al.* 2007). Les étapes d'épinglage et d'étiquetage sont ensuite les mêmes que pour les spécimens capturés par les méthodes actives.

Quelle que soit la technique de collecte ou de préparation utilisée, plusieurs opérations doivent idéalement être réalisées avant que le spécimen sèche pour faciliter sa détermination ultérieure :

- Déterminer si le spécimen est un mâle ou une femelle (voir ci-après) ;
- Si le spécimen est un mâle, il faut extraire les genitalia. Pour cela, à l'aide d'une petite pince ou d'une aiguille, dégager simplement les genitalia du metasoma sans obligatoirement les extraire complètement pour les monter sur une paillette ;
- Dégager les pattes du corps en conservant bien le pollen ou les pelotes potentiellement présentes sur les pattes des femelles ; ce pollen pourra en effet servir par la suite à identifier les plantes visitées par les abeilles (voir par exemple Michez *et al.* 2008) ;
- Dégager les ailes (au moins une des deux) du corps pour que les nervures soient facilement visibles ;
- Si possible, écarter les mandibules et faire ressortir les pièces buccales.

Si le spécimen est trop sec pour permettre une bonne préparation, il peut être placé pendant quelques jours dans une boîte hermétique avec un fond de coton imbibé d'eau, en surveillant que des moisissures ne se développent pas.

Détermination des spécimens

La détermination des abeilles collectées en Europe commence généralement par la détermination du genre, sans chercher à déterminer par avant la famille (ex : Scheuchl 1996, Peeters *et al.* 2012, Falk 2015). Les familles d'abeilles sont en effet diagnostiquées par des caractères morphologiques relativement difficiles à observer, par exemple la morphologie des pièces buccales ou encore la présence de sutures ou de sillons cachés par la pilosité. La clé proposée dans le présent ouvrage est donc destinée à reconnaître en

premier le genre du spécimen collecté. Des précisions sur la famille, et parfois la tribu, sont ajoutées dans la dernière partie de l'ouvrage (catalogue). L'utilisateur de la clé peut donc retrouver facilement *a posteriori* des informations concernant la famille et la tribu du spécimen étudié.

La première étape de la détermination consiste à reconnaître le sexe du spécimen. Cette étape est relativement facile car le dimorphisme sexuel est bien marqué chez les abeilles (fig. 59). Les caractères liés au sexe sont présentés dans l'introduction et résumés ici dans le tableau 7. Les caractères les plus faciles à reconnaître sont (i) le nombre d'articles antennaires ; (ii) le nombre apparent de segment du metasoma ; (iii) la présence de structure de collecte de pollen (corbeille ou brosse). Sur le terrain, avant de collecter le spécimen, il est possible aussi d'observer des comportements qui donneront des indications supplémentaires sur le sexe. Le comportement de collecte de pollen est un bon caractère pour reconnaître les femelles. Le comportement de patrouille ou territorial (sans se poser régulièrement sur les fleurs) est typique du sexe mâle. Enfin les femelles sont généralement plus grandes et plus colorées que les mâles.

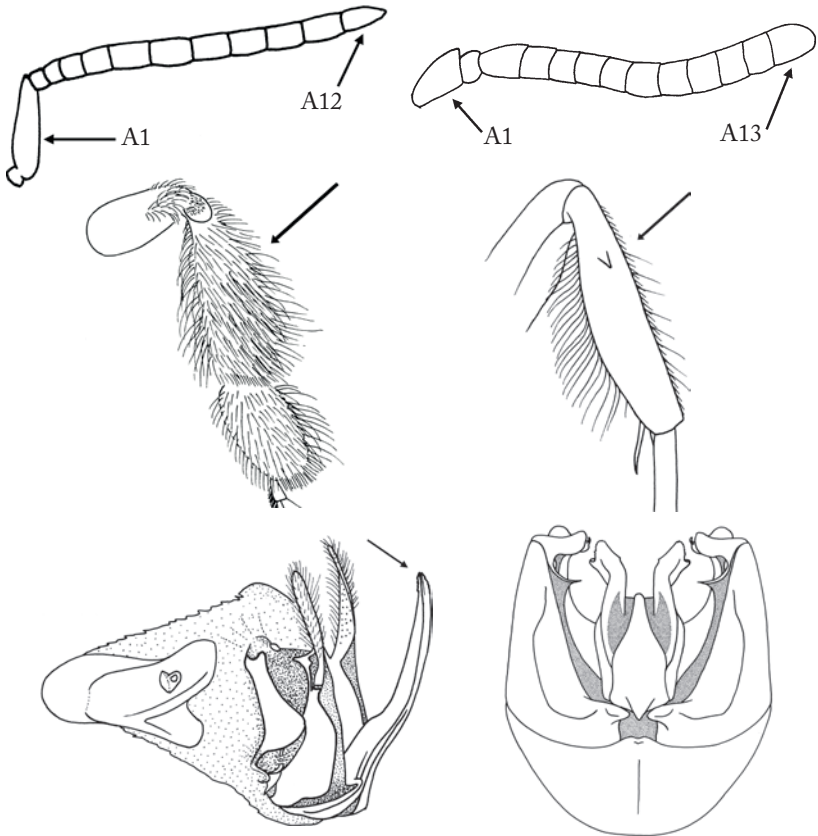


Fig. 59. - Dimorphisme sexuel chez les abeilles (structures femelles à gauche, structures mâles à droite). A-B, antenne ; C-D, patte postérieure ; E-F, dard et genitalia.

Comme le dimorphisme sexuel des abeilles est important, les clés de déterminations sont généralement déboullées en une clé pour les femelles et une autre clé pour les mâles (ex : Falk 2015). Ce sera le cas dans cet ouvrage. Rasmont *et al.* (2017) recensent 77 genres en Europe et 2051 espèces. Les deux genres, *Seladonia* et *Vestitohalictus* sont souvent considérés comme des sous-genres dans la littérature et seront considérés comme tel dans cette clé (tableau 8). La détermination au niveau générique n'est pas une chose aisée, principalement pour un néophyte. La première difficulté est la maîtrise du vocabulaire. Ce vocabulaire est présenté en détail dans la première partie de l'ouvrage et dans le glossaire. Il est commun à la plupart des groupes d'insectes mais il y a aussi des termes propres aux abeilles. Les illustrations des deux clés sont les plus fournies possibles et sont parfois dédoublées pour faciliter l'utilisation de la clé en rapprochant l'illustration au plus prêt du texte. Ces illustrations au trait sont des représentations parfois simplifiées d'une partie du corps pour mettre en évidence la structure diagnostique. Par exemple, les antennes ne sont généralement pas représentées sur la tête mais simplement illustrées par leurs insertions sur la face. Les caractères les plus importants à examiner sont généralement (i) les nervures des ailes antérieures ; (ii) la morphologie des pattes ; (iii) les tergites et les sternites ; (iv) les pièces buccales. Il est donc important que tous ces éléments soient bien visibles au terme de la préparation des spécimens.

Tableau 7. Caractères pour distinguer les mâles et les femelles d'abeilles.

Caractères	Femelle	Mâle
Nombre de segments antennaire	12	13
Tâche jaune ou blanche sur la face	Généralement absente	Parfois présente
Nombre apparent de segment du metasoma (tergite)	6	7
Structure pour récolter le pollen	Présente (excepté chez les espèces cleptoparasites)	Toujours absente
Aiguillon	Présent	Absent
Genitalia	Absent	Présent

La **détermination** au niveau de l'espèce est relativement compliquée, mais dépend bien sûr de la diversité au sein du genre et de la zone géographique de la collecte. Certains genres comme les genres *Lasioglossum* ou *Bombus*, présentent des espèces relativement difficiles à déterminer. Par contre, il est relativement facile de reconnaître les espèces des genres *Panurgus* ou *Macropis*. Dans le Nord de l'Europe, la détermination au niveau de l'espèce est beaucoup plus aisée que dans le Sud car la diversité spécifique de la plupart des genres d'abeilles est plus basse au Nord qu'au Sud, avec l'exception notable des bourdons. Il existe plusieurs clés de détermination complètes pour des pays comme la Belgique, la Suisse ou le Royaume-Uni mais aucune pour des pays avec une très grande diversité d'espèce comme la Grèce ou le Portugal.

Tableau 8. Références bibliographiques non exhaustives pour l'identification des espèces d'abeilles européennes. Les références suivies d'un asterix considèrent seulement une partie de la faune européenne, soit d'un point de vue taxonomique, soit d'un point de vue géographique. N= nombre d'espèce en Europe (d'après Rasmont *et al.* 2017).

Familles/ Sous-familles	Genres	N	Références bibliographiques
ANDRENIDAE			
Andreninae	<i>Andrena</i>	444	Warncke (1968), Osytshnjuk (1978)*, Schmid-Egger & Scheuchl (1997)*, Osytshnjuk (2005)*, Ariana <i>et al.</i> (2009)*, Dardon <i>et al.</i> (2014)*, Falk (2015)*
Panurginae	<i>Camptopoeum</i>	4	Osytsnjuk (1978)*, Schmid-Egger & Scheuchl (1997), Patiny (1999), Wood & Cross (2017)
	<i>Clavipanurgus</i>	1	-
	<i>Flavipanurgus</i>	6	Warncke (1972), Wood & Cross (2017)
	<i>Melitturga</i>	6	Osytsnjuk (1978)*, Schmid-Egger & Scheuchl (1997)
	<i>Panurgus</i>	13	Osytsnjuk (1978)*, Patiny (1999), Patiny <i>et al.</i> (2005)
	<i>Panurginus</i>	14	Osytsnjuk (1978)*, Schmid-Egger & Scheuchl (1997)
	<i>Simpanurgus</i>	1	-
APIDAE			
Apinae	<i>Amegilla</i>	11	Friese (1897), Alfken (1927), Osytshnjuk & Ponomareva (1978) Herrero & Pérez-Iñigo (1982, 1985), Brooks (1988)
	<i>Ancyla</i>	7	Warncke (1979)
	<i>Anthophora</i>	78	Friese (1897), Osytshnjuk & Ponomareva (1978) Herrero & Pérez-Iñigo (1982, 1985), Brooks (1988), Rasmont (1995), Amiet <i>et al.</i> (2007)*, Falk (2015)*
	<i>Apis</i>	1	-
	<i>Bombus</i>	71	Pittioni (1939), Løken (1973, 1984), Panfilov (1978), Rasmont (1984), Rasmont <i>et al.</i> (1986), Amiet (1996)*, Falk (2015)*
	<i>Cubitalia</i>	2	Tkalcu (1984)
	<i>Eucera</i>	86	Osytsnjuk & Ponomareva (1978), Amiet <i>et al.</i> (2007)*, Falk (2015)*
	<i>Habropoda</i>	3	Schwarz & Gusenleitner (2001)
	<i>Melecta</i>	22	Lieftinck (1980), Amiet <i>et al.</i> (2007)*, Falk (2015)*
	<i>Tarsalia</i>	2	Warncke (1979)
	<i>Tetralonia</i>	1	-
	<i>Tetraloniella</i>	19	Osytsnjuk & Ponomareva (1978)

Généralités abeilles

	<i>Thyreus</i>	12	De Beaumont (1939), Lieftinck (1968), Osytshnjuk& Ponomareva (1978).
Nomadinae	<i>Ammobates</i>	14	Osytsnjuk& Ponomareva (1978), Amiet <i>et al.</i> (2007)*
	<i>Ammobatooides</i>	4	Osytsnjuk& Ponomareva (1978), Amiet <i>et al.</i> (2007)*
	<i>Biastes</i>	3	Osytsnjuk& Ponomareva (1978), Amiet <i>et al.</i> (2007)*
	<i>Chiasmognathus</i>	1	-
	<i>Epeoloides</i>	1	-
	<i>Epeolus</i>	17	Osytsnjuk& Ponomareva (1978), Amiet <i>et al.</i> (2007)*, Falk (2015)*
	Nomada	80	Osytsnjuk& Ponomareva (1978), Amiet <i>et al.</i> (2007)*, Falk (2015)*
	<i>Parammobatodes</i>	2	Schwarz (2003)
	<i>Pasites</i>	1	Osytsnjuk& Ponomareva (1978), Amiet <i>et al.</i> (2007)*
		<i>Schmiedeknechtia</i>	1
	<i>Triepeolus</i>	1	-
Xylocopinae	<i>Ceratina</i>	28	Amiet <i>et al.</i> (2007)*, Terzo <i>et al.</i> (2007)*, Falk (2015)*
	<i>Xylocopa</i>	6	Amiet <i>et al.</i> (2007)*, Terzo <i>et al.</i> (2007)*
COLLETIDAE			
Colletinae	<i>Colletes</i>	62	Amiet <i>et al.</i> (1999)*, Ortiz-Sánchez <i>et al.</i> (2004)*, Proshchalykin & Kuhlmann (2012)*, Falk (2015)*
Hylacinae	<i>Hyaleus</i>	86	Dathe (1980), Amiet <i>et al.</i> (1999)*, Falk (2015)*
HALICTIDAE			
Rophitinae	<i>Dufourea</i>	20	Ebmer (1993)*, Amiet <i>et al.</i> (1999)*, Pesenko <i>et al.</i> (2000)*, Falk (2015)*
	<i>Rhophitooides</i>	2	Schwammberger (1975), Amiet <i>et al.</i> (1999)*, Pesenko <i>et al.</i> (2000)*
	<i>Rophites</i>	8	Amiet <i>et al.</i> (1999)*, Pesenko <i>et al.</i> (2000)*
	Systropha	2	Amiet <i>et al.</i> (1999)*, Pesenko <i>et al.</i> (2000)*, Patiny & Michez (2006)
Nomiinae	<i>Nomiapis</i>	8	Warncke (1976), Amiet <i>et al.</i> (1999)*, Pesenko <i>et al.</i> (2000)*, Bakker (2002)*
Nomioioidinae	<i>Ceylalicthus</i>	1	-
	<i>Nomioides</i>	5	Amiet <i>et al.</i> (1999)*,Pesenko <i>et al.</i> (2000)*
Halictinae	<i>Halictus</i> ¹	75	Blüthgen (1924)*, Ebmer (1969), Pesenko <i>et al.</i> (2000)*, Amiet <i>et al.</i> (2001)*, Falk (2015)*
	<i>Lasioglossum</i>	175	Blüthgen (1924)*, Ebmer (1970, 1971)*, Pesenko <i>et al.</i> (2000)*, Amiet <i>et al.</i> (2001)*, Falk (2015)*
	<i>Sphcodes</i>	47	Amiet <i>et al.</i> (1999)*,Pesenko <i>et al.</i> (2000)*, Bogusch & Straka (2012), Falk (2015)*
	<i>Thrincohalictus</i>	1	-

MEGACHILIDAE

Lithurginae	<i>Lithurgus</i>	3	Amiet <i>et al.</i> (2004)*
Megachilinae	<i>Afranthidium</i>	3	-
	<i>Aglaeoapis</i>	1	-
	<i>Anthidiellum</i>	2	-
	<i>Anthidium</i>	17	Amiet <i>et al.</i> (2004)*, Falk (2015)*
	<i>Chelostoma</i>	25	Amiet <i>et al.</i> (2004)*, Torres <i>et al.</i> (2012)*, Müller (2015)* Falk (2015)*, Falk (2015)*
	<i>Coelioxys</i>	28	Amiet <i>et al.</i> (2004)*, Ortiz-Sanchez <i>et al.</i> (2009), Falk (2015)*
	<i>Dioxys</i>	6	Amiet <i>et al.</i> (2004)*
	<i>Ensliniana</i>	1	-
	<i>Eoanthidium</i>	4	-
	<i>Haetosmia</i>	2	-
	<i>Heriades</i>	6	Amiet <i>et al.</i> (2004)*, Falk (2015)*
	<i>Hofferia</i>	1	Müller & Trunz (2014)*
	<i>Hoplitis</i>	101	Müller (2012, 2014a, 2014b, 2015, 2016)*, Falk (2015)*, Müller & Mauss (2016)*
	<i>Icterantheidium</i>	5	-
	<i>Megachile</i>	86	Amiet <i>et al.</i> (2004)*, Ortiz-Sanchez <i>et al.</i> (2012), Falk (2015)*, Praz (2017)
	<i>Metadioxys</i>	1	-
	<i>Osmia</i>	101	Amiet <i>et al.</i> (2004)*, Falk (2015)*
	<i>Paradioxys</i>	1	-
	<i>Protosmia</i>	13	Müller (2017)*
	<i>Pseudanthidium</i>	9	-
	<i>Rhodanthidium</i>	7	-
	<i>Stelis</i>	24	Amiet <i>et al.</i> (2004)*, Ornosá <i>et al.</i> (2009), Kaspárek (20015), Falk (2015)*
	<i>Stenoberiades</i>	3	Müller & Trunz (2014)*
	<i>Trachusa</i>	6	Kaspárek (2017)

MELITTIDAE

Dasypodainae	<i>Dasyпода</i>	17	Amiet <i>et al.</i> (2007)*, Michez <i>et al.</i> (2004), Falk (2015)*, Radchenko (2016)*
Melittinae	<i>Macropis</i>	3	Amiet <i>et al.</i> (2007)*, Michez & Patiny (2005), Falk (2015)*
	<i>Melitta</i>	18	Amiet <i>et al.</i> (2007)*, Michez & Eardley (2007), Falk (2015)*

¹ Le genre *Halictus* comprend ici les *Seladonia* et les *Vestitohalictus* qui sont considérés comme des genres à part entière dans Rasmont *et al.* (2017).

Clé de détermination pour les femelles

Antenne avec douze articles; metasoma avec six segments visibles; aiguillon présent ; présence de scopa ou de corbeille pour la collecte du pollen chez les genres non-parasites.

1. Aile antérieure avec trois cellules submarginales (fig. 60A) 2
 Aile antérieure avec deux cellules submarginales (fig. 60B) 32



Fig. 60. - Aile antérieure (*Andrena* et *Osmia*)

- 2(1). Patte postérieure avec le tibia de forme triangulaire ; sa surface externe aplatie, lisse et brillante est bordée par deux franges de longues soies recourbées vers l'intérieur pour former une corbeille servant à transporter le pollen (fig. 61A) ; espèces eusociales, avec une caste ouvrière stérile nombreuse (Apidae, *Apinae partim*) 3
 Patte postérieure avec le tibia de forme ou de pilosité différente (figs 61B-C) ; espèces solitaires, présociales ou parasites, sans caste ouvrière stérile nombreuse 4

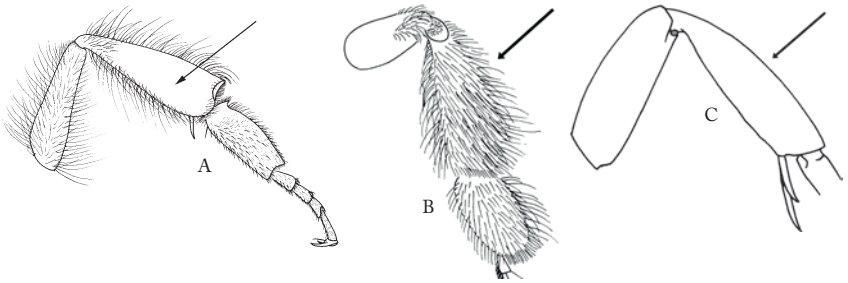


Fig. 61. - Patte postérieure avec corbeille (*Bombus*), avec scopa (*Macropis*) et sans brosse de récolte (*Nomada*)

- 3(2). Œil velu ; cuticule bien visible et souvent brunâtre, non cachée par une pilosité dense ; aile antérieure avec la cellule marginale en forme de banane, plus de trois fois plus longue que la distance qui la sépare de l'apex de l'aile (fig. 62A) ; tibia postérieur sans éperon *Apis*
 Œil non velu; cuticule cachée par une épaisse pilosité multicolore (noire, brune, jaune, orange, blanche et/ou rouge) ; aile antérieure avec la cellule marginale plus courte que la distance qui la sépare de l'apex de l'aile (fig. 62B) ; tibia postérieur avec deux éperons *Bombus*



Fig. 62. - Aile antérieure (*Apis* et *Bombus*)

- 4(2). Nervure basale généralement courte, plus courte que les deux tiers de la marge antérieure de la deuxième cellule cubitale, nervulus préfurcal ou interfurcal mais jamais postfurcal (fig. 63A) ; langue relativement courte avec les segments des palpes labiaux de longueur subégale, rarement les deux premiers nettement plus grands (fig. 63C)..... 5
- Nervure basale généralement longue, plus longue que les deux tiers de la marge antérieure de la deuxième cellule cubitale (ce rapport est parfois un peu plus petit pour les espèces dont la longueur du corps est inférieure à 1 cm), nervulus parfois interfurcal, souvent postfurcal (fig. 63B) ; langue relativement longue par rapport à la tête, avec les deux derniers segments des palpes labiaux très réduits (fig. 63D)..... 16

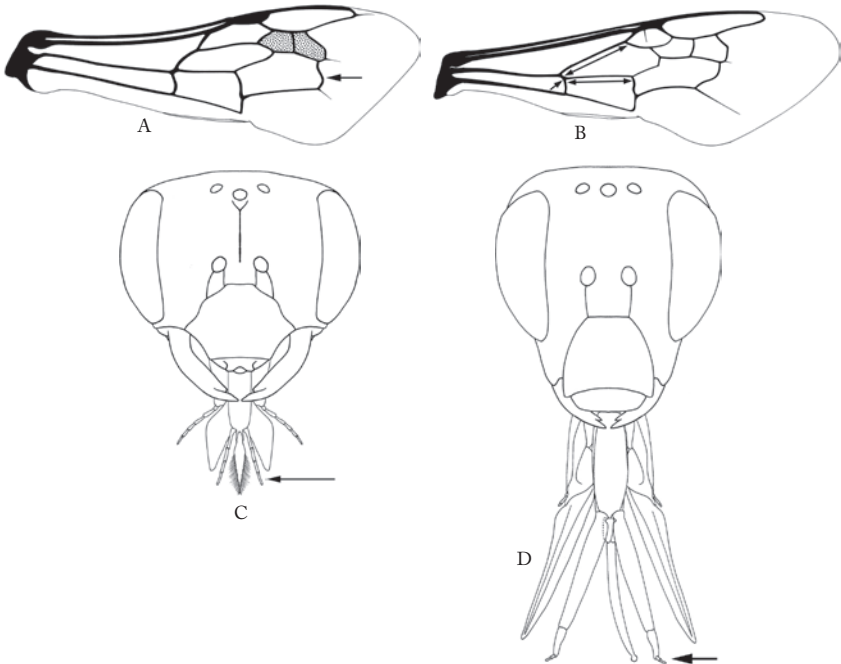


Fig. 63. - Aile antérieure (*Lasioglossum* et *Bombus*)
et tête vue de face avec les pièces buccales (*Andrena* et *Bombus*)

- 5(4). Aile antérieure avec la deuxième cellule submarginale de même taille que la troisième; deuxième nervure récurrente en forme de S (fig. 64A); marges internes des yeux généralement convergentes vers le clypéus (fig. 64C); tergites sombres, le plus souvent avec des bandes apicales de soies claires; langue bifide à l'apex (fig. 64C)..... (Colletidae) *Colletes*
 Aile antérieure avec la deuxième cellule submarginale nettement plus petite que la troisième; deuxième nervure récurrente jamais en forme de S (fig. 64B); marges internes des yeux généralement convergentes vers le vertex ou parallèles (fig. 64D); langue pointue à l'apex, jamais bifide (fig. 64D)..... 6

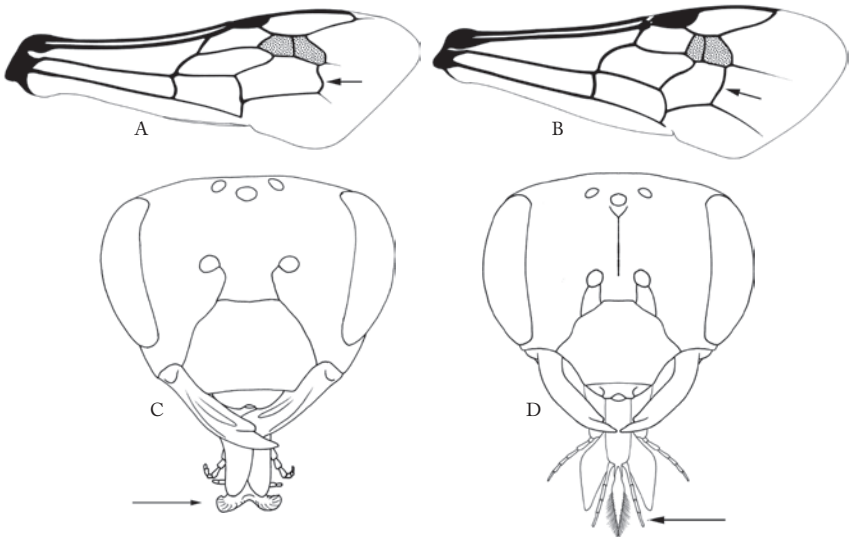


Fig. 64. - Aile antérieure (*Colletes* et *Sphexodes*)
 et tête vue de face (*Colletes* et *Andrena*)

- 6(5). Tergite 5 marqué par une échancrure médiane où la pilosité est absente ou courte et aplatie (fig. 65A)..... (Halictidae, Halictinae) 7
 Tergite 5 avec une pilosité disposée en une bande apicale continue, sans échancrure médiane (fig. 65B)..... 9

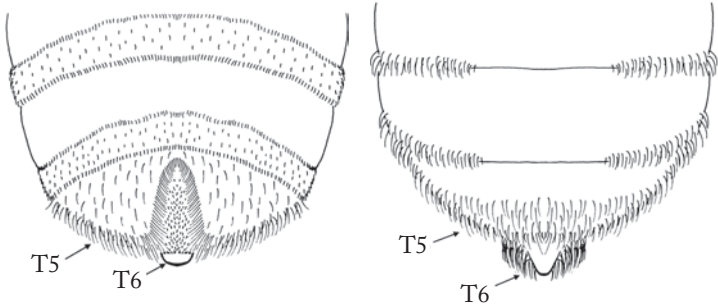


Fig. 65. - Extrémité du metasoma en vue dorsale (*Halictus* et *Andrena*)

- 7(6). Bandes ou taches veloutées claires sur la base des tergites (fig. 66A) ; troisième nervure cubitale transverse et deuxième nervure récurrente souvent nettement moins marquées, plus fines que les autres nervures (fig. 66C) ***Lasioglossum***
 Bandes ou taches veloutées claires sur la marge apicale des tergites (fig. 66B) ; troisième nervure cubitale transverse et deuxième nervure récurrente de même épaisseur que les autres nervures (fig. 66D) **8**

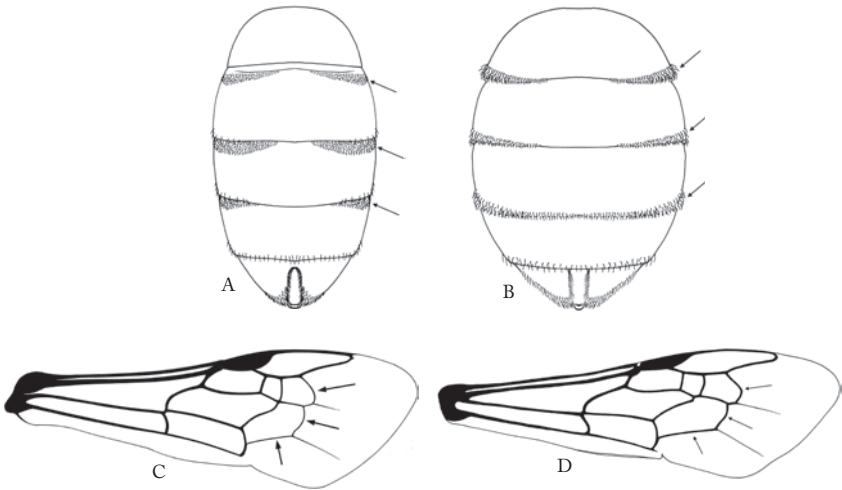


Fig. 66. - Metasoma en vue dorsale (*Lasioglossum* et *Halictus*)
 et aile antérieure (*Lasioglossum* et *Halictus*)

- 8(7). Clypéus allongé (Fig. 67A) ; espace malaire aussi long que le diamètre du flagellum ; genre recensé uniquement dans les îles grecques ***Thrincohalictus***
 Clypéus normal (Fig. 67B) ; espace malaire plus court que le diamètre du flagellum ; genre commun partout en Europe ***Halictus***

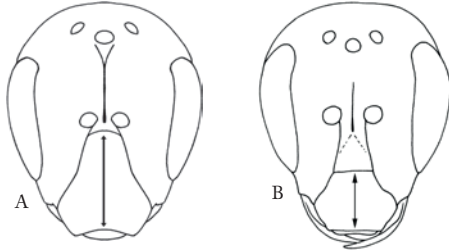


Fig. 67. - Tête vue de face (*Thrincohalictus* et *Halictus*)

9(6). Face avec une fovéa bien visible le long de la marge interne supérieure de l'œil, sorte de dépression couverte d'une pilosité dense et courte, comme un velours (fig. 68A) ; fosse antennaire toujours reliée au clypéus par deux sutures subantennaires (fig. 68A) ; brosse de récolte sur toute la patte, y compris des longues soies (focculus) sur la coxa et le trochanter (fig. 68C)..... (Andrenidae, Andreninae) *Andrena* (*partim*)

Face sans fovéa (fig. 68B) ; fosse antennaire le plus souvent reliée au clypéus par une seule suture subantennaire (fig. 68B), rarement deux (*Melitturga*) ; brosse de récolte généralement limitée au fémur et au basitarse, sans soies plus longues sur la coxa, le trochanter et le tibia (Fig. 68C)..... 10

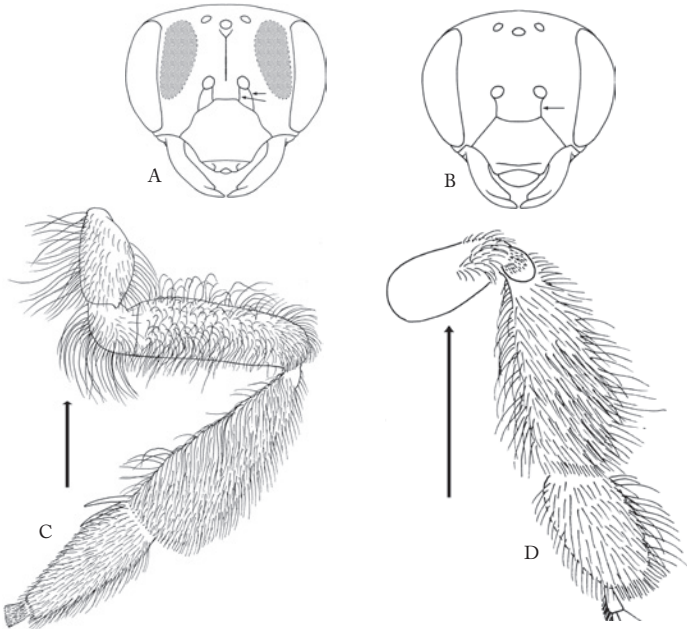


Fig. 68. - Tête vue de face (*Andrena* et *Melitta*) et patte postérieure vue de face (*Andrena* et *Macropis*)

- 10(9).** Metasoma avec unecuticule en grande partie rouge (rarement noire) ; espèces cleptoparasites : patte postérieure presque glabre, sans longues soies ni brosse de récolte du pollen (fig. 69A), cuticule très épaisse (Halictidae, Halictinae) *Spbecodes*
 Metasoma noir, parfois noir et jaune ; espèces non cleptoparasites : patte postérieure avec une brosse de récolte du pollen, sous la forme de longues soies sur le fémur et/ou le tibia (fig. 69B), cuticule non épaisse **11**

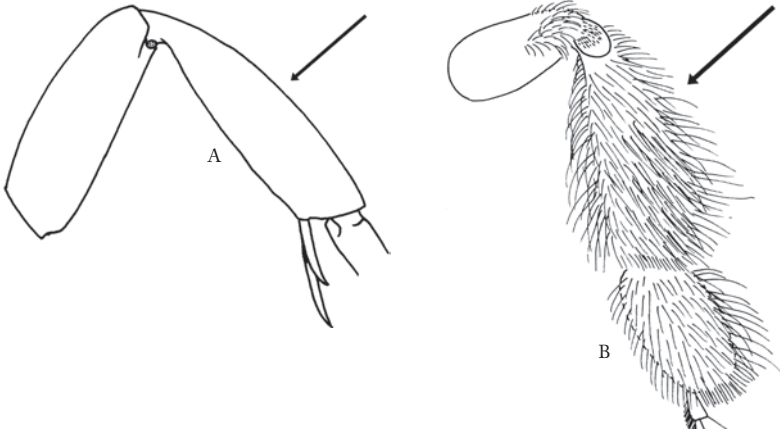


Fig. 69. - Patte postérieure vue de face (*Nomada* et *Macropis*)

- 11(10).** Tegula très grande, presque aussi longue que le scutum (fig. 70A) ; lobe pronotal surmonté par une haute lamelle translucide (fig. 70A) ; scutellum aux angles postérieurs souvent prolongés en dents (fig. 70A). (Halictidae, Nomiinae) *Nomiapis*
 Tegula de taille normale, moitié moins longue que le scutum (fig. 70B) ; lobe pronotal sans lamelle translucide (fig. 70B) ; scutellum régulièrement arrondi postérieurement (fig. 70B) **12**

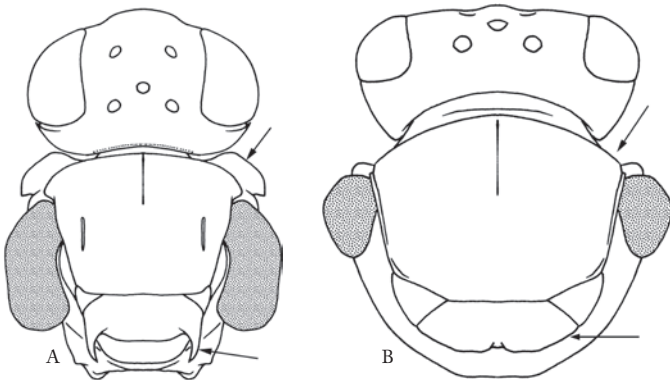


Fig. 70. - Tête et mesosoma en vue dorsale (*Nomiapis* et *Anthidium*)

- 12(11).** Très petites espèces : aile antérieure longue de moins de 3 mm; clypéus trilobé : tentorium très bas, créant une profonde échancrure sur la marge latérale du clypéus (fig. 71A) ; cuticule très largement tachée de jaune, les parties sombres avec des reflets métalliques (figs 72A-B-) (Halictidae, Nomioidinae) **13**
 Espèces de taille plus grande: aile antérieure longue d'au moins 5 mm; cuticule sombre, sans tache jaune ni reflet métallique; marge latérale du clypéus sans forte échancrure (fig. 71B)..... **14**

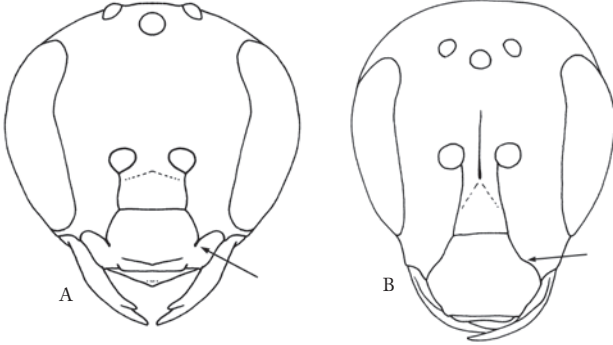


Fig. 71. - Tête vue de face (*Nomiooides* et *Halictus*)

- 13(12).** Tergites 1-2 jaunes, avec une bande sombre centrale (fig. 72A), la marge apicale du tergite 2 jaune translucide laissant apercevoir par transparence la couleur jaune du tergite 3 *Nomiooides*
 Tergite 1 brun à noir, avec une bande jaune médiane (parfois limitée à deux points) ; tergite 2 avec des marges basale et apicale sombres (fig. 72B), ne laissant pas apercevoir par transparence la couleur jaune du tergite 3 *Ceylalictus*

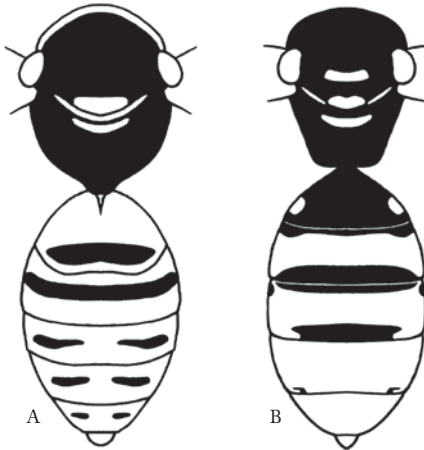


Fig. 72. - Meso- et metasoma en vue dorsale (*Nomiooides* et *Ceylalictus*)

- 14(12). Aile antérieure avec la cellule marginale tronquée à l'apex, l'apex très distant de la marge de l'aile, et avec la troisième cellule submarginale plus grande que chacune des deux autres (fig. 73A) ; deux sutures subantennaires sous chaque antenne (fig. 73C).....

(Andrenidae, Panurginae) *Melitturga*

Aile antérieure avec la cellule marginale pointue à l'apex, l'apex accolé à la marge de l'aile, et avec la troisième cellule submarginale plus petite que la première (fig. 73B) ; une seule suture subantennaire sous chaque antenne (fig. 73D)..... 15

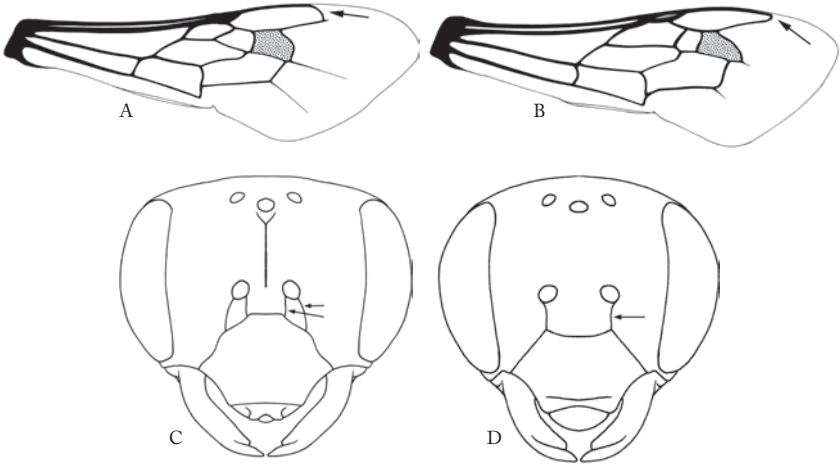


Fig. 73. - Aile antérieure (*Melitturga* et *Melitta*) et tête vue de face (*Andrena* et *Melitta*)

- 15(14). Fosse antennaire située bien en dessous du milieu de la face, ni traversée ni même tangente à une ligne imaginaire passant par la mi-longueur des yeux, très souvent séparée du clypéus par une distance inférieure au diamètre de la fosse (fig. 74A) ; clypéus pas ou à peine plus long que le labre ; tergites couverts d'une pubescence longue et dense servant de brosse de récolte du pollen ; langue aussi longue que la tête ; femelles spécialisées dans le collecte du pollen de Convolvulaceae (Halictidae, Rophitinae) *Systropha*
 Fosse antennaire située au milieu de la face, traversée par ou tangente à une ligne imaginaire passant par la mi-longueur des yeux, toujours séparée du clypéus par une distance plus grande que le diamètre de la fosse (fig. 74B) ; clypéus beaucoup plus long que le labre ; tergites sans pubescence longue servant de brosse de récolte du pollen ; langue plus courte que la tête ; femelles spécialisées dans la collecte du pollen d'autres familles de plantes (Melittidae, Melittinae) *Melitta*

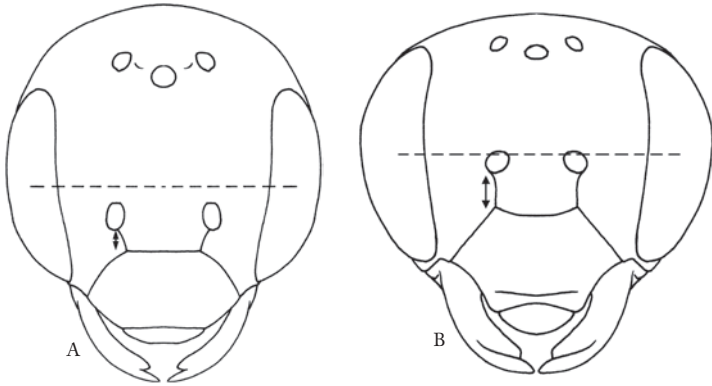


Fig. 74. - Tête vue de face (*Rophites* et *Melitta*)

- 16(4). Grosses espèces à pilosité dense et longue, formant une fourrure noire sur le corps, parfois à bande jaune sur le mesonotum, et rouge ou blanche sur les derniers segments du metasoma ; première cellule submarginale traversée par une longue nervure fine partant de la base du stigma (fig. 75A) ; cellule marginale dépassant largement la troisième cellule submarginale ; pas de structure collectrice de pollen sur la patte postérieure (espèces parasites)..... **Bombus** (*Psithyrus s.l.*)
Espèces de taille variable, à pilosité plus courte ou de couleur différente; première cellule submarginale sans nervure fine ou alors plus courte que la moitié de la longueur de la cellule (fig. 75B) ; cellule marginale dépassant légèrement la troisième cellule submarginale ; structure collectrice de pollen présente ou absente..... 17



Fig. 75. - Aile antérieure (*Bombus* et *Anthophora*)

- 17(16). Patte postérieure avec de longues soies plumeuses formant une brosse de récolte du pollen sur le tibia et le premier article du tarse (espèces non cleptoparasites) (fig. 76A) ; cuticule sans tache rouge, taches jaunes uniquement présentes sur la face, plus rarement sur les lobes pronotaux et sur les pattes..... 18
Patte postérieure avec des soies très courtes, formant parfois un duvet, mais ne pouvant pas servir de brosse de récolte (espèces cleptoparasites) (fig. 76B) ; cuticule généralement largement tachée de rouge ou de jaune sur toutes les parties du corps..... 27

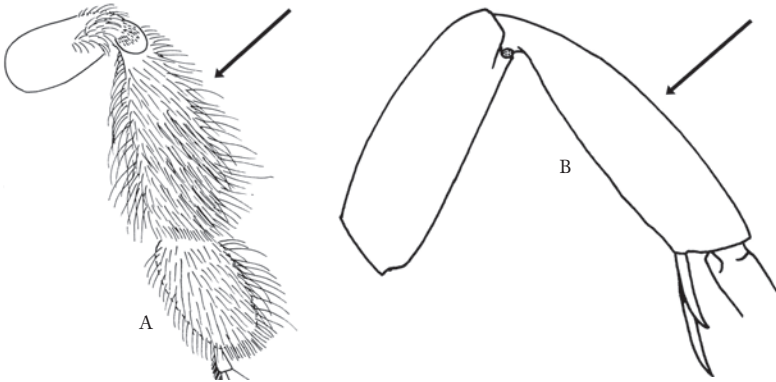


Fig. 76. - Brosse de récolte vue de face (*Macropis* et *Nomada*)

- 18(17). Troisième cellule submarginale aussi grande que les deux premières réunies, la deuxième fortement rétrécie sous la première (fig. 77A) ; cellule marginale étroite et pointue aux extrémités ; très grandes espèces (longueur du corps supérieure à 15mm), le plus souvent noires avec des reflets métalliques violets sur les ailes ...
 (Apidae, Xylocopinae) *Xylocopa*
 Troisième cellule submarginale plus petite que les deux premières réunies, la deuxième jamais aussi rétrécie sous la première (fig. 77B) ; cellule marginale large et arrondie aux extrémités ; espèces plus petites, rarement noires, sans reflet métallique violet sur les ailes..... 19

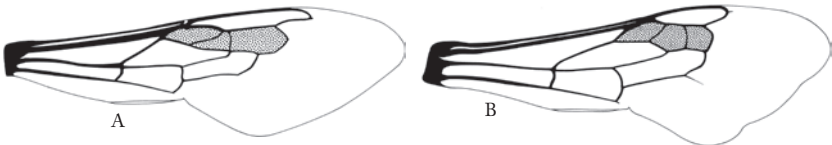


Fig.77. - Aile antérieure (*Xylocopa* et *Anthophora*)

- 19(18). Plateau pygidial absent, remplacé ou non par une carène ; plateau basitibial en forme de dent située environ au tiers de la longueur du tibia postérieur (fig. 78A) ; pilosité rare, metasoma sans bande de soies apicale ni pilosité dense, sa largeur maximale est atteinte au niveau du quatrième tergite ; cuticule souvent avec des reflets métalliques bleutés ou vert doré, sinon noire et avec de larges zones non ponctuées sur la face..... (Apidae, Xylocopinae) *Ceratina*
 Plateau pygidial présent ; plateau basitibial plat et situé à la base du tibia postérieur (fig. 78B) ; pilosité abondante, metasoma avec une pilosité dense ou avec des bandes de soies apicales ; la largeur maximale du metasoma est atteinte au niveau du deuxième tergite ; cuticule sans reflet métallique, face entièrement ponctuée, sans zone lisse..... (Apidae, Apinae) 20

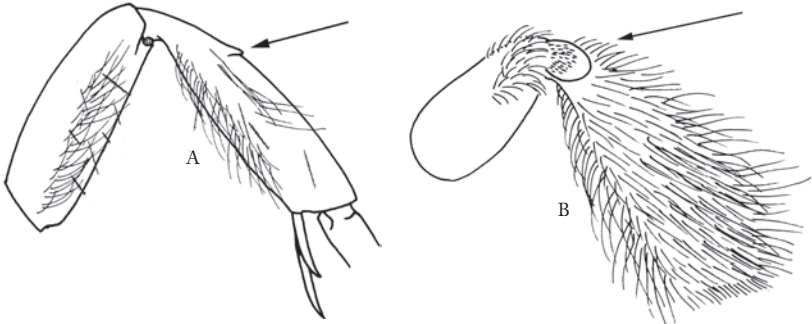


Fig. 78. - Patte postérieure vue de face (*Ceratina* et *Macropis*)

- 20(19). Nervure basale plus longue que la marge antérieure de la deuxième cellule cubitale (fig. 79Aa) ; cellule marginale courte, dépassant à peine les autres cellules (fig. 79Ab) (Apidae, Apinae, Anthophorini) **21**
 Nervure basale un peu plus courte que la marge antérieure de la deuxième cellule cubitale (fig. 79Ba) ; cellule marginale longue, dépassant fortement les autres cellules (fig. 79Bb) **23**

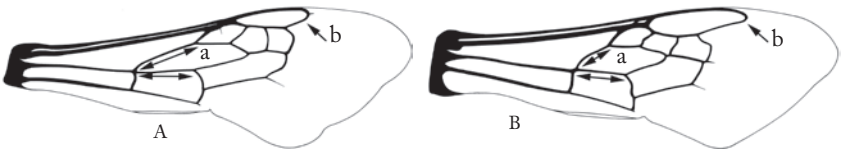


Fig. 79. - Aile antérieure (*Anthophora* et *Eucera*)

- 21(20). Première nervure récurrente dans le prolongement de la deuxième nervure cubitale transverse (fig. 80Aa) ; troisième nervure cubitale transverse atteignant le milieu de la cellule marginale (fig. 80Ab) ; nervulus postfurcal (fig. 80Ac)... **Habropoda**
 Première nervure récurrente aboutissant vers le milieu de la deuxième cellule submarginale (fig. 80Ba) ; troisième nervure cubitale transverse aboutissant bien après le milieu de la cellule marginale (fig. 80Bb) ; nervulus pré ou interfurcal (fig. 80Bc) **22**



Fig. 80. - Aile antérieure (*Habropoda* et *Anthophora*)

- 22(21). Arolium présent entre les griffes des tarsi (fig. 81A) *Anthophora*
 Arolium absent entre les griffes des tarsi (fig. 81B) *Amegilla*

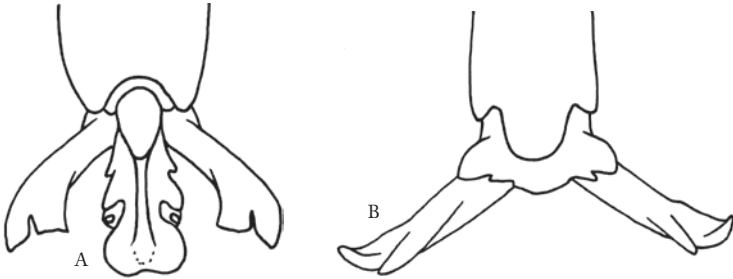


Fig. 81. - Apex du tarse médian avec ou sans arolium.

- 23(20). Deuxième cellule submarginale de forme trapézoïdale (fig. 82A) ; lobe jugal de l'aile postérieure plus court que la moitié du lobe vanal ; première nervure récurrente aboutissant bien avant la deuxième nervure cubitale transverse (fig. 82A) ; paraglosse plus courte que le premier article du palpe labial ; genres recensés uniquement dans le sud de l'Europe 24
 Deuxième cellule submarginale de forme rectangulaire (fig. 82B) ; longueur du lobe jugal de l'aile postérieure égal à la moitié du lobe vanal ; première nervure récurrente souvent interfurcale avec la deuxième nervure cubitale transverse (fig. 82B), mais quelques espèces présentent une nervure aboutissant vers le milieu de la deuxième cellule submarginale ; paraglosse aussi longue que les deux premiers articles du palpe labial ; genres très communs en Europe 25

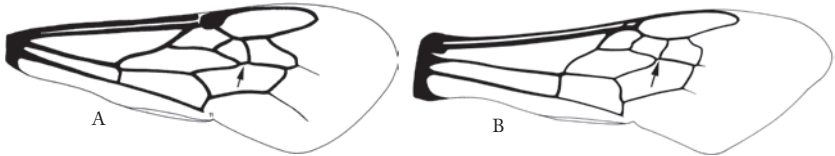


Fig. 82. - Aile antérieure (*Ancyla* et *Eucera*)

- 24(23). Glosse et palpe labial courts, plus courts que le clypéus ; second segment du palpe labial aussi long que large ; métanotum élargi et avec une pilosité plus longue que celle du scutellum ; tergites 3-4 souvent recouverts partiellement par une pilosité blanche aplatie ; clypéus toujours noir ; genre recensé dans le sud-est de l'Europe *Ancyla*
 Glosse et palpe labial beaucoup plus longs que le clypéus ; second segment du palpe labial beaucoup plus long que large ; métanotum plat et avec une pilosité identique à celle du scutellum ; tergites 3-4 complètement recouverts par une pilosité blanche aplatie ; clypéus souvent jaune ou blanc ; genre recensé dans le sud de l'Europe *Tarsalia*
 25(23). Palpe maxillaire à trois ou quatre articles, rarement avec un cinquième article vestigial ; tibia à cuticule lisse, brillante, et brosse de récolte éparse, constituée de soies toutes fortement plumeuses, espacées à leur base par une distance au moins

aussi grande que le diamètre du tubercule qui les porte, ce qui rend la cuticule bien visible à travers les soies *Tetralonia*

Palpe maxillaire à cinq ou six articles; tibia à cuticule réticulée et brosse de récolte très dense, constituée d'une majorité de soies simples, espacées à leur base par une distance inférieure au diamètre du tubercule qui les porte, ce qui rend la cuticule peu visible à travers les soies **26**

26(25). Clypéus fortement bombé, ressortant de la face, en vue de profil, d'une distance au moins aussi grande que la largeur de l'œil (fig. 83A) ; galéa plus longue que l'œil..... *Eucera*

Clypéus, vu de profil, peu bombé, dépassant de la face d'une distance inférieure à la largeur de l'œil (fig. 83B) ; galéa plus courte que l'œil..... *Tetraloniella*

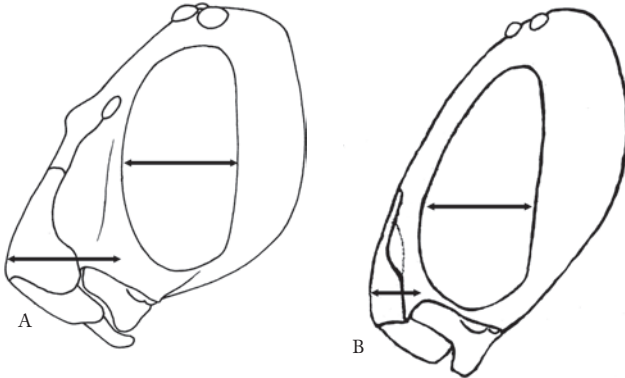


Fig. 83. - Tête vue de profil avec ou sans sur clypéus bombé

27(17). Cuticule avec de grandes taches jaunes ou rouges sur l'ensemble du corps ; pilosité rare, sans tache de feutrage clair ; cellule marginale avec l'apex presque accolé à la marge antérieure de l'aile (fig. 84A)...(Apidae, Nomadinae) *Nomada*

Cuticule sans tache jaune, parfois rougeâtre sur la face, le mesonotum, les premiers tergites et les pattes ; pilosité formant des taches ou des bandes de feutrage clair ; cellule marginale avec l'apex non accolé à la marge antérieure de l'aile (fig. 84B)..... **28**

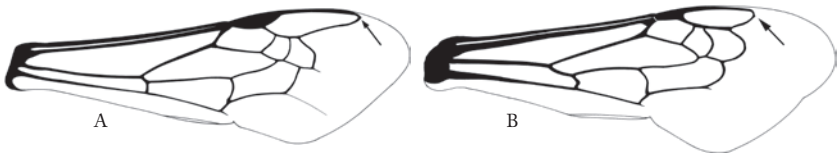


Fig. 84. - Aile antérieure (*Nomada* et *Thyreus*)

28(27). Axille non modifié (fig. 85A) ; joue non carénée (fig. 85A)..... **29**

Axille modifié, en forme de dent (fig. 85B) ; joue carénée ou nettement anguleuse (fig. 85B)..... (Apidae, Nomadinae) **31**

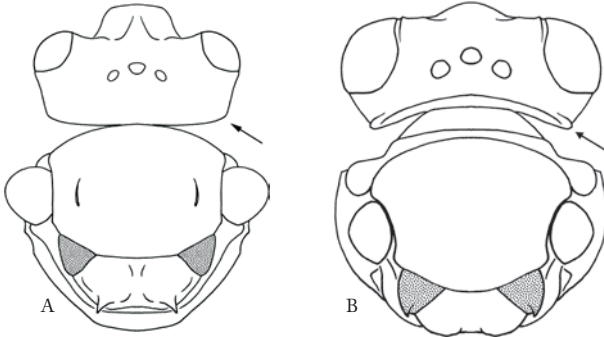


Fig.85. - Tête et mesosoma en vue dorsale (*Melecta* et *Epeolus*)

- 29(28). Nervulus interfurcal (fig. 86A) ; scutellum avec deux bosses, sans dent et non aplati en lamelle; premiers tergites rougeâtres*Epeoloides*
 Nervulus fortement postfurcal (fig. 86B) ; scutellum aplati en lamelle (fig. 87A) ou avec deux dents (fig. 87B) ; premiers tergites toujours noirs 30

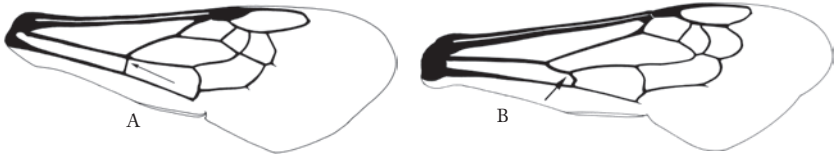


Fig. 86. - Aile antérieure (*Epeoloides* et *Thyreus*)

- 30(29). Scutellum étendu postérieurement en lamelle échancrée surplombant le métanotum et le propodéum (fig.87A) ; arolium absent ; pilosité du metasoma toujours très courte, blanche et veloutée *Thyreus*
 Scutellum avec deux fortes dents, mais non transformé en lamelle (fig. 87B) ; arolium présent ; pilosité souvent brune ou beige, longue et non veloutée, s'étendant au moins de la tête jusqu'au premier tergite.....*Melecta*

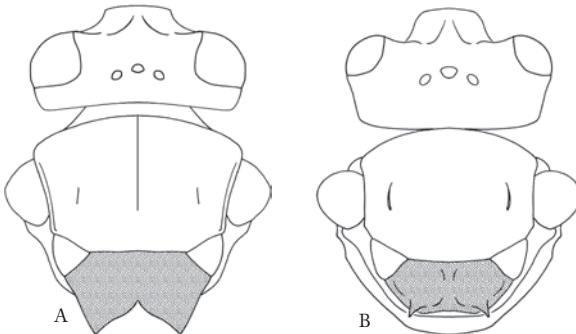


Fig. 87. - Tête et mesosoma en vue dorsale (*Thyreus* et *Melecta*)

- 31(28). Mandibule sans dent pré-apicale ; sternite 6 terminé par deux très longs stylets, plus de quatre fois plus longs que la distance qui les sépare à la base, pratiquement parallèles et bordés à l'apex par de longues épines recourbées (fig. 88A), les épines visibles à l'apex du metasoma.....*Tripeolus*
 Mandibule généralement avec une dent pré-apicale ; sternite 6 terminé par deux lobes spatulés, convergents, un peu plus courts que la distance qui les sépare à la base, et bordés à l'apex par de courtes et fortes épines qui donnent à la spatule apicale un aspect denticulé (fig. 88B), les dents non visibles à l'apex du metasoma*Epeolus*

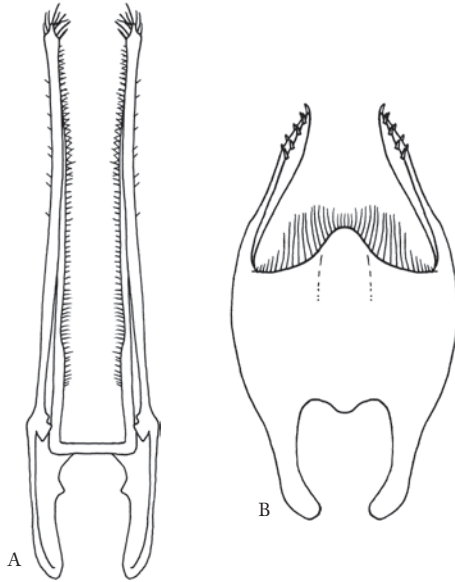


Fig. 88. - Sternite 6 en vue dorsale (*Tripeolus* et *Epeolus*)

- 32(1). Metasoma avec de longues soies couvrant la face ventrale et constituant une brosse de récolte du pollen (fig. 89A) ; mandibule large portant au moins trois dents ou une large marge masticatoire (fig. 89B).....(Megachilidae, sauf espèces cleptoparasites)..... 33
 Metasoma sans brosse de récolte ventrale ; mandibule le plus souvent uni- ou bidentée, rarement tridentée..... 55



Fig. 89. - Brosse de récolte ventrale (Megachile) et mandibules (divers Megachilidae)

- 33(32). Aire supraclypéale fortement élevée, en forme de plateau (fig. 90A) ; mandibule tridentée, la dent centrale plus robuste et plus longue que les deux autres (fig. 90A) ; tibia postérieur avec de nombreux denticules et une pilosité rare sur la face dorsale (fig. 90B) ; tergite 6 avec un plateau pygidial en forme de dent qui dépasse de la pilosité (fig. 90C) (Megachilidae, Lithurgini) **Lithurgus**
 Aire supraclypéale pas ou peu élevée ; mandibule différente, la dent ventrale toujours plus longue que les autres ; face dorsale du tibia postérieur sans dent, couverte ou nonde pilosité ; tergite 6 arrondi à l'apex, sans plateau pygidial .. 34

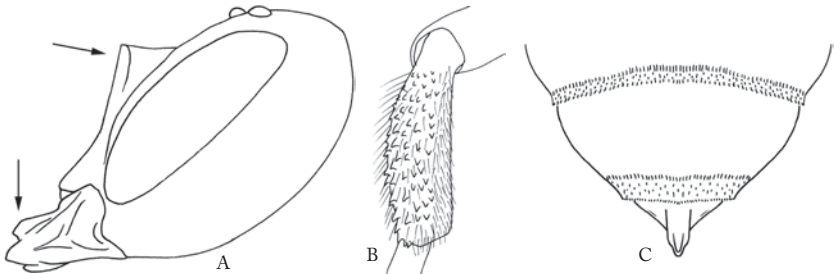


Fig. 90. - Tête en vue latérale, tibia postérieur et apex du metasoma (Lithurgus)

- 34(33). Cuticule du metasomarougeâtre, ou présentant de larges bandes jaunes, ou des taches jaunes, ou rarement noire (sous-genre *Trachusa*), jamais avec des reflets métalliques ; deuxième nervure récurrente nettement postfurcale (fig. 91A) ou interfurcale (fig. 91B), rarement légèrement préfurcale (sous-genre *Archianthidium*) 35
 Metasoma avec la cuticule noire ou brune, jamais jaune ou rouge, parfois avec des reflets métalliques ; deuxième nervure récurrente toujours préfurcale (parfois légèrement) (figs 91C-D) 44

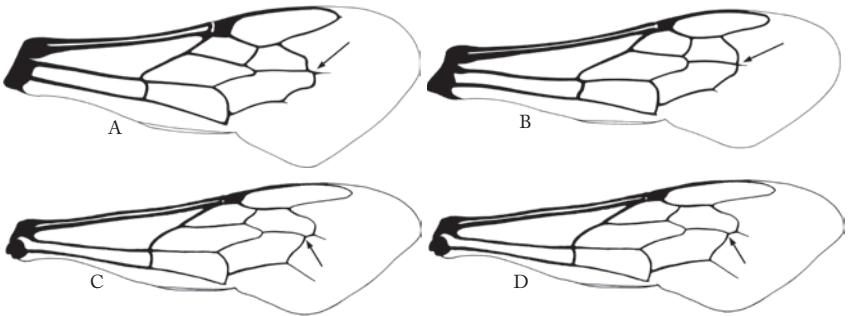


Fig. 91. - Aile antérieure (*Anthidiellum*, *Trachusa*, *Osmia* et *Megachile*)

- 35(34). Metasoma noir, sans tache claire; deuxième nervure récurrente interfurcale (fig. 91B)..... *Trachusa* (partim)
 Tergites couverts de bandes ou de taches jaunes ou rougeâtres ; deuxième nervure récurrente postfurcale (fig. 91A), interfurcale (fig. 91B) ou légèrement préfurcale..... 36
 36(35). Deuxième nervure récurrente légèrement préfurcale *Trachusa* (partim)
 Deuxième nervure récurrente postfurcale (fig. 91A) ou interfurcale (fig. 91B)..... 37
 37(36). Arolium absent ou réduit à une petite soie effilée à l'apex (fig. 92A)..... 38
 Arolium présent et arrondi à l'apex, parfois très petit mais toujours visible (fig. 92B)..... 41

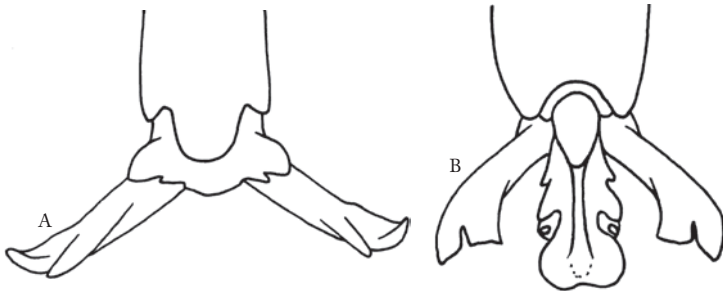


Fig. 92. - Apex du tarse médian sans ou avec arolium

- 38(37). Axille modifié en forme de dent (fig. 93A) ; lobe pronotal surmonté d'une très large et haute lamelle translucide ; joue toujours carénée le long de la marge occipitale; clypéus 1,5 fois plus large à l'apex qu'à la base (fig. 93C) ; jamais de soie effilée entre les griffes..... ***Icteranthidium***
 Jamais tous ces caractères réunis ; axille non modifié en forme de dent (fig. 93B), parfois séparé du scutellum par une très faible échancrure ; lobe pronotal souvent caréné mais la carène ne s'élève que très rarement en forme de lamelle translucide (genre *Pseudoanthidium*, sous-genre *Royanthidium*) ; joue carénée uniquement chez les plus grandes espèces du genre *Anthidium* (*A. florentinum*, *A. septemspinosum*) ; clypéus environ 2 fois plus large à l'apex qu'à la base (fig. 93D) sauf chez les espèces du sous-genre *Royanthidium* chez qui il est 1,5 fois plus large ; arolium parfois présent sous forme d'une soie effilée entre les griffes..... **39**

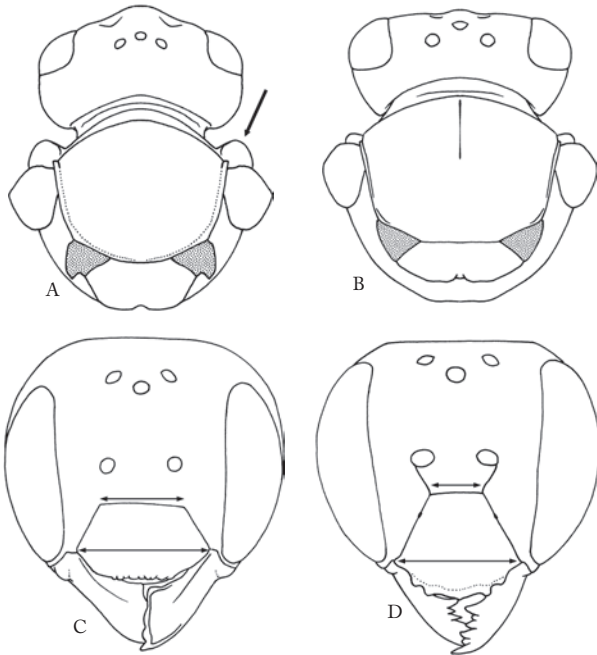


Fig. 93. - Tête et mesonotum en vue dorsale (*Ichteranthidium*, *Anthidium*)
 et tête vue de face (*Ichteranthidium* et *Anthidium*)

- 39(38). Aile antérieure le plus souvent longue de plus de 8 mm, sinon : clypéus avec les marges basale et latérales presque rectilignes qui se rejoignent en formant un angle net (fig. 94A) ; sutures subantennaires droites, parallèles ou convergent vers le clypéus (fig. 94A) ; scutellum avec la marge postérieure qui surplombe à peine le métanotum (fig. 94C) ; propodéum rarement en partie lisse et brillant, le plus souvent mat ou entièrement ponctué..... ***Anthidium***

Aile antérieure jamais plus longue que 8 mm ; clypéus avec la marge basale arquée vers le front et qui prolonge les marges latérales sans former d'angles marqués (fig. 94B) ; suture subantennaire arquée vers l'œil (fig. 94B) ; scutellum avec la marge postérieure étendue postérieurement et surplombant le métanotum et le propodéum (fig. 94D) ; propodéum toujours en grande partie lisse et brillant **40**

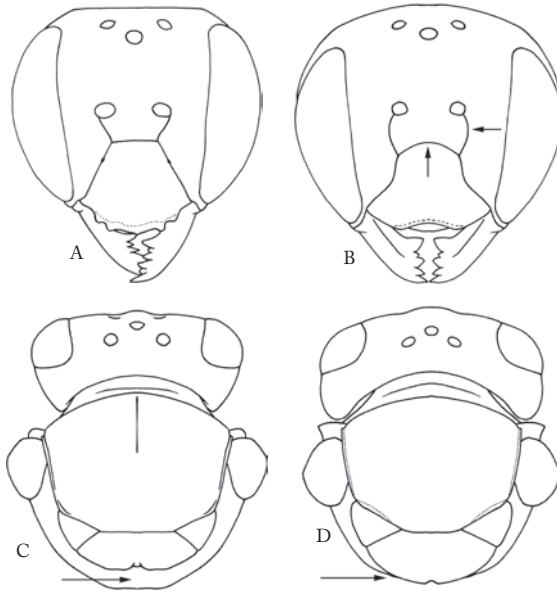


Fig. 94. - Tête vue de face (*Anthidium* et *Pseudoanthidium*) et, mesosoma et tête en vue dorsale (*Anthidium* et *Afranthidium*)

- 40(39).** Suture subantennaire fortement arquée (fig. 95A) ; scutellum avec la marge postérieure fortement échancrée, presque bilobée ; axille légèrement détaché du scutellum (fig. 95C)..... ***Pseudoanthidium***
 Suture subantennaire faiblement arquée (fig. 95B) ; scutellum avec la marge postérieure régulièrement arquée, légèrement échancrée au milieu ; axille bien accolé au scutellum (fig. 95D) ***Afranthidium***

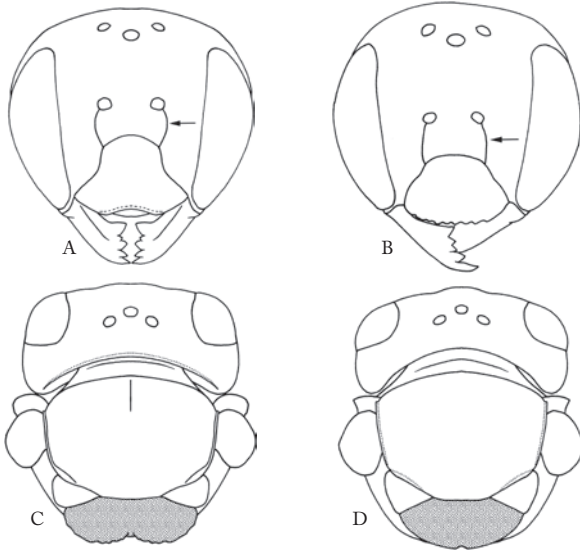


Fig. 95. - Tête vue de face (*Pseudoanthidium* et *Afrantheidium*) et, mesosoma et tête en vue dorsale (*Pseudoanthidium* et *Afrantheidium*)

41(37). Sternite 6 avec un épaissement ou des dents en bordure préapicale (parfois seulement latéralement) ; fosse antennaire avec la marge interne fortement carénée ; genre rare distribuée dans le Sud-Est de l'Europe (Grèce et Turquie).

..... *Eoanthidium*

Sternite 6 sans dent ou épaissement préapical ; fosse antennaire non carénée ; genres très communs partout en Europe

42

42(41). Scutellum avec la marge postérieure droite et anguleuse sur les côtés (fig. 96A), surplombant le métanotum et le propodéum ; petites espèces de moins de 8 mm de long.....

Anthidiellum

Scutellum avec la marge postérieure arrondie, sans angles latéraux, souvent échancrée au milieu (fig. 96B) et ne surplombant que le métanotum ; grandes espèces, d'au moins 8 mm de long.....

43

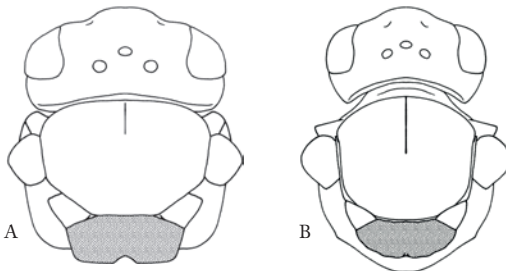


Fig. 96. - Tête et mesosoma en vue dorsale (*Anthidiellum* et *Rhodanthidium*)

- 43(42). Tibia médian avec une dent dorso-apicale bien individualisée, simple ou bifide à l'apex (fig. 97A) ; cuticule fréquemment avec des tâches rougeâtres *Rhodanthidium*
 Tibia médian avec un plateau dorso-apical arrondi à l'apex (fig. 97B) ; cuticule avec des taches jaunâtres, jamais rougeâtres *Trachusa* (sous-genre *Paraanthidium*)

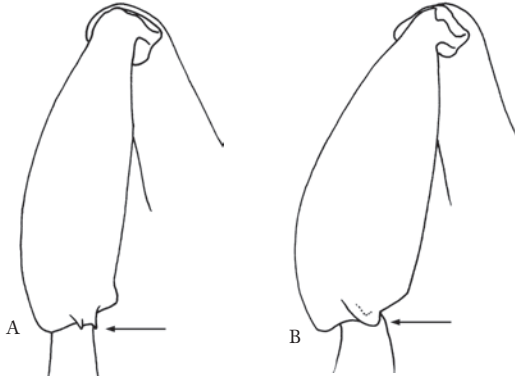


Fig. 97. - Patte postérieure en vue latérale (*Rhodanthidium* et *Trachusa*)

- 44(34). Arolium absent entre les griffes des tarsi (fig. 98A) (Megachilidae, Megachilini) *Megachile*
 Arolium présent entre les griffes des tarsi (fig. 98B) ... (Megachilidae, Osmiini) 45

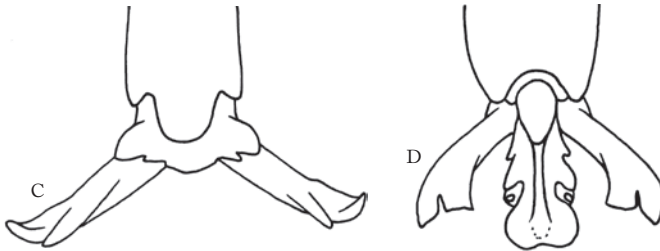


Fig. 98. - Apex du tarse médian sans ou avec un arolium

- 45(44). Axille modifié en forme de dent (figs 99A-B) 46
 Axille non modifié (figs 99C-D) 47

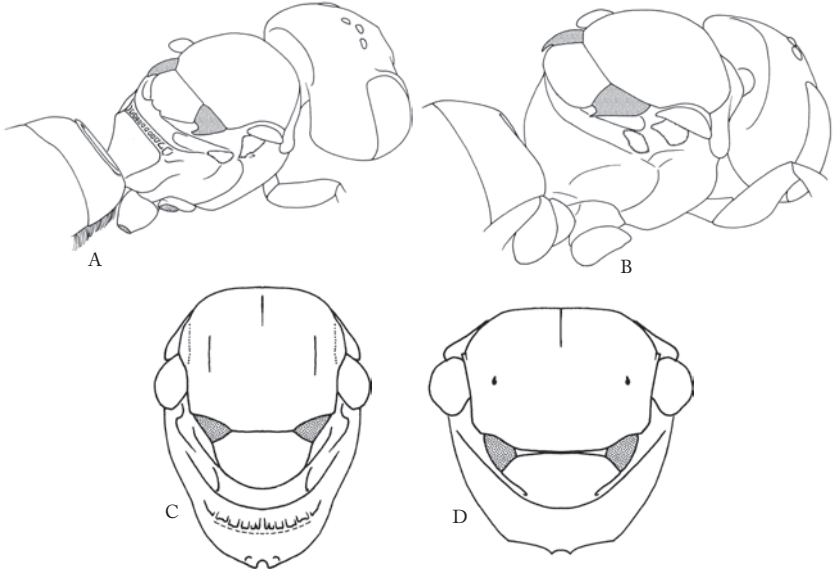


Fig. 99. - Corps en vue latérale (*Heriades* et *Osmia* du sous-genre *Hoplosmia*) et mesosoma en vue dorsale (*Chelostoma* et *Osmia* du sous-genre *Ösmia*)

- 46(45). Enclos propodéal horizontal et bien visible, formé d'une bande transversale de petites fosses séparées par des carènes (fig. 100A) et non surplombé par le scutellum; métanotum souvent avec une marge antérieure développée au milieu sous forme de dent ou de carène pointée vers le haut (fig. 100A) ; tergite 1 avec une carène séparant faces dorsale et antérieure (fig. 100A)***Heriades***
 Enclos propodéal vestigial, fortement déclive voire vertical, sans carène (fig. 100B) et surplombé, comme le métanotum, par le scutellum (fig. 100B) ; tergite 1 sans carène entre les faces dorsale et antérieure (fig. 100B)***Osmia*** (sous-genre *Hoplosmia*)



Fig. 100. - Corps en vue latérale (*Heriades* et *Osmia*)

- 47(45). Labre dépourvu de frange apicale et de longues soies ; corps étroit et allongé : scutum au moins aussi long que sa largeur entre les tegulae, enclos propodéal généralement aussi long que métanotum (fig. 101A) 48
 Labre avec une frange apicale ou au moins quelques longues soies sur la marge ou sur le disque central ; corps généralement trapu: scutum généralement plus court que sa largeur entre les tegulae ; enclos propodéal généralement plus court que le métanotum (fig. 101B)..... 49

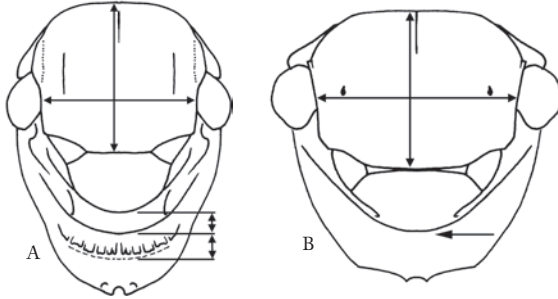


Fig. 101. - Mesosoma en vue dorsale (*Chelostosma* et *Osmia*)

- 48(47). Marge interne des mandibules sans frange de longues soies; carène préoccipitale étendue jusqu'à la carène hypostomale où elle forme une forte dent (fig. 102A) ; sternite 6 avec une dent pointue au milieu de la marge apicale ; genre recensé uniquement au Sud-Est de l'Europe *Hofferia*
 Marge interne des mandibules avec une frange de longues soies (Fig. 102B) ; carènes préoccipitale et hypostomale non jointives, sans dent ; sternite 6 sans dent centrale sur la marge apicale, ou alors très petite ; genre commun en Europe *Chelostoma*

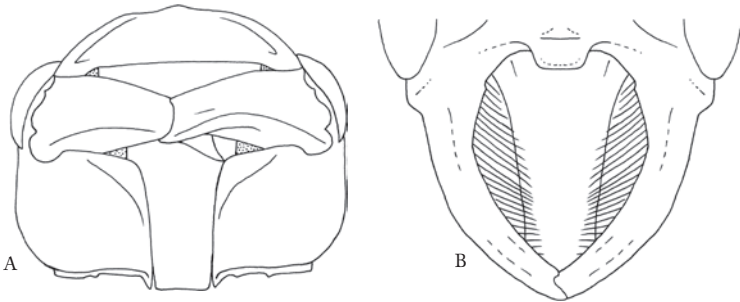


Fig. 102. - Tête en vue ventrale (*Hofferia*) et mandibule en vue dorsale (*Chelostoma*)

- 49(47). Propodéum, vu de profil, incliné ou presque vertical ; enclos propodéal vestigial (fig. 101) ; corps robuste, trapu 50
 Propodéum, vu de profil, courbe ; enclos propodéal bien visible, horizontal, sous forme d'une ligne transverse de petites fosses séparées par des carènes (fig. 100) ; corps généralement étroit et allongé 52

- 50(49). Labre avec quelques longues soies sur la marge ou le disque central ; probasitarse élargi, aussi large que le tibia (fig. 103A) ; lobe pronotal avec une forte carène ..
 *Haetosmia*
 Labre avec une frange apicale (fig. 103B) ; probasitarse non élargi ; lobe pronotal non caréné **51**

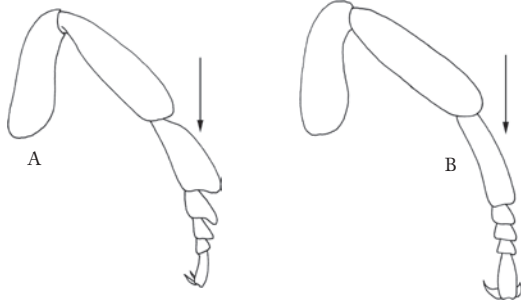


Fig. 103. - Patte antérieure en vue latérale (*Haetosmia* et *Hoplitis*)

- 51(50). Ligne parapsidale au moins aussi longue que 4 ponctuations du mesonotum (fig. 104A) ; mandibule avec la marge masticatoire plus courte ou égale à la moitié de la longueur de la mandibule (fig. 104C) ; cuticule toujours noire *Hoplitis*
 Ligne parapsidale absente ou punctiforme, sa longueur dépassant rarement deux ponctuations du mesonotum (sauf pour le sous-genre *Nasutosmia*) (fig. 104B) ; mandibule avec la marge masticatoire souvent nettement plus longue que la moitié de la longueur de la mandibule (fig. 104D) ; cuticule noire, rougeâtre, ou avec des reflets métalliques *Osmia*

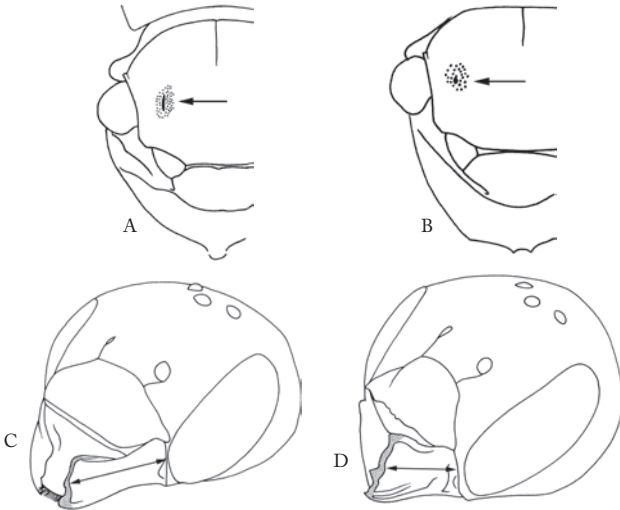


Fig.104. - Mesosoma en vue dorsale (*Hoplitis* et *Osmia*) et tête (*Hoplitis* et *Osmia*)

- 52(49). Tergite 1 avec une forte carène transverse entre la face antérieure et la face dorsale (fig. 105A) ; enclos propodéal constitué d'une ligne transversale de petites fosses séparées par des carènes (fig. 105A) 53
 Tergite 1 non caréné, arrondi entre les faces antérieure et dorsale, ou avec une carène à peine visible (Fig. 105B) ; enclos propodéal différent (fig. 105B) 54



Fig. 105. - Corps en vue latérale (*Heriades* et *Osmia*)

- 53(52). Clypéus avec la marge apicale non échancrée ; mandibule avec au moins trois dents ; pièces buccales courtes, ne ressortant pas, au repos, de la fosse proboscidiennne ; commun dans toute l'Europe *Heriades*
 Soit clypéus avec la marge apicale échancrée au milieu et mandibule bidentée, soit pièces buccales longues, ressortant longuement de la fosse proboscidiennne ; Europe de l'est et Balkans uniquement *Stenoberiades*
- 54(52). Hanche postérieure avec la marge ventrale interne carénée sur toute sa longueur ; clypéus et mandibules bien visibles *Protosmia*
 Hanche postérieure avec la marge ventrale interne non carénée ; clypéus et mandibules masqués par une pilosité dense et plumeuse *Hoplitis* (sous-genre *Stenosmia*)
- 55(32). Patte postérieure avec de longues soies plumeuses, au moins sur le tibia et le basitarse, servant de brosses de récolte du pollen (fig. 106A) ; metasoma souvent avec des bandes transversales de pilosité blanche, rase et feutrée 56
 Patte postérieure avec des soies très courtes, formant souvent un duvet feutré, mais ne servant pas de brosse de récolte (fig. 106B) ; metasoma sans bande de pilosité blanche, rase et feutrée 68

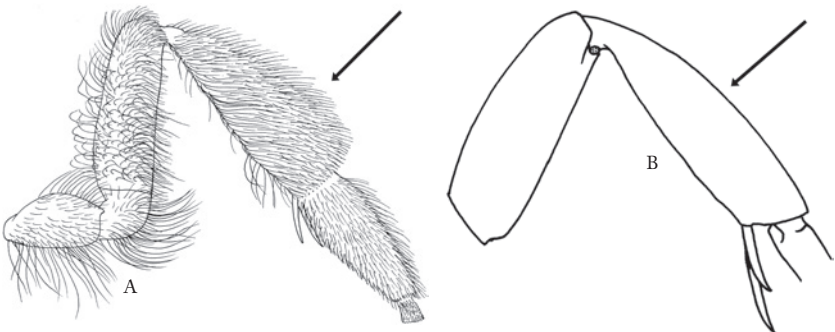


Fig. 106. - Patte postérieure vue de face (*Andrena* et *Nomada*)

- 56(55). Langue relativement longue avec les deux premiers segments des palpes labiaux beaucoup plus grands que les deux derniers (fig. 107A) ; nervure basale longue, plus longue que les deux tiers de la marge antérieure de la deuxième cellule cubitale (fig. 107C) ; clypéus bombé vu de profil, l'axe de l'œil forme un angle net avec l'axe de la face(Apidae, Apinae) **57**
- Langue relativement courte avec segments des palpes labiaux de longueur subégale (fig. 107B) ; nervure basale généralement courte, plus courte que les deux tiers de la marge antérieure de la deuxième cellule cubitale (fig. 107D) ; axe de l'œil, vu de profil, presque parallèle à la surface de la face..... **58**

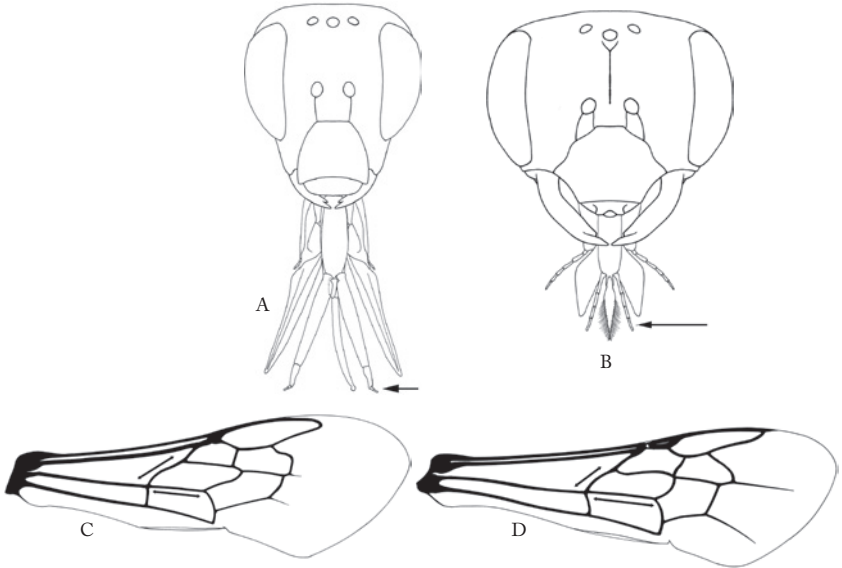


Fig. 107. - Langue longue et langue courte, et aile antérieure (*Eucera* et *Rophites*)

- 57(56). Distance entre l'intersection de la première nervure récurrente et l'intersection de la première nervure cubitale transverse (distance A) plus longue que la distance entre la seconde nervure récurrente et la seconde nervure cubitale transverse (distance B) (fig. 108A) ; palpe maxillaire à 6, rarement 5 articles ; première cellule submarginale généralement plus petite que la seconde ***Eucera***
- Distance entre l'intersection de la première nervure récurrente et l'intersection de la première nervure cubitale transverse (distance A) égale ou plus petite que la distance entre la seconde nervure récurrente et la seconde nervure cubitale transverse (distance B) (fig. 108B) ; palpe maxillaire à 3 ou 4 articles ; Première cellule submarginale généralement subégale à la seconde ***Cubitalia***

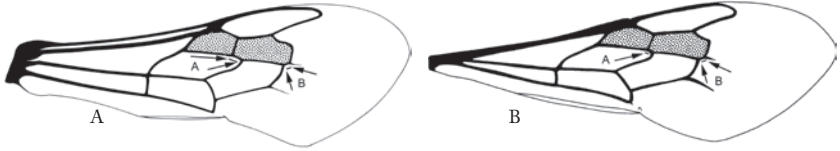


Fig. 108. - Aile antérieure (*Eucera* et *Cubitalia*)

58(56). Face avec une grande fovéa bien visible le long de la marge interne supérieure de l'œil, sorte de dépression couverte d'une pilosité dense et courte, comme un velours (fig. 109A) ; deux sutures subantennaires ; brosse de récolte sur toute la patte, y compris des longues soies sur la metacoxa (flocculus) (*Andrenidae*, *Andreninae*) **Andrena**

Face sans fovéa (fig. 109B) ou alors de très petite taille et lisse, sans pilosité veloutée (fig. 109C) ; une ou deux sutures subantennaires ; brosse de récoltesans soie plus longue à la base de la patte..... **59**

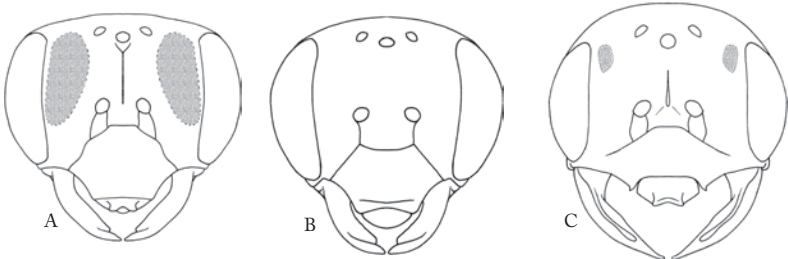


Fig. 109. - Tête vue de face (*Andrena*, *Melitta* et *Panurgus*)

59(58). Cellule marginale avec l'apex tronqué, distant de la marge de l'aile par plusieurs fois l'épaisseur d'une nervure (fig. 110A) ; face avec une petite fovéa lisse (fig. 109C) le long de la marge interne supérieure de l'œil ; deux sutures subantennaires (*Andrenidae*, *Panurginae*) **60**

Cellule marginale avec l'apex pointu ou arrondi, accolé ou distant de la marge de l'aile par moins de deux fois l'épaisseur d'une nervure (fig. 110B) ; face sans fovéa (fig. 109B) ; une seule suture subantennaire **64**

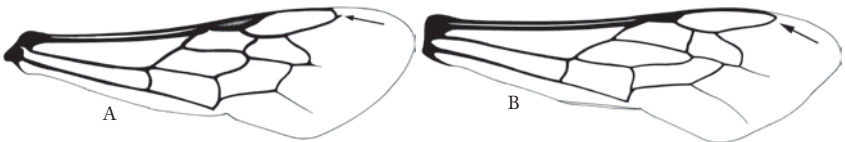


Fig. 110. - Aile antérieure (*Panurgus* et *Dasyпода*)

60(59). Première cellule submarginale de même taille que la deuxième (fig. 111A) ; première nervure cubitale transverse éloignée de la première nervure récurrente (fig. 111A) ; patte postérieure avec une pilosité dense et longue sur le tibia et premier article du tarse **61**

Première cellule submarginale nettement plus grande que la deuxième (fig. 111B) ; première nervure cubitale transverse dans le prolongement de la première nervure récurrente (fig. 111B) ; patte postérieure avec une pilosité épaisse et courte sur le tibia et le premier article du tarse 63



Fig. 111. - Aile antérieure (*Panurgus* et *Panurginus*)

- 61(60). Brosse de récolte très dense, avec des soies droites et des soies spiralées mélangées ; tête généralement sombre, metasoma toujours noir, sans tache claire sur la cuticule *Panurgus*
 Brosse de récolte uniquement avec des soies droites ; tête et metasoma avec une cuticule en grande partie couverte de taches jaunes ou blanchâtres 62
- 62(61). Glosse nettement plus longue que le prementum ; genre présent dans une bonne partie de l'Europe *Camptopoeum*
 Glosse plus courte que le prémentum ; genre endémique de la Péninsule ibérique *Flavipanurgus*
- 63(60). Petite taille (moins de 8 mm du vertex à l'extrémité du corps) ; vertex arrondi ; genre présent dans une bonne partie de l'Europe *Panurginus*
 Grande taille (9 mm du vertex à l'extrémité du corps) ; vertex surélevé au niveau des joues ce qui lui donne un aspect carré ou trapézoïdal ; une seule espèce en Europe recensée en Grèce, en Macédoine et en Bulgarie *Claviparnugus*
- 64(59). Fosse antennaire située bien en dessous du milieu de la face, traversée ou tangente à une ligne imaginaire qui passe par la mi-longueur des yeux, toujours séparée du clypéus par une distance plus grande que le diamètre de la fosse (fig. 112A) ; clypéus pas ou à peine plus long que le labre (Halictidae, Rophitinae) 65
 Fosse antennaire située au milieu de la face, séparée du clypéus par une distance plus grande que le diamètre de la fosse (fig. 112B) ; clypéus beaucoup plus long que le labre (Melittidae) 67

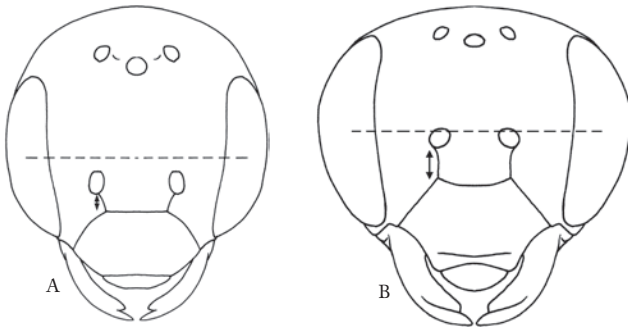


Fig. 112. - Tête vue de face (*Rophites* et *Melitta*)

- 65(64). Scutellum aussi long ou plus court que l'enclos propodéal (fig. 113A) et au profil arrondi, sans former d'angle avec la face postérieure du propodéum ; tergites sans bande apicale de soies veloutées ; face sans épine rigide ; première nervure récurrente généralement postfurcale (fig. 113C).....*Dufourea*
 Scutellum plus longue l'enclos propodéal (fig. 113B) et formant de profil un angle net avec la face dorsale du propodéum ; tergites avec des bandes apicales de soies veloutées ; face parfois avec des épines rigides ; première nervure récurrente interfurcale (fig. 113D) ou postfurcale..... 66

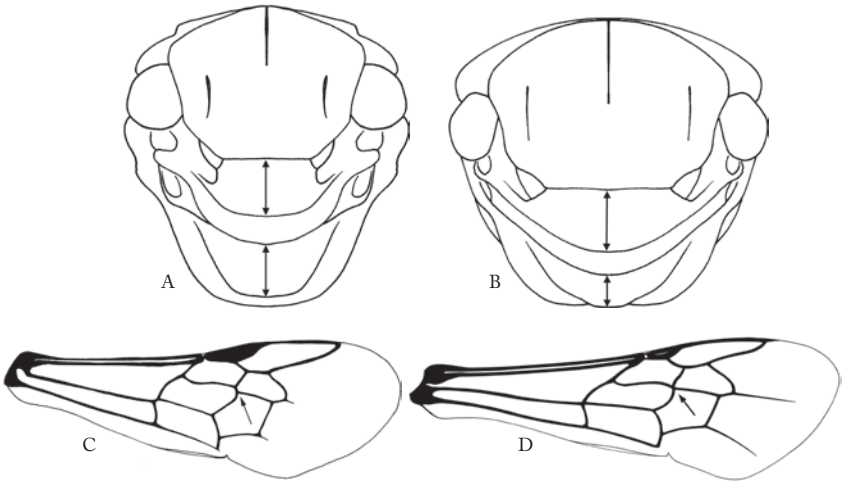


Fig. 113. - Mesosoma en vue dorsale (*Dufourea* et *Rophites*)
 et aile antérieure (*Dufourea* et *Rophites*)

- 66(65). Trois premiers segments des palpes labiaux non aplatis, plus courts que les palpes maxillaires ; face avec épines rigides recourbées à l'apex ; première nervure récurrente généralement interfurcale (fig. 113B) *Rophites*
 Trois premiers segments des palpes labiaux aplatis, plus longs que les palpes maxillaires ; face sans épine rigide ; première nervure récurrente postfurcale (fig. 113A)
*Rbophitoïdes*
 67(64). Tibia postérieur avec un plateau basitibial et une brosse de récolte normale, aux soies plus courtes ou de même longueur que la plus grande largeur du tibia, celles de la face ventrale du tibia forment une brosse courte et très régulière (fig. 114A) ; tarse postérieur avec le premier article élargi et aplati, sa plus grande largeur est plus grande que la moitié de sa longueur (fig. 131) ; cellules submarginales de surfaces à peu près égales (fig. 114C) ; palpe maxillaire nettement plus long que la galéa(Melittidae, Melittinae) *Macropis*
 Tibia postérieur sans plateau basitibial et avec une brosse de récolte hypertrophiée, aux soies bien plus longues que la plus grande largeur du tibia, y compris celles de la face ventrale du tibia (fig. 114B) ; tarse postérieur avec le premier

article très allongé, au moins six fois plus long que large (fig. 114B) ; première cellule submarginale plus grande que la seconde (fig. 114D) ; palpe maxillaire plus court ou aussi long que la galéa (Melittidae, *Dasypodinae*) *Dasyпода*

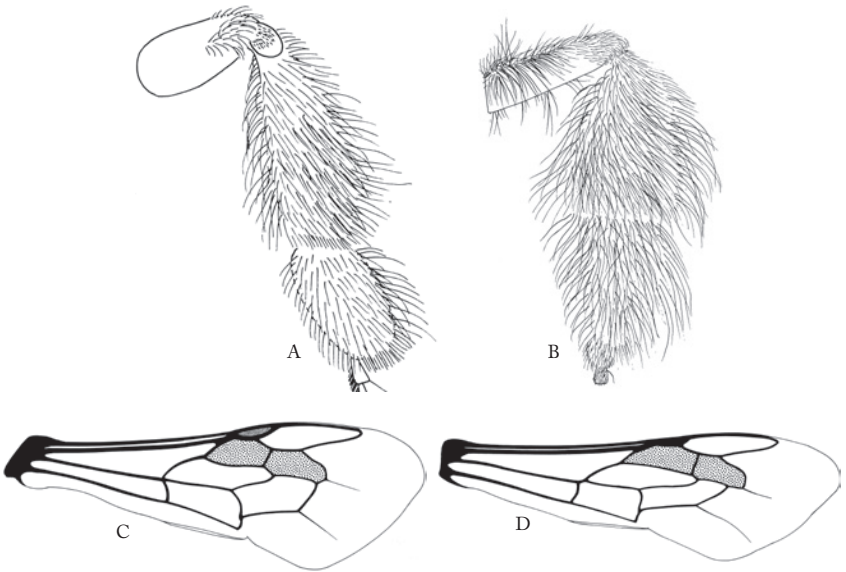


Fig. 114. - Patte postérieure (*Macropis* et *Dasyпода*)
et aile antérieure (*Macropis* et *Dasyпода*)

- 68(55). Première cellule submarginale plus de deux fois plus longue, à la base, que la seconde (fig. 115A) ; première nervure récurrente le plus souvent pré- ou interfurcale, très rarement légèrement postfurcale (fig. 115A) 69
Première cellule submarginale relativement plus petite, égale ou moins de deux fois plus longue, à la base, que la seconde (fig. 115B) ; première nervure récurrente le plus souvent fortement postfurcale (fig. 115B) 71



Fig. 115. - Aile antérieure (*Hylaeus* et *Ammobates*)

- 69(68). Langue courte et bifide à l'apex (fig. 116A) ; face glabre, souvent avec une tache claire sur l'aire paraclypéale ; labre plus large que long ; corps à pilosité très rare ; cuticule légèrement ponctuée (Colletidae) *Hylaeus*

Langue longue et pointue à l'apex; face à pilosité blanche et à cuticule noire; labre plus de deux fois plus long que large (fig. 116B); corps avec une pilosité qui peut former des taches veloutées blanches sur les tergites; cuticule fortement ponctuée.....(Apidae, Nomadinae) **70**

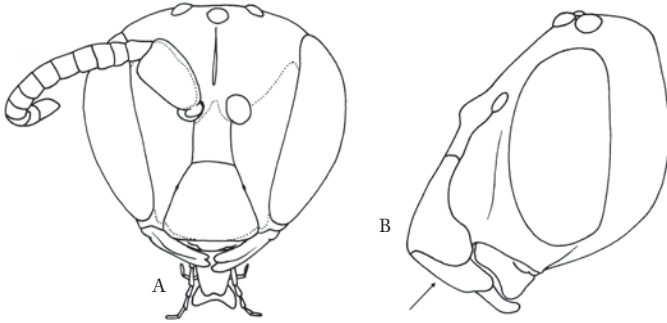


Fig.116. - Tête vue de face (*Hylaeus*) et tête en vue latérale (*Nomada*)

70(69). Corps long de 10 mm ou plus; marges internes des yeux concaves; pattes avec la cuticule noire.....*Ammobatoides*
 Corps plus court que 7 mm; marges internes des yeux droites; pattes avec la cuticule jaune.....*Schiedeknechtia*

71(68). Clypéus bombé: vu de profil, l'axe de l'œil forme un angle important avec l'axe de la face (fig. 117A).....(Apidae, Nomadinae) **72**
 Clypéus non bombé: vu de profil, l'axe de l'œil est presque parallèle avec l'axe de la face (fig. 117B).....(Megachilidae: espèces cleptoparasites) **77**

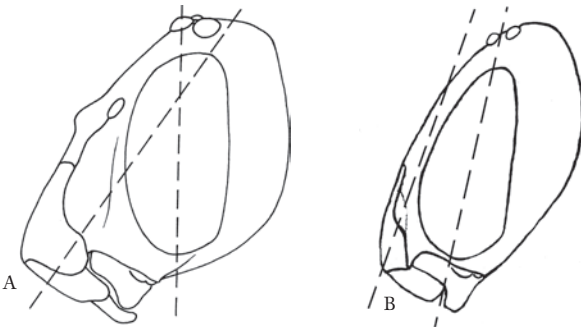


Fig. 117. - Tête vue de profil avec ou sans sur clypéus bombé

72(71). Cellule marginale avec l'apex pointu et accolé à la marge antérieure de l'aile (fig. 118A); tergites avec de larges taches claires, pratiquement glabres.....*Nomada*
 Cellule marginale avec l'apex plus ou moins détaché de la marge antérieure de l'aile (fig. 118B); premiers tergites plus ou moins rouges, les derniers noirs, sans tache claire mais avec des taches veloutées de soies blanches..... **73**



Fig. 118. - Aile antérieure (*Nomada* et *Ammobates*)

- 73(72). Mandibule bidentée (fig. 119A) ; propodéum, vu de profil, incliné et bombé ou formant un angle net entre l'enclos propodéal et l'aire postérieure du propodéum (fig. 119C) ; deuxième cellule médiale plus large au niveau de la deuxième cellule submarginale qu'au niveau de la deuxième cellule cubitale (fig. 119E).... *Biastes*
 Mandibule unidentée (fig. 119B) ; propodéum, vu de profil, pratiquement vertical et droit, sans angle entre l'enclos propodéal et l'aire postérieure du propodéum (fig. 119D) ; deuxième cellule médiale plus étroite au niveau de la deuxième cellule submarginale qu'au niveau de la deuxième cellule cubitale (fig. 119F)..... 74

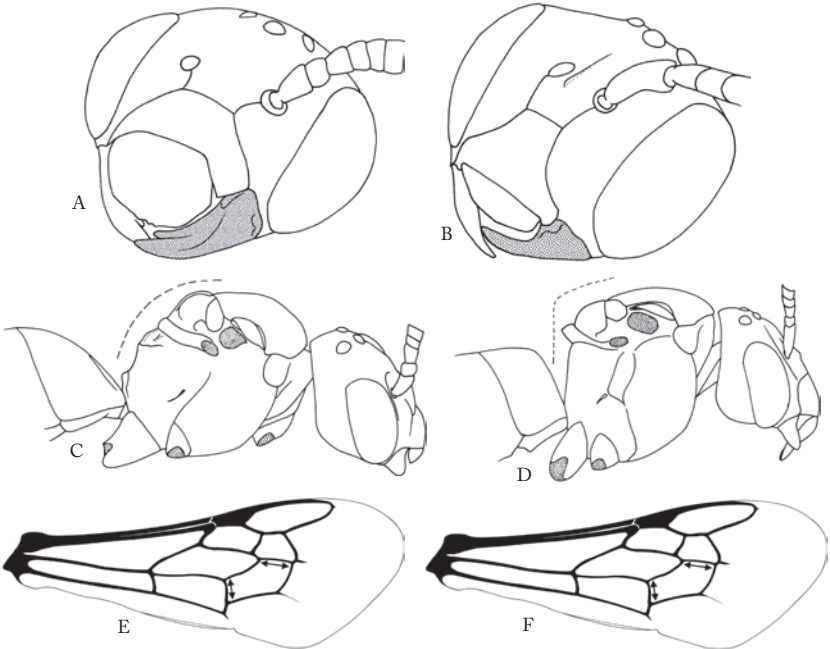


Fig. 119. - Tête vue de côté (*Biastes* et *Nomada*),
 corps vu de profil (*Biastes* et *Nomada*) et aile antérieure (*Biastes* et *Ammobates*)

- 74(73). Corps de moins de 4 mm de long ; mandibules fermées se croisant à angle droit ; cellule marginale tronquée à l'apex *Chiasmognathus*

Corps de plus de 4 mm de long ; mandibules fermées ne se croisant pas à angle droit ; cellule marginale arrondie ou tronquée à l'apex.....75

- 75(74). Première nervure récurrente aboutissant dans la moitié distale de la deuxième cellule submarginale, de sorte que la deuxième cellule médiale devient très étroite à ce niveau (fig. 120A) ; labre court, aussi large que long..... *Parammobatodes*
 Première nervure récurrente aboutissant dans la moitié basale de la deuxième cellule submarginale (fig. 120B) ; labre long, souvent beaucoup plus long que large.....76

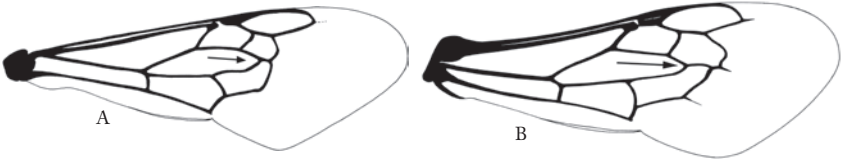


Fig.120. - Aile antérieure (*Parammobatodes* et *Ammobates*)

- 76(75). Sternite 6 en forme de stylet, légèrement bifide à l'apex (fig. 121A) ; sternite 5 avec une échancrure profonde et circulaire qui se referme autour du sternite 6 (fig. 121A) ; scutellum avec deux tubercules (fig. 119C) ; métanotum plat ; premier tergite beaucoup plus long que le second..... *Pasites*
 Sternite 6 fortement bidenté à l'apex (fig. 121B) ; sternite 5 en forme de gouttière qui n'entoure pas complètement le sternite 6 (fig. 121B) ; scutellum arrondi, sans tubercule ; métanotum avec une protubérance centrale dirigée vers le haut (fig. 119D) ; premier tergite de longueur équivalente à celle du second..... *Ammobates*

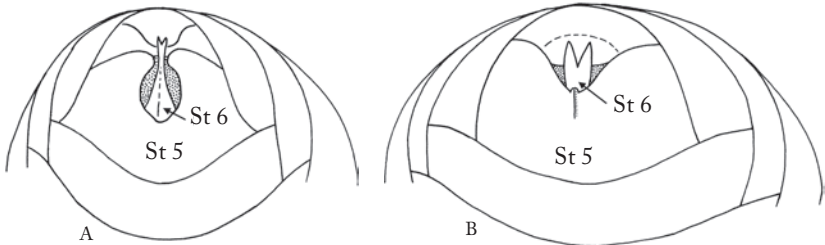


Fig. 121. - Sternites apicaux (*Pasites* et *Ammobates*)

- 77(71). Deuxième nervure récurrente aboutissant au-delà de la deuxième cellule submarginale (fig. 122A) ; cuticule parfois largement couverte de taches jaunâtres sur toutes les parties du corps ; sternite 6 plus court que le tergite 6 (Megachilinae, Anthidiini) *Stelis*
 Deuxième nervure récurrente aboutissant avant l'extrémité de la deuxième cellule submarginale (fig. 122B) ; cuticule parfois couverte de taches rougeâtres mais jamais jaunâtres sur le mesosoma ou le metasoma ; sternite 6 plus long que le tergite 6.....78

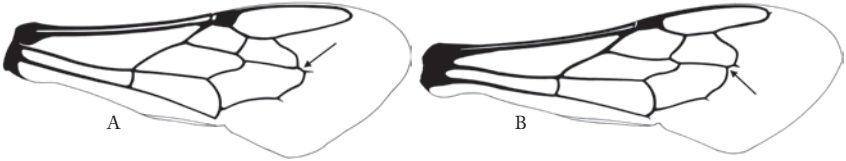


Fig. 122. - Aile antérieure (*Stelis* et *Coelioxys*)

- 78(77). Scutellum et métanotum simples, non modifié, sans dent; metasoma conique (figs 123A-B) ; apex du metasoma de forme triangulaire (figs 123A-B) **79**
 Scutellum et métanotum modifiés, avec des dents ; metasoma de forme ovale et avec l'apex tronqué (fig. 123C) **80**

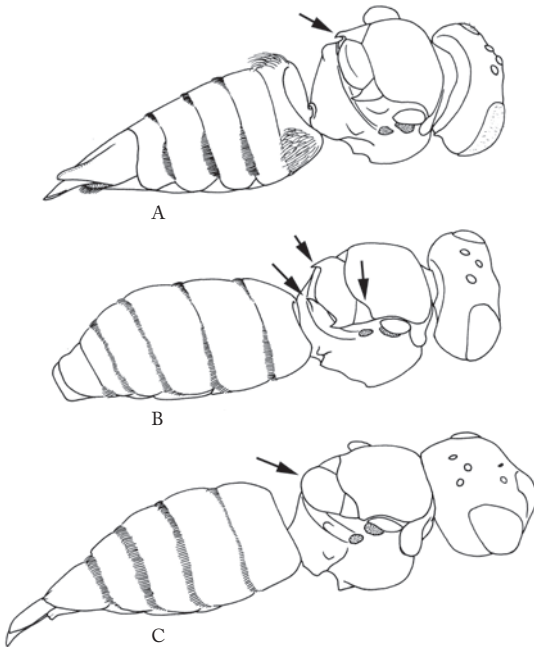


Fig. 123. - Corps en vue latérale (*Coelioxys*, *Ensliniana* et *Dioxys*)

- 79(78). Œil avec de courtes soies éparses mais bien visibles ; axille toujours modifié en forme de dent (fig. 123A) ; genre très commun et présent partout en Europe ...
 *Coelioxys*
 Œil non velu ; axille non modifié en forme de dent (ne pas confondre avec les dents du scutellum) (figs 123B) ; genre très rare et recensé uniquement en Espagne *Ensliniana*

- 80(78).** Labre sans carène basale transverse ; hanche antérieure normale, arrondie sur la face interne ; scutellum avec deux dents latérales (fig. 117) ; metanotum avec une dent centrale ; tergite et sternite 6 courts, plus larges que longs *Dioxys*
 Labre avec une carène basale transverse ; hanche antérieure avec la face interne modifiée : carénée ou avec un tubercule apical ; scutellum prolongé postérieurement en lamelle surplombant le metanotum et le propodeum (fig. 118) ; tergite et sternite 6 plus longs que larges **81**
- 81(80).** Hanche antérieure avec la face interne lisse et parcourue par une forte carène apicale ; genre présent en Grèce uniquement..... *Metadioxys*
 Hanche antérieure avec la face interne ponctuée et portant un tubercule apical ; genre présent partout en Europe..... *Aglaopis*

Clé de détermination pour les mâles

Antenne avec treize articles (sauf pour le genre Pasites) ; taches jaunes ou blanches souvent présentes sur la face ; pas de structure de récolte de pollen sur le metasoma ou sur les pattes postérieures ; metasoma avec sept segments visibles ; pas de dard mais un organe copulateur (genitalia)

1. Antenne très longue, s'étendant vers l'arrière au moins jusqu'au tergite 2 (fig. 124) ; clypéus bombé, au profil protubérant par rapport à l'axe des yeux, et très souvent jaune ; langue toujours relativement longue.....(Apidae, Apinae) **2**
Jamais tous ces caractères réunis ; antenne courte s'étendant très rarement au-delà du mesosoma, si l'antenne est plus longue, alors la langue est courte et le clypeus plat..... **6**

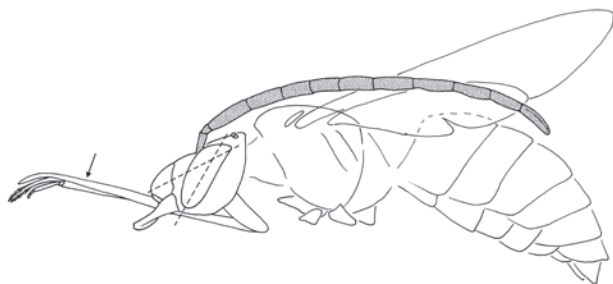


Fig. 124. - Corps d'un mâle en vue latérale (*Eucera*)

- 2(1). Aile antérieure avec deux cellules submarginales (fig. 125A)..... **3**
Aile antérieure avec trois cellules submarginales (fig. 125B)..... **4**



Fig. 125. - Aile antérieure à deux et à trois cellules submarginales

- 3(2). Troisième article antennaire moins de trois fois plus long que large, nettement plus court que le quatrième article ; distance entre l'intersection de la première nervure récurrente et la première nervure cubitale transverse plus longue que la distance entre la seconde nervure récurrente et la seconde nervure cubitale transverse (fig. 126A)..... *Eucera (partim)*
Troisième article antennaire plus de trois fois plus long que large, à peine plus court ou à peine plus long que le quatrième article ; distance entre l'intersection de la première nervure récurrente et la première nervure cubitale transverse égale ou plus petite que la distance entre la seconde nervure récurrente et la seconde nervure cubitale transverse (fig. 126B)..... *Cubitalia*

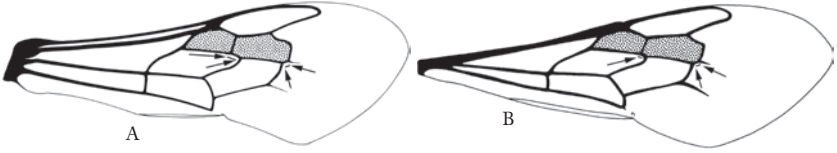


Fig. 126. - Aile antérieure (*Eucera* et *Cubitalia*)

- 4(3). Palpe maxillaire de 3 à 4 segments, toujours plus court que la galéa...*Tetralonia*
 Palpe maxillaire de 5 à 6 segments, souvent plus long que la galéa..... 5
- 5(4). Sternite 6 avec deux carènes anguleuses suivant la marge du sternite ; fémur médian recouvert, sur sa face ventrale, d'une épaisse pilosité rousse, couchée et masquant la cuticule*Eucera* (sous-genre *Synhalonia*)
 Sternite 6 avec deux carènes plus ou moins rectilignes ; fémur médian recouvert sur sa face ventrale de soies blanches couchées ou de soies dressées ne masquant pas la surface de la cuticule*Tetraloniella* (sous-genre *Tetraloniella* s.s.)
- 6(1). Yeux très développés, leurs marges internes nettement convergentes dorsalement, contigües ou séparées par moins de la moitié de la distance qui les sépare à la base (figs 127A-B) 7
 Yeux normaux ou simplement légèrement élargis, leurs marges internes convergeant ventralement (fig. 127C) ou dorsalement mais elles sont alors séparées par plus de la moitié de la distance qui les sépare à la base 8

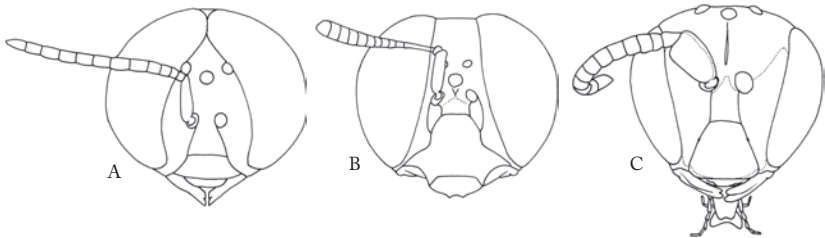


Fig. 127. - Tête vue de face (*Apis*, *Melitturga* et *Hylaeus*)

- 7(6). Yeux contigus dorsalement et velus (fig. 127A) ; clypéus et scape antennaire toujours noirs ou bruns ; tibia postérieur sans éperon ni plateau basitibial ; premier article du tarse postérieur environ deux fois plus long que large.....
(Apidae, Apinae) *Apis*
 Yeux non contigus dorsalement et non velus (fig. 127B) ; clypéus blanc et scape antennaire parfois blanc également ; tibia postérieur avec deux éperons et un plateau basitibial ; premier article du tarse postérieur environ quatre fois plus long que large (Andrenidae, Panurginae) *Melitturga*
- 8(6). Aile antérieure avec trois cellules submarginales (fig. 128A) 9
 Aile antérieure avec deux cellules submarginales (fig. 128B) 33



Fig. 128. - Aile antérieure (*Andrena* et *Eucera*)

- 9(8). Nervure basale généralement courte, plus courte que les deux tiers de la marge antérieure de la deuxième cellule cubitale, nervulus préfurcal ou interfurcal mais jamais postfurcal (fig. 129A) ; langue relativement courte avec les segments des palpes labiaux de longueur subégale, rarement les deux premiers nettement plus grands (fig. 129C) ; clypéus jamais protubérant par rapport à l'axe des yeux **10**
 Nervure basale généralement longue, plus longue que les deux tiers de la marge antérieure de la deuxième cellule cubitale (ce rapport est parfois un peu plus petit pour les espèces dont la longueur du corps est inférieure à 1 cm), nervulus parfois interfurcal, souvent postfurcal (fig. 129B) ; langue relativement longue par rapport à la tête, avec les deux derniers segments des palpes labiaux très réduits (fig. 129D) ; clypéus souvent bombé, protubérant par rapport à l'axe des yeux sauf chez les Xylocopinae et les *Bombus* (Apidae) **20**

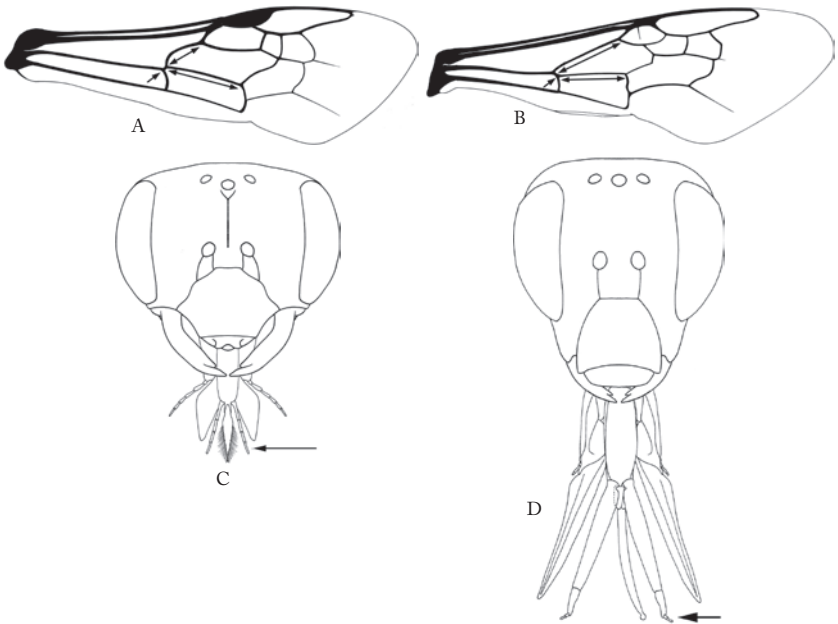


Fig. 129. - Aile antérieure (*Lasioglossum* et *Bombus*)
 et tête vue de face avec les pièces buccales (*Andrena* et *Bombus*)

- 10(9). Deuxième cellule submarginale de même taille que la troisième (fig. 130A) ; deuxième nervure récurrente en forme de S (fig. 130A) ; langue bifide à l'apex (fig. 130C) (Colletidae) *Colletes*
 Deuxième cellule submarginale plus petite que la troisième (fig. 130B) ; deuxième nervure récurrente de forme différente (fig. 130B) (presque en S chez les *Melitta*) ; langue pointue ou arrondie à l'apex (fig. 130D) 11

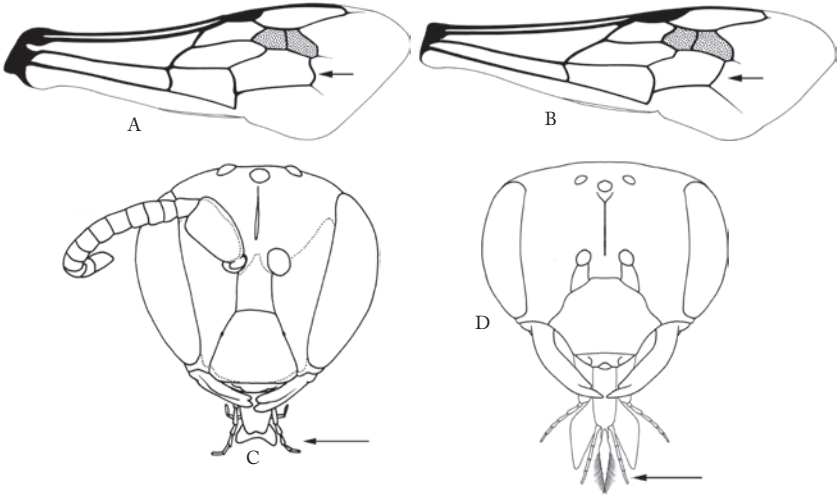


Fig. 130. - Aile antérieure (*Colletes* et *Andrena*) et tête vue de face (*Hylaeus* et *Andrena*)

- 11(10). Tegula très grande (fig. 131A) ; scutellum aux angles postérieurs prolongés en dents (fig. 131A) ; lobe pronotal surmonté par une lamelle translucide (fig. 131A) ; six tergites visibles dorsalement (Halictidae, Nomiinae) *Nomiapis*
 Tegula de taille normale (fig. 131B) ; scutellum régulièrement arrondi postérieurement (fig. 131B) ; lobe pronotal sans lamelle translucide (fig. 131B) ; sept tergites visibles dorsalement 12

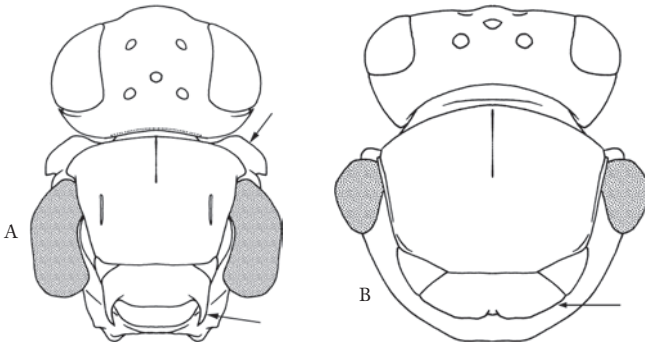


Fig. 131. - Tête et mesosoma en vue dorsale (*Nomiapis* et *Anthidium*)

- 12(11). Antenne aux quatre derniers articles repliés sur eux-mêmes en triangle (fig. 132A) ; fosse antennaire située très bas sur la face (fig. 132C), ni traversée ni même tangente à une ligne imaginaire passant par la mi-longueur des yeux, très souvent séparée du clypéus par une distance inférieure au diamètre de la fosse ; clypéus pas ou à peine plus long que le labre..... (Halictidae, Rophitinae) *Systropha*
 Antenne avec l'extrémité non repliée (fig. 132B) ; fosse antennaire située à mi-longueur de la face (fig. 132D), traversée ou tangente à une ligne imaginaire passant par la mi-longueur des yeux, toujours séparée du clypéus par une distance supérieure au diamètre de la fosse ; clypéus beaucoup plus long que le labre..... 13

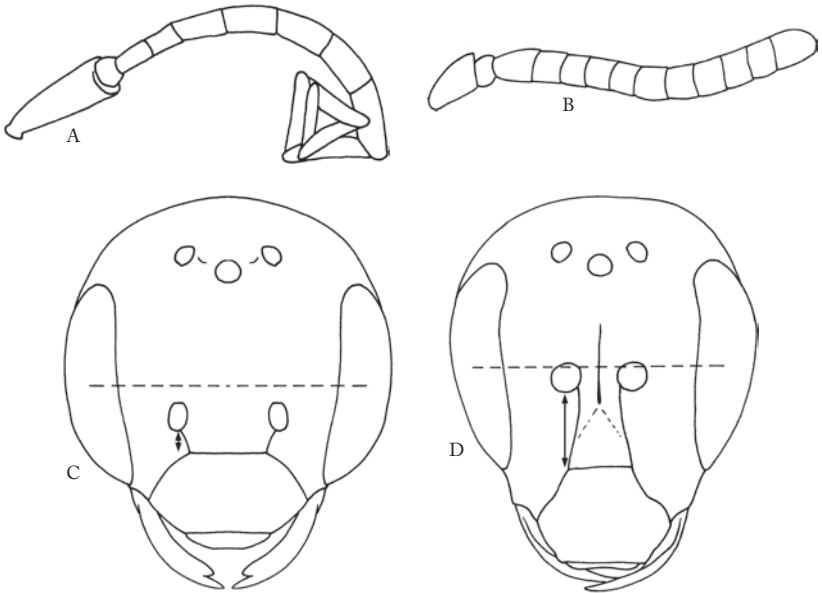


Fig. 132. - Antenne (*Systropha* et *Epeolus*) et tête vue de face (*Rophites* et *Halictus*)

- 13(12). Nervure basale fortement courbée (fig. 133A)..... (Halictidae) 14
 Nervure basale droite ou à peine courbe (fig. 133B)..... 19



Fig. 133. - Aile antérieure (*Lasioglossum* et *Andrena*)

- 14(13). Clypéus d'aspect trilobé (fig. 134A), les lobes latéraux sont séparés du lobe central par de profondes fosses tentoriales, placées très bas sur la face; corps de très petite taille, de 3,5 à 5,5 mm de long; cuticule avec des taches et des bandes claires très étendues, les surfaces noires souvent avec des reflets métalliques bleu-tés ou vert doré; cellule marginale à l'apex arrondi ou tronqué (fig. 134C), lequel ne touche pas le bord de l'aile; deuxième et troisième cellules submarginales de taille subégale (fig. 134C) (Halictidae, Nomioidinae) 15
 Clypéus différent, les fosses tentoriales situées en position normale sur la face (fig. 134B); corps plus grand; cuticule sans tache ni bande claire, rarement avec des reflets métalliques; cellule marginale à l'apex pointu, lequel est accolé ou très proche du bord de l'aile (fig. 134D); troisième cellule submarginale au moins deux fois plus grande que la deuxième (fig. 134D) ... (Halictidae, Halictinae) 16

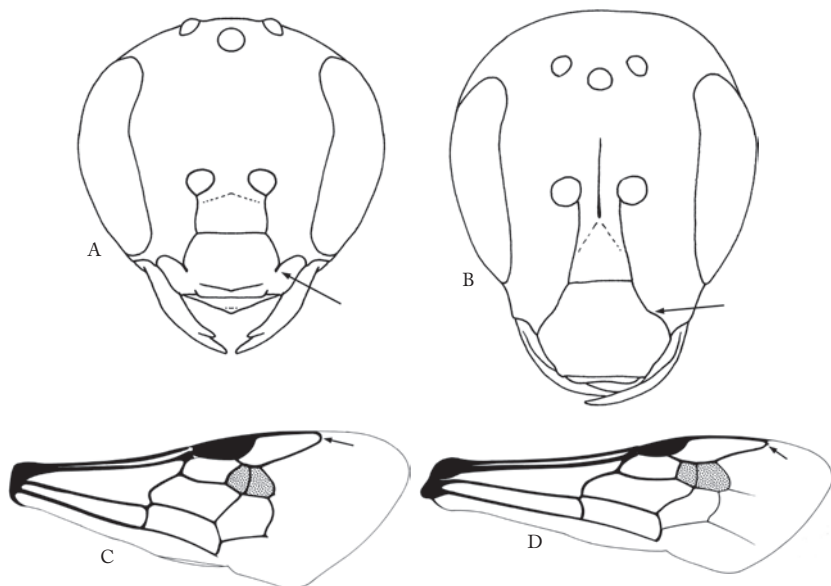


Fig. 134. - Tête vue de face (*Nomioides* et *Halictus*)
 et aile antérieure (*Nomioides* et *Lasioglossum*)

- 15(14). Tergite 2 jaune, avec une bande sombre centrale, sa marge apicale jaune translucide laissant apercevoir par transparence la couleur jaune du tergite 3 (fig. 135A) *Nomioides*
 Tergite 2 brun à noir, avec une bande jaune médiane, sa marge apicale sombre ne laissant pas apercevoir par transparence la couleur jaune du tergite 3 (fig. 135B) *Ceylalictus*

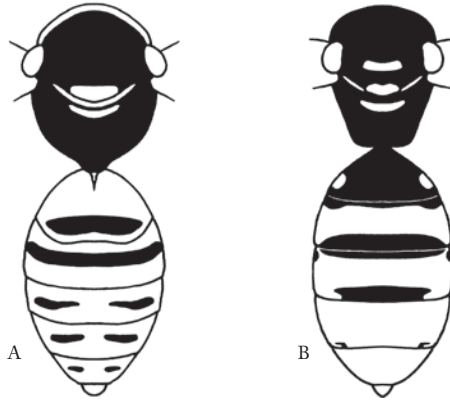


Fig. 135. - Meso- et metasoma en vue dorsale (*Nomioides* et *Ceylalictus*)

- 16(14). Trois premiers tergites très souvent entièrement rouges et glabres, sans pilosité veloutée; flagelle antennaire avec les articles fortement bombés ventralement (fig. 136A) ; clypéus toujours noir; enclos propodéal toujours fortement plissé, aux arêtes tranchantes.....*Sphecodes*
 Metasoma noir, très rarement rouge, le plus souvent avec des bandes ou des taches de pilosité veloutée; flagelle antennaire avec les articles non bombés ventralement (fig. 136B) ; clypéus souvent avec une tache transversale claire le long de sa marge apicale; enclos propodéal avec des plis généralement modérés, aux arêtes tranchantes ou non 17



Fig. 136. - Antenne (*Sphecodes* et *Epeolus*)

- 17(16). Tergites abdominaux ornés à leur base de bandes de pilosité veloutée claire, complètes ou interrompues au milieu (fig. 137A) ; troisième nervure cubitale transverse et deuxième nervure récurrente souvent moins marquées, plus fines, que les autres nervures (fig. 137C).....*Lasioglossum*
 Tergites abdominaux bordés à l'apex de bandes de pilosité veloutée claire, complètes ou interrompues au milieu (fig. 137B) ; troisième nervure cubitale transverse et deuxième nervure récurrente de même épaisseur que les autres nervures (fig. 137D)..... 18

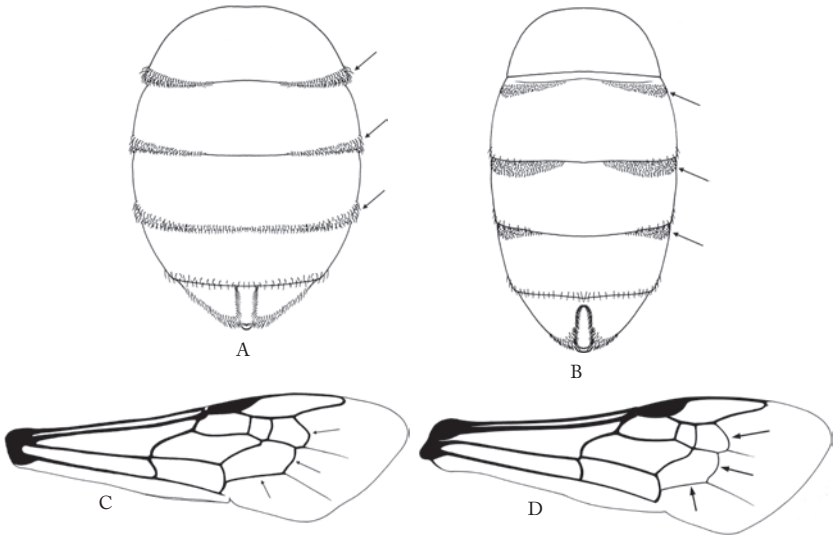


Fig. 137. - Metasoma en vue dorsale (*Lasioglossum* et *Halictus*)
et aile antérieure (*Lasioglossum* et *Halictus*)

- 18(17). Clypéus très nettement allongé, aussi long que la face (fig. 138A) ; genre recensé uniquement dans les îles grecques*Thrincohalictus*
Clypéus plus court que la face (fig. 138B) ; commun partout en Europe*Halictus*

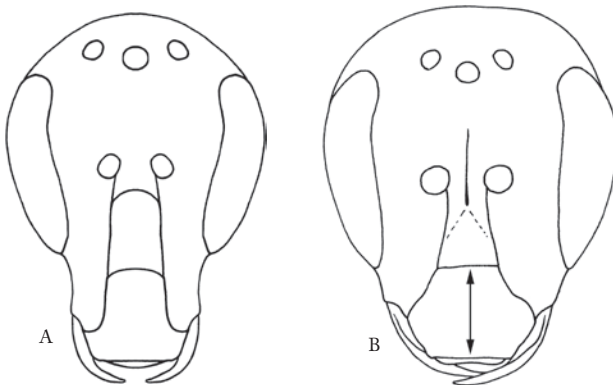


Fig. 138. - Tête vue de face (*Thrincohalictus* et *Halictus*)

- 19(13). Flagelle antennaire avec le premier article de même longueur ou plus petit que le deuxième (fig. 139A) ; patte postérieure avec le premier article du tarse à peine trois fois plus long que large (fig. 139C) ; tarses avec le dernier article dilaté (fig. 139C) ; fossette antennaire reliée au clypéus par une seule suture subantennaire ; clypéus toujours noir (Melittidae, Melittinae) **Melitta**
 Flagelle antennaire avec le premier article aussi long que les deux suivant réunis (fig. 139B) ; patte postérieure avec le premier article du tarse au moins quatre fois plus long que large (fig. 139D) ; tarses avec le dernier article non dilaté (fig. 139D) ; fossette antennaire reliée au clypéus par deux sutures subantennaires ; clypéus parfois avec des taches (Andrenidae, Andreninae) **Andrena**

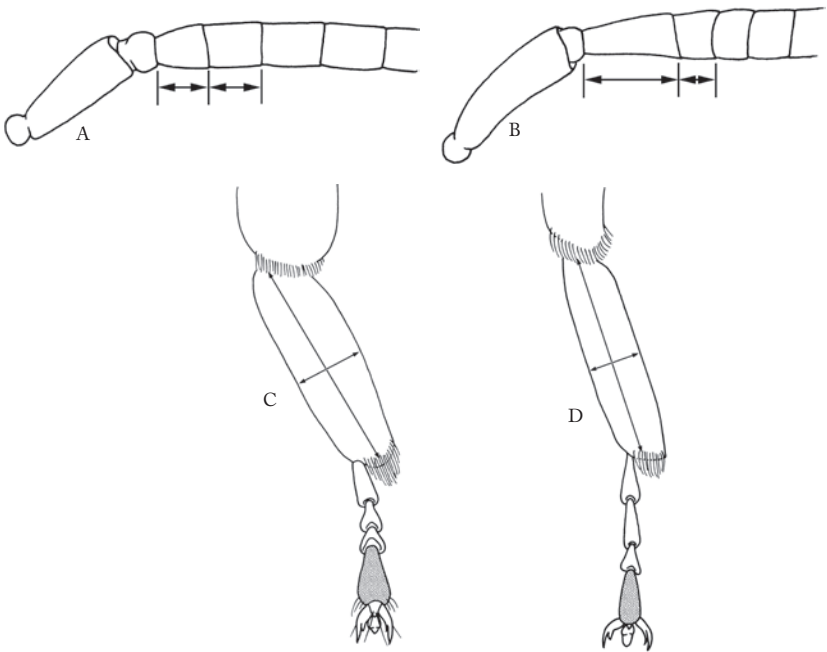


Fig. 139. - Antenne (*Melitta* et *Andrena*) et patte postérieure en vue latérale (*Melitta* et *Andrena*)

- 20(9). Corps abondamment coloré de taches ou de bandes jaunes ou rouges, au moins sur le metasoma ; metasoma avec une pilosité rare, sans bande ni tache de pilosité blanche veloutée ; cellule marginale avec l'apex pointu et accolé à la marge antérieure de l'aile (fig. 140A) (Apidae, Nomadinae) **Nomada**
 Corps sans tache ni bande jaune en dehors de la face, du lobe pronotal et des pattes, metasoma parfois rouge mais alors également couvert de bandes ou de taches de pilosité blanche veloutée ; cellule marginale avec l'apex pointu ou arrondi mais toujours nettement distant de la marge antérieure de l'aile (fig. 140B)..... 21



Fig. 140. - Aile antérieure (*Nomada* et *Bombus*)

- 21(20). Nervulus le plus souvent pré- ou interfurcal (fig. 141A), si postfurcal alors éloigné de la nervure basale par une distance beaucoup plus courte que sa longueur (fig. 141B) 22
 Nervulus fortement postfurcal, éloigné de la nervure basale par une distance au moins aussi grande que sa longueur (fig. 141C) 30

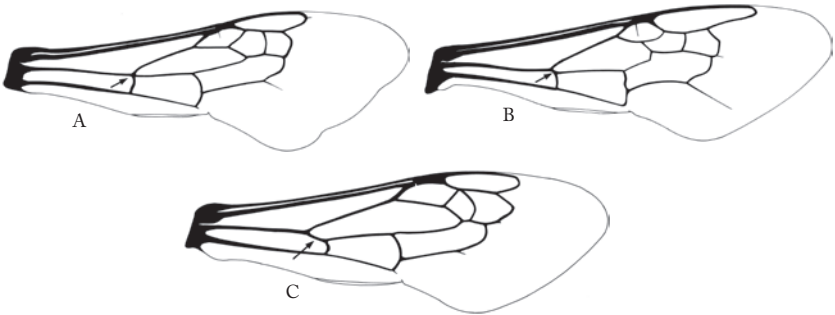


Fig. 141. - Aile antérieure (*Anthophora*, *Bombus* et *Melecta*)

- 22(21). Troisième cellule submarginale aussi grande que les deux premières réunies, la deuxième fortement rétrécie sous la première (fig. 142A) ; espèces de grande taille (> 15 mm), souvent avec des reflets métalliques violets sur les ailes
 (Apidae, Xylocopinae) *Xylocopa*
 Troisième cellule submarginale plus petite que les deux premières réunies, la deuxième jamais aussi rétrécie sous la première (fig. 142B) ; espèces souvent plus petites (sauf les bourdons), sans reflet métallique violet sur les ailes 23



Fig. 142. - Aile antérieure (*Xylocopa* et *Bombus*)

- 23(22). Face avec une carène longeant la marge interne des yeux depuis les marges latérales du clypéus jusqu'au sommet des yeux, qui convergent dorsalement (fig. 143A) ; première nervure récurrente interfurcal, dans le prolongement ou presque de la deuxième nervure cubitale transverse (fig. 143C) ; metasoma rouge..... (Apidae, Nomadinae) *Epeoloides*
 Face sans carène le long des marges internes des yeux, qui sont parallèles ou qui convergent vers le clypeus (fig. 143B) ; première nervure récurrente nettement préfurcal par rapport à la deuxième nervure cubitale transverse (excepté chez le genre *Habropoda*) (fig. 143D) ; metasoma noir ou coloré..... 24

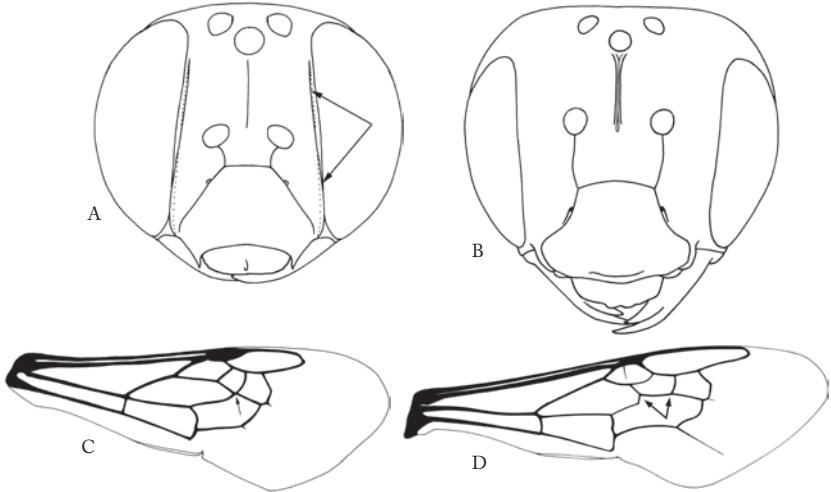


Fig. 143. - Tête vue de face (*Epeoloides* et *Ceratina*)
 et aile antérieure (*Epeoloides* et *Bombus*)

- 24(23). Metasoma noir ou le plus souvent avec des reflets métalliques, pratiquement glabre dorsalement, sans soies longues ou formant des bandes claires ou de couleur ; tergite 7 replié ventralement sous le tergite 6 (fig. 144A) ; plateau basitibial présent en forme de petite dent située environ au tiers basal de la longueur du tibia postérieur (fig. 144B)(Apidae, Xylocopinae) *Ceratina*
 Metasoma sans reflet métallique, avec une pilosité dorsale longue et/ou dense, formant des bandes claires ou de couleur, et atteignant sa plus grande largeur au niveau des tergites 2 et 3 ; tergite 7 jamais replié ventralement sous le tergite 6 ; plateau basitibial absent ou présent sous forme d'un demi disque à la base du tibia (fig. 144C).....(Apidae, Apinae) 25

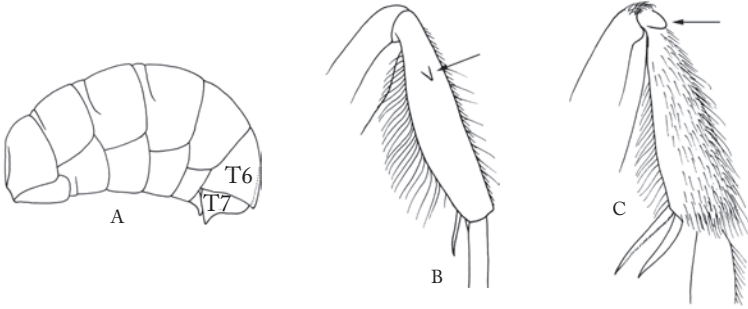


Fig. 144. - Metasoma en vue latérale (*Ceratina*)
et patte postérieure (*Ceratina* et *Amegilla*)

- 25(24). Face avec la cuticule noire; espace malaire au moins aussi long que le troisième article antennaire (fig. 145A) ; première cellule submarginale presque entièrement traversée par une petite nervure (fig. 145C) **Bombus**
Face avec la cuticule maculée de jaune ; espace malaire vestigial ou nettement plus court que le troisième article antennaire (fig. 145B) ; première cellule submarginale avec une petite nervure très courte ou absente (fig. 145D)..... **26**

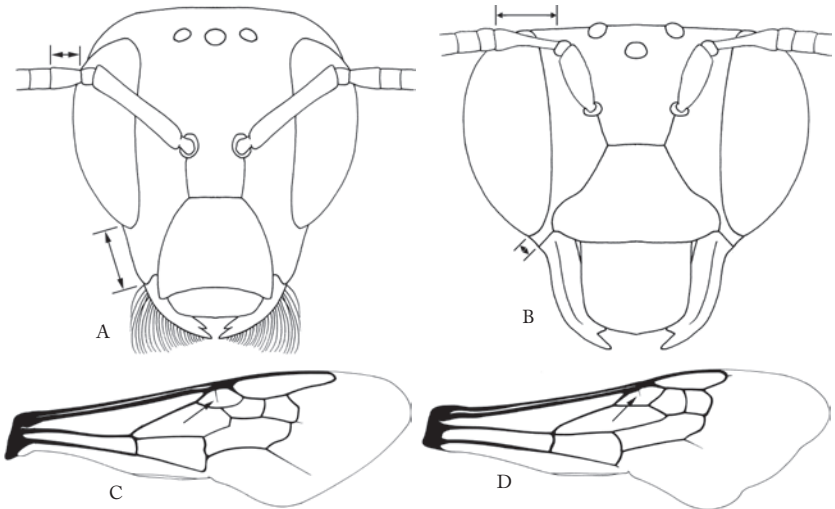


Fig. 145. - Tête vue de face (*Bombus* et *Anthophora*)
et aile antérieure (*Bombus* et *Anthophora*)

- 26(25). Cellule marginale au moins aussi longue que la distance qui la sépare de l'apex de l'aile (fig. 146A) ; première cellule submarginale plus grande que la deuxième (fig. 146A) **27**

Cellule marginale nettement plus courte que la distance qui la sépare de l'apex de l'aile (fig. 146B) ; première cellule submarginale plus petite ou égale à la deuxième (fig. 146B) 28

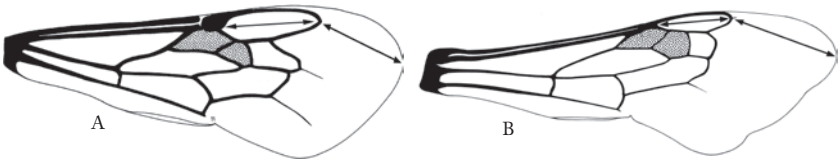


Fig. 146. - Aile antérieure (*Ancyla* et *Anthophora*)

- 27(26). Flagelle crénelé sur sa face ventrale ; tergite 7 pointu à l'apex ; glosse et palpe labial plus courts que le clypéus ; clypéus plat ; second segment du palpe labial aussi long que large ; genre recensé uniquement dans le sud-est de l'Europe..... *Ancyla*
 Flagelle non crénelé ; tergite 7 tronqué ou bifide à l'apex ; glosse et palpe labial beaucoup plus longs que le clypéus ; clypéus plus protubérant ; second segment du palpe labial beaucoup plus long que large ; genre recensé uniquement dans le sud de l'Europe..... *Tarsalia*
- 28(26). Première nervure récurrente interfurcale, dans le prolongement de la deuxième nervure cubitale transverse (fig. 147A) ; troisième nervure cubitale transverse aboutissant vers le milieu de la cellule marginale (fig. 147A) ; nervulus postfurcal (fig. 147A)..... *Habropoda*
 Première nervure récurrente aboutissant vers le milieu de la deuxième cellule submarginale (fig. 147B) ; troisième nervure cubitale transverse aboutissant bien après le milieu de la cellule marginale (fig. 147B) ; nervulus pré- ou interfurcal (fig. 147B) 29

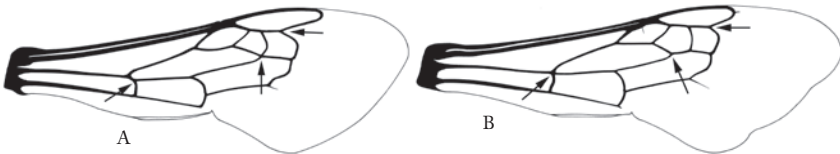


Fig.147. - Aile antérieure (*Habropoda* et *Anthophora*)

- 29(28). Arolium présent (fig. 61b)..... *Anthophora*
 Arolium absent (fig. 61c)..... *Amegilla*

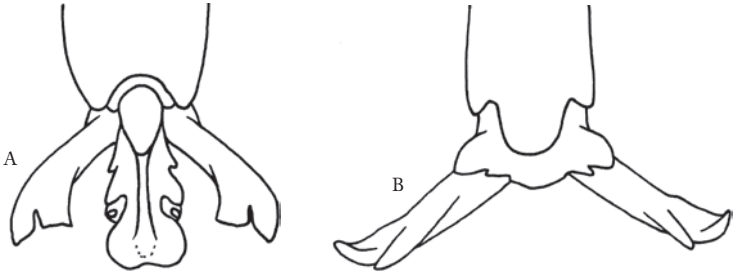


Fig. 148. - Apex du tarse médian (*Anthophora* et *Amegilla*)

- 30(21).** Axille non modifié en forme de dent (figs 149A-B) ; scutellum allongé en lamelle bidentée (fig. 149A) ou portant deux fortes dents (fig. 149B); nervure basale plus longue que la marge antérieure de la deuxième cellule cubitale (fig. 149D) ; cuticule toujours noire **31**
 Axille modifié en forme de dent (fig. 149C) ; scutellum avec deux bosses, et inerme (fig. 149C) ; nervure basale plus courte ou de même longueur que la marge antérieure de la deuxième cellule cubitale (fig. 149E) ; cuticule souvent rougeâtre sur le metasoma ou les pattes **32**
- 31(30).** Scutellum aplati, inerme, allongé en lamelle échancrée qui surplombe le métanotum et le propodéum (fig. 149A) ; arolium absent ; pilosité partout rase et veloutée *Thyreus*
 Scutellum non aplati en lamelle au-dessus du métanotum, mais avec deux fortes dents (fig. 149B) ; arolium présent; pilosité longue et non veloutée au moins sur la face, le mesosoma et le premier tergite *Melecta*

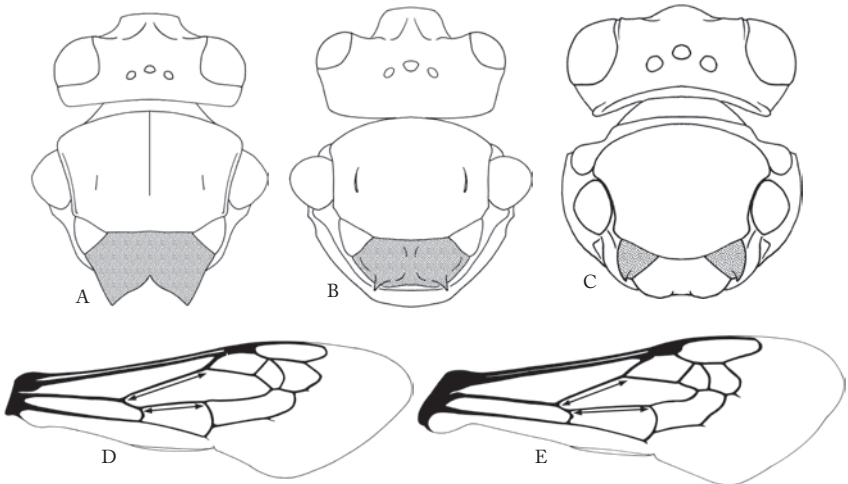


Fig. 149. - Mesosoma en vue dorsale (*Thyreus*, *Melecta* et *Epeolus*)
 et aile antérieure (*Melecta* et *Epeolus*)

- 32(30).** Mandibule généralement avec une dent pré-apicale ; sternites 4 et 5 avec une frange apicale de soies, sternite 3 sans frange (absente également des sternites 4 et 5 chez *E. tarsalis*) ; pédicelle de l'antenne entièrement visible après le scape (fig. 150A) ; palpe maxillaire avec un unique article.....*Epeolus*
 Mandibule sans dent pré-apicale ; sternites 3 à 5 avec une frange apicale de soies ; pédicelle de l'antenne partiellement caché à l'intérieur du scape (fig. 150B) ; palpe maxillaire de deux articles.....*Triepeolus*



Fig. 150. - Antenne (*Epeolus* et *Triepeolus*)

- 33(8).** Première cellule submarginale au moins deux fois plus longue, à sa marge postérieure, que la deuxième cellule submarginale (fig. 151A) ; deuxième nervure récurrente le plus souvent pré- ou interfurcale, très rarement légèrement postfurcale (fig. 151A)..... **34**
 Première cellule submarginale plus petite (fig. 151B) ou un peu plus longue, à sa marge postérieure, que la deuxième ; deuxième nervure récurrente souvent fortement postfurcale, ou plus rarement interfurcale (fig. 151B) **36**

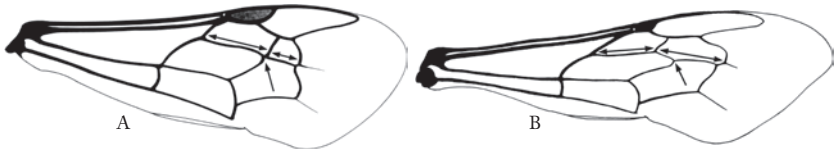


Fig. 151. - Aile antérieure (*Hylaeus* et *Osmia*)

- 34(33).** Langue courte et bifide à l'apex (fig. 152A) ; face glabre, avec de grandes taches claires sur sa moitié inférieure (fig. 152A) ; labre plus large que long ; corps toujours de moins d'un centimètre de long, à pilosité très rare..... (Colletidae) *Hylaeus*
 Langue longue et pointue à l'apex (fig. 152B) ; face à pilosité blanche et à cuticule noire ; labre plus de deux fois plus long que large ; corps de plus d'un centimètre de long, à pilosité abondante..... (Apidae, Nomadinae) **35**

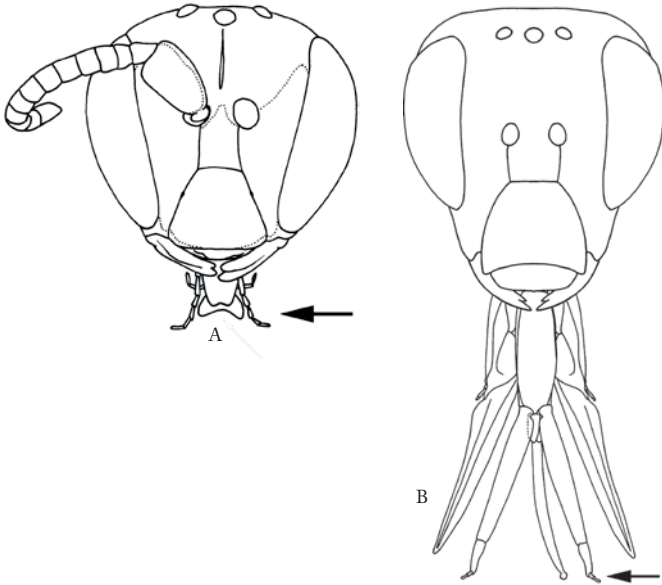


Fig.152. - Tête vue de face avec langue courte (*Hylaeus*) et langue longue (*Bombus*)

- 35(34). Corps d'au moins 10 mm de long ; marges internes des yeux convergeant dorsalement ; pattes à cuticule noire *Ammobatoïdes*
 Corps de moins de 7 mm de long ; marges internes des yeux convergeant ventralement ; pattes à cuticule jaune *Schmiedeknechtia*
- 36(33). Clypéus élevé : vu de profil, l'axe de l'œil forme un angle important avec l'axe de la face (fig. 153A) ; espèces cleptoparasites..... (Apidae, Nomadinae) 37
 Clypéus non élevé : vu de profil, l'axe de l'œil est presque parallèle avec l'axe de la face (fig. 153B) ; espèces cleptoparasites ou non..... 42

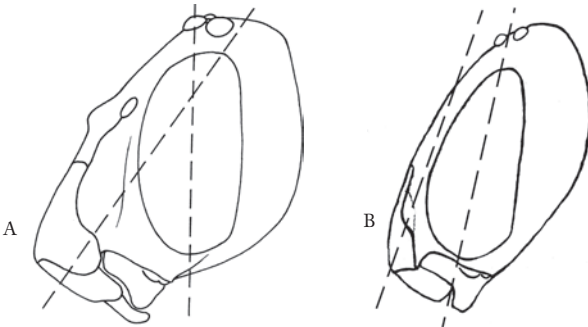


Fig. 153. - Tête vue de profil avec ou sans sur clypéus bombé

- 37(36). Metasoma avec de larges taches claires, pratiquement glabres ; cellule marginale avec l'apex pointu, accolé à la marge antérieure de l'aile (fig. 154A).....*Nomada*
 Metasoma avec les premiers segments plus ou moins rouges, les derniers noirs, sans tache claire mais parfois avec des taches veloutées de soies blanches ; cellule marginale avec l'apex plus ou moins distant de la marge antérieure de l'aile (fig. 154B)..... 38

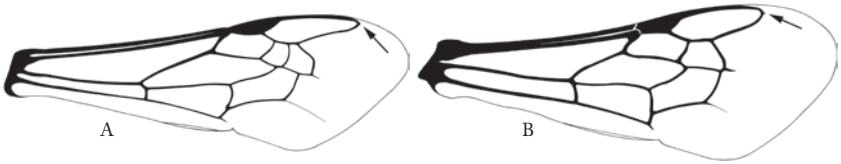


Fig. 154. - Aile antérieure (*Nomada* et *Biastes*)

- 38(37). Scape antennaire très court : moins de deux fois plus long que large (fig. 155A) ; mandibule bidentée (fig. 155A) ; labre plus large que long (fig. 155A) ; clypéus sans touffe de soies sur sa marge apicale (fig. 155A) ; cellule marginale pointue à l'apex, avec une courte nervure juste à la pointe de la cellule (fig. 155C)..... *Biastes*
 Scape antennaire plus de deux fois plus long que large (fig. 155B) ; mandibule unidentée (fig. 155B) ; labre au moins aussi long que large, souvent plus long (fig. 155B) ; clypéus avec une touffe de soies sur la marge apico-externe, entre le labre et la base de la mandibule (fig. 155B) ; cellule marginale fortement tronquée à l'apex, avec une nervure prolongeant la marge postérieure de la cellule (fig. 155D) 39

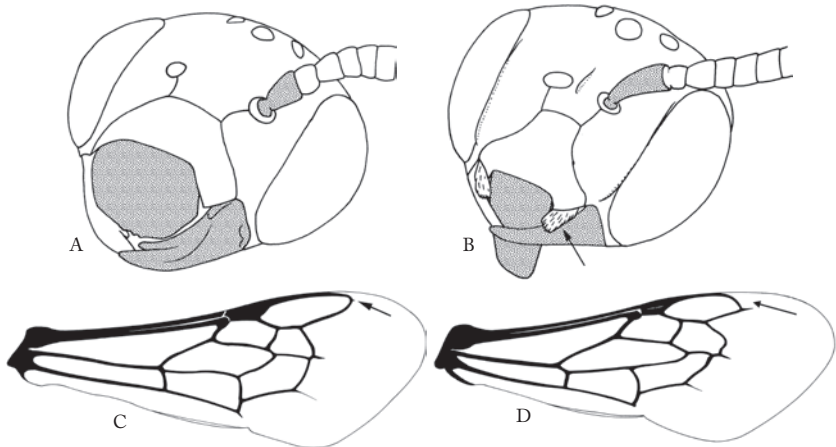


Fig. 155. - Tête vue de côté (*Biastes* et *Ammobates*)
 et aile antérieure (*Biastes* et *Ammobates*)

- 39(38). Corps de moins de 4 mm de long ; mandibules fermées se croisant à angle droit ; cellule marginale tronquée à l'apex *Chiasmognathus*
 Corps de plus de 4 mm de long ; mandibules fermées ne se croisant pas à angle droit ; cellule marginale arrondie ou tronquée à l'apex..... 40
- 40(39). Première nervure récurrente aboutissant dans la moitié distale de la deuxième cellule submarginale, ce qui rend la deuxième cellule médiale très étroite antérieurement (Fig. 156A) ; labre aussi large que long *Parammobatodes*
 Première nervure récurrente aboutissant dans la moitié basale de la deuxième cellule submarginale (Fig. 156B) ; labre souvent beaucoup plus long que large, dépassant ventralement sous les mandibules refermées (fig. 155B) 41



Fig. 156. - Aile antérieure (*Parammobatodes* et *Ammobates*)

- 41(40). Antenne avec 13 segments ; scutellum arrondi ; métanotum avec un lobe médian proéminent (fig. 157A) ; soies du clypéus accolées en une touffe en forme de lobe *Ammobates*
 Antenne avec 12 segments ; scutellum avec deux tubercules ; métanotum plat (fig. 157B) ; soies du clypéus détachées, formant une touffe en pinceau.. *Pasites*

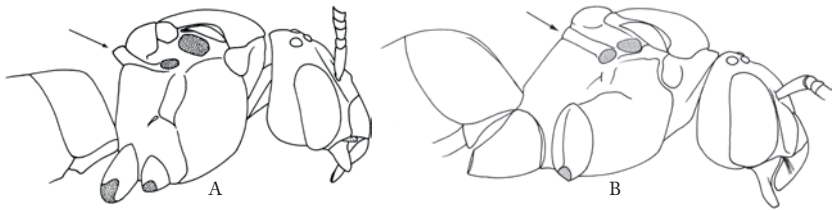


Fig. 157. - Corps vu de profil (*Ammobates* et *Pasites*)

- 42(36). Cellule marginale à apex tronqué (fig. 158A) et distant de la marge antérieure de l'aile, une courte nervure apicale dans le prolongement de la marge postérieure de la cellule ; face avec deux sutures subantennaires sous chaque fossette antennaire (fig. 158C) (Andrenidae, Panurginae) 43
 Cellule marginale à apex pointu ou arrondi (fig. 158B), le plus souvent accolé ou très proche de la marge antérieure de l'aile, nervure apicale absente ou insérée en avant de la marge postérieure de la cellule ; face avec une seule suture subantennaire sous chaque soquet antennaire (fig. 158D) 48

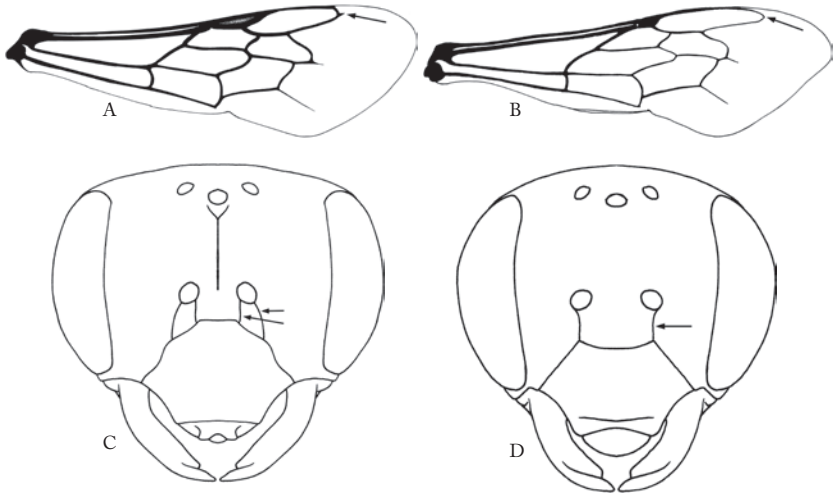


Fig. 158. - Aile antérieure (*Panurgus* et *Osmia*) et tête vue de face (*Andrena* et *Melitta*)

- 43(42). Première cellule submarginale nettement plus grande que la deuxième (fig. 159A) ; seconde nervure cubitale transverse dans le prolongement de la première nervure récurrente 44
 Première cellule submarginale de même taille que la deuxième (fig. 159B) ; seconde nervure cubitale transverse éloignée de la première nervure récurrente 45

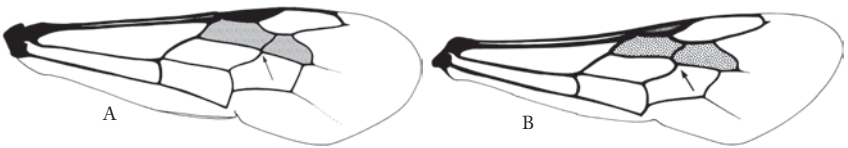


Fig. 159. - Aile antérieure (*Panurginus* et *Panurgus*)

- 44(43). Pattes avec ou sans taches jaunes ; vertex arrondi ; plusieurs espèces recensées dans la partie Sud de l'Europe *Panurginus*
 Pattes avec des taches jaunes ; vertex surélevé sur les côtés donnant à la tête une forme carrée ou trapézoïdale ; une seule espèce en Europe, recensée en Grèce, en Macédoine et en Bulgarie *Claviparnugus*
 45(43). Metasoma sans tache jaune ; clypéus noir *Panurgus*
 Corps avec des taches jaunes ou blanches ; clypéus plus ou moins jaune ou blanc 46
 46(45). Metasoma et clypéus avec des taches blanches ; insertion du labre à l'extrémité du clypéus ; glosse nettement plus longue que le prementum *Camptopoeum*

- Metasoma et clypéus avec des taches jaunes ; insertion du labre au milieu du clypéus ; glosse plus courte que le prémentum ; genres endémiques de la Péninsule ibérique..... 47
- 47(46). Marges internes des yeux convexes, rapprochées l'une de l'autre en leur milieu *Simpanurgus*
 Marges internes divergentes ventralement *Flavipanurgus*
- 48(42). Fosse antennaire située très bas sur la face, ni traversée ni même tangente à une ligne imaginaire passant par la mi-longueur des yeux, très souvent séparée du clypéus par une distance plus petite que le diamètre de la fosse (fig. 160A) ; clypéus court, souvent pas plus long que le labre (Halictidae, Rophitinae) 49
 Fosse antennaire située à mi-longueur de la face, traversée ou tangente à une ligne imaginaire passant par la mi-longueur des yeux, toujours séparée du clypéus par une distance plus grande que le diamètre de la fosse (fig. 160B) ; clypéus toujours plus long que le labre..... 51

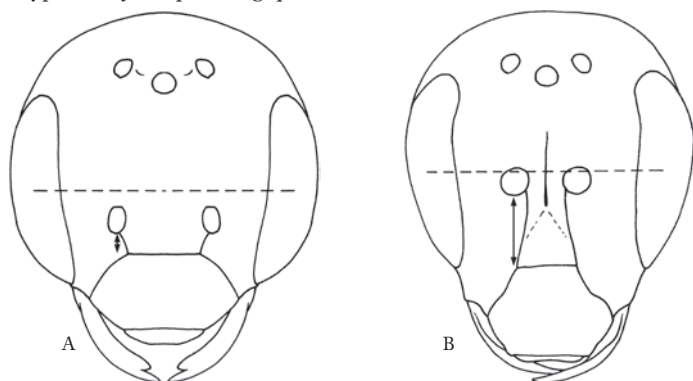


Fig. 160. - Tête vue de face (*Rophites* et *Halictus*)

- 49(48). Scutellum aussi long ou plus court que l'enclos propodéal (fig. 161A) ; enclos propodéal au profil arrondi, ne formant pas d'angle avec la face postérieure du propodéum ; tergites abdominaux sans bande apicale de soies veloutées ; face sans épine rigide ; première nervure récurrente généralement postfurcale (fig. 161C) *Dufourea*
 Scutellum plus long que l'enclos propodéal (fig. 161B) ; enclos propodéal formant de profil un angle net avec la face postérieure du propodéum ; tergites abdominaux avec des bandes apicales de soies veloutées ; face parfois avec des épines rigides ; première nervure récurrente parfois interfurcale (fig. 161D) ... 50

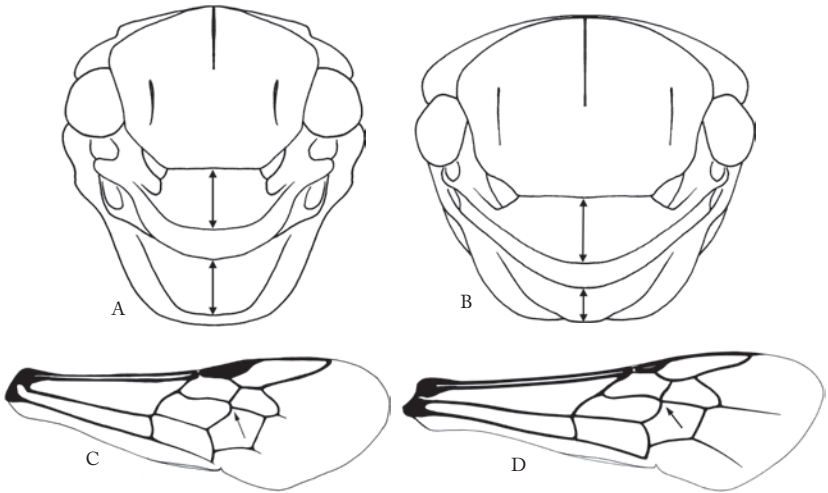


Fig. 161. - Mesosoma en vue dorsale (*Dufourea* et *Rophites*)
et aile antérieure (*Dufourea* et *Rophites*)

- 50(49). Trois premiers segments des palpes labiaux aplatis, plus longs que les palpes maxillaires ; première nervure récurrente postfurcale.....***Rbophitoides***
Trois premiers segments des palpes labiaux non aplatis, plus courts que les palpes maxillaires ; face avec des épines rigides recourbées à l'apex ; première nervure récurrente parfois interfurcale..... ***Rophites***
- 51(48). Tibia postérieur avec un plateau basitibial en forme de demi-disque (fig. 162A) **52**
Tibia postérieur sans plateau basitibial ou alors réduit à une petite dent (fig. 162B)..... **53**



Fig. 162. - Tibia postérieur en vue de face (*Macropis* et *Lithurgus*)

- 52(51). Clypéus jaune ; patte postérieure avec le fémur et le tibia fortement dilatés (fig. 163A) ; tergite 7 avec une plaque pygidiale ***Macropis***
Clypéus noir ; patte postérieure sans tibia et fémur dilatés (fig. 163B) ; tergite 7 sans plaque pygidiale ***Andrena* (partim)**

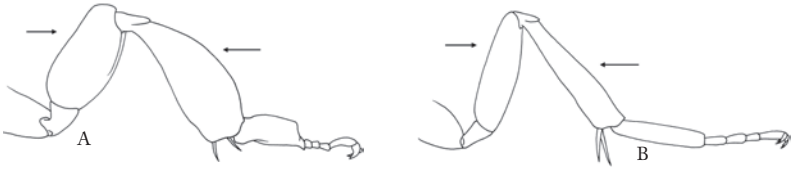


Fig. 163. - Patte postérieure (*Macropis* et *Andrena*)

- 53(51). Premier article du tarse postérieur avec une pilosité dorsale au moins trois fois plus longue que la plus grande largeur du tarse (fig. 164A) ; langue relativement courte avec les segments des palpes labiaux de longueur subégale (fig. 164C) ; mandibule bidentée (Melittidae, *Dasypodinae*) *Dasyпода*
 Premier article du tarse postérieur avec une pilosité dorsale courte, jamais plus de deux fois plus longue que la plus grande largeur du tarse (fig. 164B) ; langue relativement longue avec les deux derniers segments des palpes labiaux très réduits (fig. 164D) ; mandibule le plus souvent avec au moins trois dents (sauf espèces cleptoparasites) (Megachilidae) 54

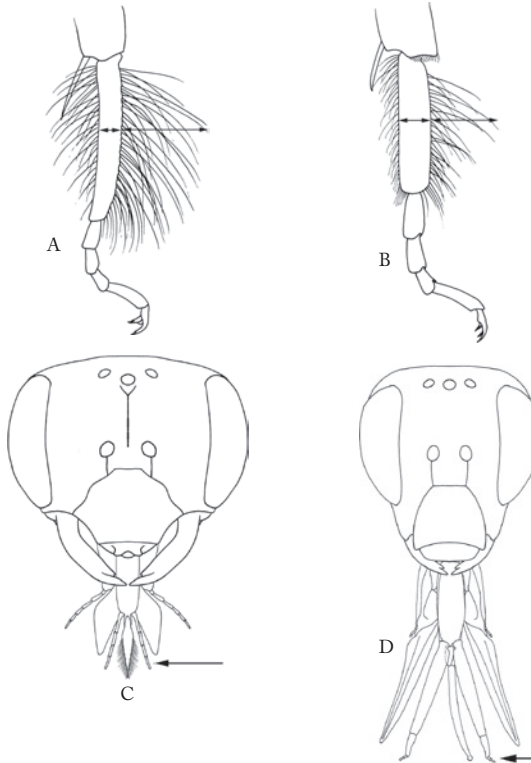


Fig. 164. - Basitarse postérieur (*Dasyпода* et *Osmia*) et tête vue de face avec langue (courte et longue)

- 54(53). Tibia postérieur avec un plateau basitibial en forme de petite dent (fig. 165A) ; tergite 7 avec un plateau pygidial en forme de dent allongée (fig. 165B) ; mandibule tridentée, les dents de longueur subégale, la dent centrale plus forte que les deux autres (fig. 165C) (Megachilidae, Lithurgini) *Lithurgus*
 Tibia postérieur sans plateau basitibial; tergite 7 sans plateau pygidial, avec la marge apicale arrondie, échancrée ou avec une ou plusieurs dents ; mandibule pluridentée, la dent ventrale plus longue que les autres (figs 165D-E)..... 55

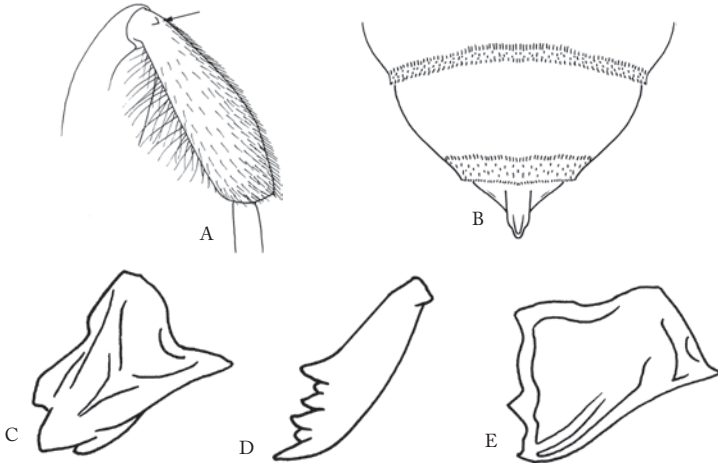


Fig. 165. - Tibia postérieur (*Lithurgus*), extrémité du metasoma en vue dorsale (*Lithurgus*) et mandibules (*Lithurgus*, Megachilidae)

- 55(54). Metasoma noir ou brun, ou largement couvert de bandes ou de taches jaunes ; deuxième nervure récurrente nettement postfurcale (fig. 166A) ou interfurcale (fig. 166B), si préfurcale alors metasoma avec des taches jaunes..... (Megachilidae, Anthidiini) 56
 Metasoma toujours noir ou brun, parfois avec des reflets métalliques ; deuxième nervure récurrente souvent nettement préfurcale (fig. 166C), parfois légèrement préfurcale (fig. 166D) 64

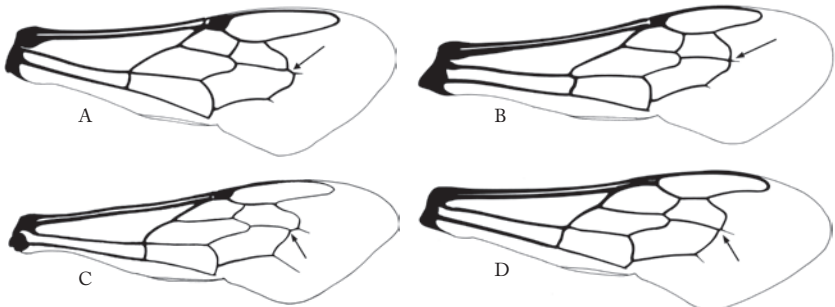


Fig. 166. - Aile antérieure (*Stelis*, *Trachusa*, *Osmia* et *Megachile*)

- 56(55). Arolium absent ou réduit à une petite soie effilée (fig. 167A) 57
 Arolium présent, parfois très petits mais toujours visibles et arrondis à l'apex (fig. 168B)..... 60

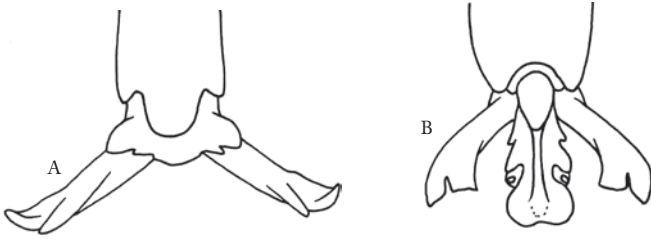


Fig. 167. - Apex du tarse médian sans ou avec un arolium

- 57(56). Axille modifié en forme de dent (fig. 168A) ; lobe pronotal surmonté par une très large et haute lamelle translucide (fig. 168A) ; joue toujours carénée le long de la marge occipitale (fig. 168A) ; clypéus 1,5 fois plus large à l'apex qu'à la base (fig. 168C) ; jamais de soie effilé entre les griffes..... ***Icteranthidium***
 Jamais tous ces caractères réunis : axille non modifié en forme de dent (fig. 168B), parfois séparé du scutellum par une très faible échancrure ; lobe pronotal souvent caréné mais la carène ne s'élevant que très rarement en forme de lamelle translucide (sous-genres *Pseudoanthidium* et *Royanthidium*) ; joue carénée uniquement chez les plus grandes espèces du genre *Anthidium* ; clypéus environ 2 fois plus large à l'apex qu'à la base (fig. 168D) sauf chez les espèces du sous-genre *Royanthidium* chez qui il est 1,5 fois plus large; arolium absent ou présent sous forme d'une soie effilée 58

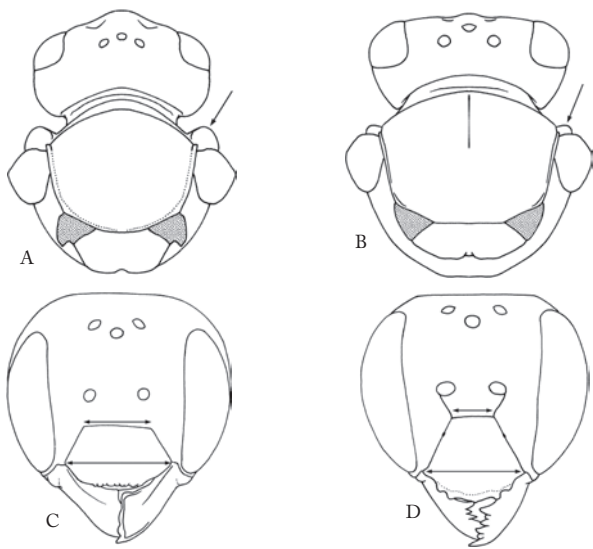


Fig. 168. - Mesosoma et tête en vue dorsale (*Icteranthidium* et *Anthidium*), et tête vue de face (*Icteranthidium* et *Anthidium*)

58(57). Aile antérieure le plus souvent longue de plus de 8 mm ; si aile de moins de 8mm, clypéus avec les marge basale et latérales presque rectilignes, formant entre elles deux angles nets (fig. 169A) ; sutures subantennaires rectilignes, parallèles ou convergeant vers le clypéus (fig. 169A) ; scutellum avec la marge postérieure surplombant généralement à peine le métanotum (fig. 169C) ; propodéum rarement en partie lisse et brillant, le plus souvent mat ou entièrement ponctué ; tergite 7 généralement avec trois fortes dents apicales, la dent centrale parfois très réduite, les dents latérales parfois transformées en lobes (fig. 169E) ; au moins le tergite 6, parfois les précédents, avec une dent latérale (fig. 169E) *Anthidium*
 Aile antérieure ne dépassant jamais 8 mm de long ; clypéus avec la marge basale arquée vers le front et ne formant pas d'angles nets avec les marges latérales (fig. 169B) ; suture subantennaire arquée vers l'œil (fig. 169B) ; scutellum avec la marge postérieure étendue postérieurement et surplombant le métanotum et le propodéum (fig. 169D) ; propodéum toujours en grande partie lisse et brillant ; tergite 7 arrondi (fig. 169F), ou avec une échancrure apicale (fig. 169G) ou encore avec trois très petites dents apicales (fig. 169H) ; pas de fortes dents latérales sur les autres tergites abdominaux..... 59

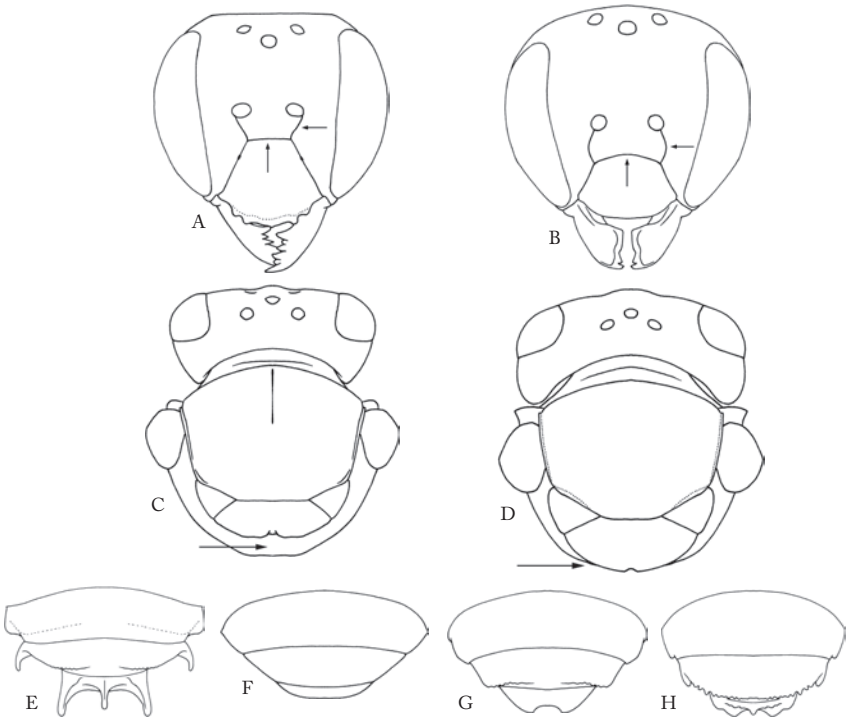


Fig. 169. - Tête vue de face (*Anthidium* et *Anthidiellum*), mesosoma en vue dorsale (*Anthidium* et *Afranthidium*), et extrémité du metasoma en vue dorsale (*Anthidium*, *Royanthidium*, *Pseudoanthidium* et *Afranthidium*)

- 59(58). Tergite 7 avec la marge apicale simplement arrondie (fig. 169F) ou profondément échancrée (fig. 169G) ; tergite 6 avec la marge apicale simple, arrondie ou légèrement crénelée latéralement (fig. 169F-G) *Pseudoanthidium*
 Tergite 7 avec trois petites dents apicales (fig. 169H) ; tergite 6 avec la marge apicale crénelée sur presque toute sa longueur (fig. 169H) *Afranthidium*
- 60(56). Au moins le tibia antérieur avec deux dents dorso-apicales (fig. 170A) ; axile souvent modifié en forme de dent ; taches jaunes ou rougeâtres absentes ou fortement réduites chez la plupart des espèces *Stelis*
 Tibias sans ou avec une unique dent dorso-apicale (fig. 170B), parfois élargie ou bifide à l'apex (fig. 170C) ; axile jamais modifié en forme de dent ; taches jaunes ou rougeâtre toujours présentes et abondantes (sauf chez *Trachusa byssina*) ... 61

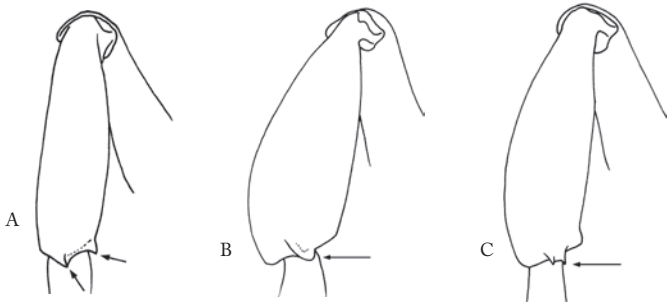


Fig. 170. - Tibia antérieure en vue de face (*Stelis*, *Trachusa* et *Rhodanthidium*)

- 61(60). Fosse antennaire avec la marge interne fortement carénée *Eoanthidium*
 Fosse antennaire sans carène..... 62
- 62(61). Scutellum à bords latéro-postérieurs anguleux et avec la marge apicale droite sur les côtés (fig. 171A), qui surplombe nettement le metanotum et le propodeum ; petites espèces de moins de 8 mm de long *Anthidiellum*
 Scutellum à marge postérieure régulièrement arquée, sans angles latéraux, souvent échancrée au milieu (figs 171B-C) et ne surplombant que le metanotum ; espèces de plus grande taille, d'au moins 9 mm de long 63

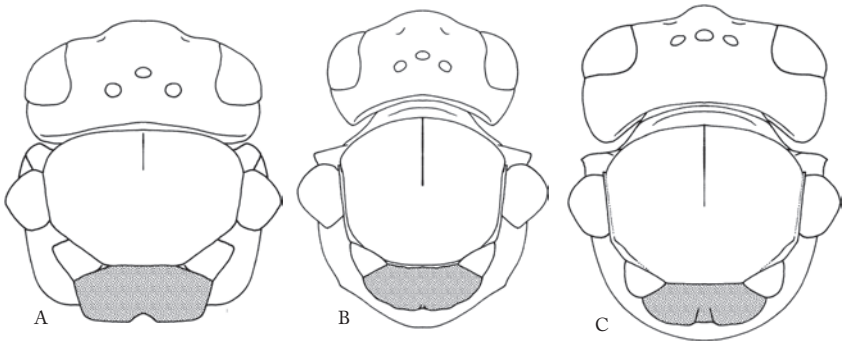


Fig. 171. - Mesosoma en vue dorsale (*Anthidiellum*, *Rhodanthidium* et *Trachusa*)

- 63(62). Tibia médian avec une dent dorso-apicale bien individualisée, pointue ou bifide à l'apex (fig. 170C) ; cuticule avec des taches fréquemment rougeâtres ; deuxième nervure récurrente toujours nettement postfurcale (fig. 172B) ; tergite 7 toujours avec trois fortes dents apicales ; tergite 6 avec la marge apicale souvent allongée en forme de lobe tronqué et surplombant le tergite 7 *Rhodanthidium*
 Tibia médian avec un plateau dorso-apical arrondi à l'apex (fig. 170B) ; meso- et metasoma sans bande ni tache et deuxième nervure récurrente interfurcale (sous-genre *Trachusa*), ou meso- et metasoma avec taches claires et deuxième nervure récurrente nettement préfurcale (sous-genre *Archianthidium*, fig. 172B) ; tergite 7 parfois sans forte dent apicale..... *Trachusa*

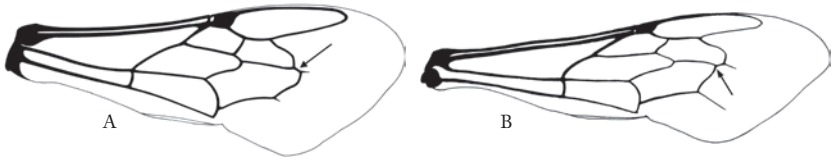


Fig. 172. - Aile antérieure (*Stelis* et *Osmia*)

- 64(55). Arolium absent, au moins sur la troisième patte (fig. 173A) ; cuticule noire ou brune, sans reflet métallique (Megachilidae, Megachilini et Dioxyini) 65
 Arolium présent (fig. 173B) ; cuticule parfois avec des reflets métalliques.....
 (Megachilidae, Osmiini) 71

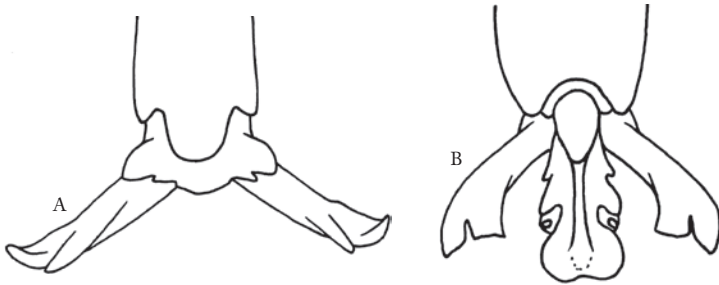


Fig. 173. - Apex du tarse médian sans ou avec un arolium

- 65(64). Axille non modifié en forme de dent et scutellum jamais allongé postérieurement en lamelle surplombant le métanotum (fig. 174A) ; pilosité longue, jamais sous forme de taches blanches veloutées ; mandibules avec une marge masticatoire large et pluridentée (fig. 174B) (Megachilidae, Megachilini) *Megachile*
 Axille modifié en forme de dent (fig. 175A) ou scutellum modifié, développé postérieurement en lame qui surplombe le métanotum (fig. 176A) ou avec deux dents latérales (fig. 176B) ; pilosité courte, formant des taches blanches feutrées sur les côtés des tergites abdominaux ou étendues à l'ensemble du corps ; mandibule étroite, uni- ou bidentée à l'apex..... 66

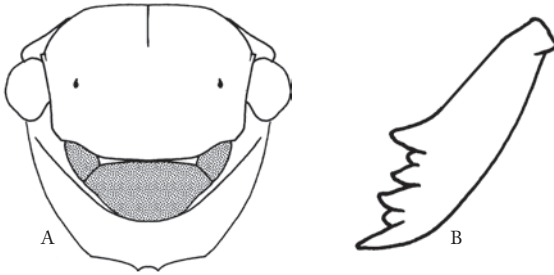


Fig. 174. - Mesosoma en vue dorsale (*Megachile*) et mandibule (*Megachile*)

- 66(65).** Métanotum non modifié (fig. 175A) ; oeil faiblement mais distinctement velu ; axille modifié en forme de dent (fig. 175A) ; tergite 7 avec 4 à 8 dents apicales (fig. 175B) ; pilosité veloutée souvent largement étendue sur le corps
 (*Megachilidae*, *Megachilini*) **Coelioxys**
- Métanotum modifié, avec une dent médiane, une protubérance médiane ou une lamelle horizontale (figs 176A-B) ; oeil pratiquement glabre ; axille non modifié en forme de dent (figs 176A-B) ; tergite 7 avec deux dents au plus ; tergites abdominaux avec une pilosité veloutée restreinte à d'étroites bandes apicales
 (*Megachilidae*, *Dioxyini*) **67**

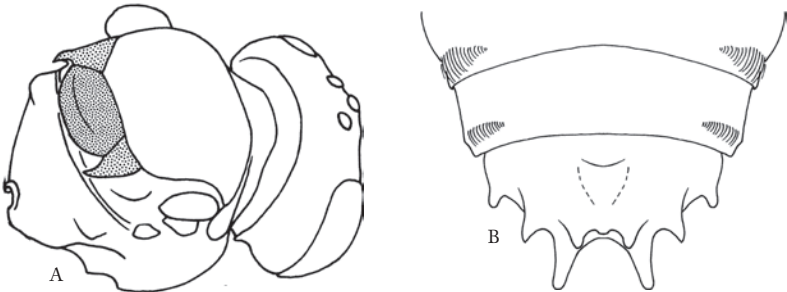


Fig. 175. - Mesosoma et tête vus de profil (*Coelioxys*) et tergite 7 (*Coelioxys*)

- 67(66).** Scutellum avec la marge postérieure arrondie (fig. 176A) **Ensliniana**
 Scutellum avec deux dents postéro-apicales bien marquées (fig. 176B) **68**

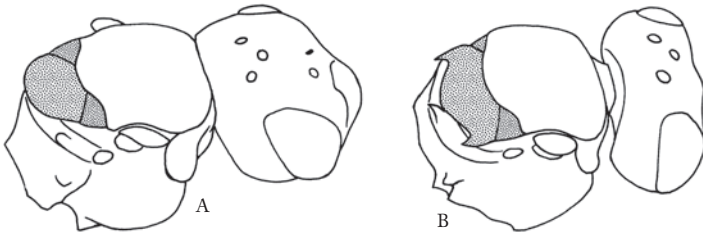


Fig. 176. - Mesosoma et tête vus de profil (*Ensliniana* et *Dioxyys*)

- 68(67). Scutellum avec une forte carène à proximité des dents latéro-apicales *Paradioxys*
 Scutellum sans carène à proximité des dents latéro-apicales..... 69
- 69(68). Labre sans carène basale transverse ; hanche antérieure normale, arrondie sur la face interne *Dioxys*
 Labre avec une carène basale transverse visible entre les mandibules fermées et le clypéus ; hanche antérieure avec la face interne modifiée, carénée au milieu ou avec un tubercule apical 70
- 70(69). Métanotum avec une protubérance médiane, non pointue ; hanche antérieure avec la partie antérieure lisse et brillante, terminée par une forte carène ; metasoma rouge ; genre recensé uniquement en Grèce..... *Metadioxys*
 Métanotum avec une épine médiane bien développée ; hanche antérieure avec la partie antérieure ponctuée, terminée par une protubérance ; metasoma noir ; genre recensé partout en Europe *Aglaopis*
- 71(64). Axille modifié en forme de dent (figs 177A-B) 72
 Axille non modifié en forme de dent (figs 177C-D) 73

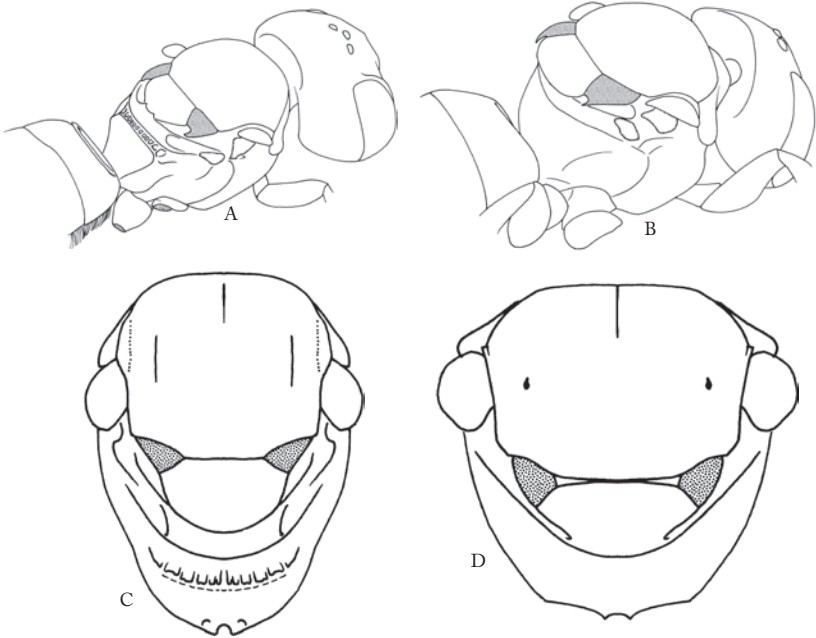


Fig. 177. - Corps en vue latérale (*Heriades* et *Osmia*)
 et mesosoma en vue dorsale (*Chelostosma* et *Osmia*)

- 72(71). Tergite 7 peu sclérifié (brunâtre), entièrement caché par le tergite 6 ; tergite 1 avec une carène entre les faces dorsale et antérieure (fig. 178A) ; enclos propodéal bien visible, constitué d'une ligne de petites dépressions séparées par une carène, et non surplombé par le scutellum (fig. 178A)..... *Heriades* (*partim*)

Tergite 7 normalement sclérifié (noir), parfois petit mais jamais entièrement caché par le tergite 6 ; tergite 1 arrondi, sans carène, entre les faces dorsale et antérieure (fig. 178B) ; enclos propodéal vestigial et surplombé par le scutellum (fig. 178B) *Osmia* (sous-genre *Hoplosmia*)



Fig. 178. - Corps vu de profil (*Heriades* et *Osmia*)

- 73(71). Tergite 7 peu sclérifié (brunâtre), entièrement caché par le tergite 6 74
 Tergite 7 normalement sclérifié (noir), parfois petit mais jamais entièrement caché par le tergite 6 75
 74(73). Tergite 1 avec une carène entre les faces dorsale et antérieure (fig. 178A) ; enclos propodéal bien visible, constitué d'une ligne de petites dépressions séparées par une carène, et non surplombé par le scutellum (fig. 178A) *Heriades* (*partim*)
 Tergite 1 arrondi, sans carène, entre les faces dorsale et antérieure (fig. 178B) ; enclos propodéal vestigial et surplombé par le scutellum (fig. 178B) .. *Protosmia*
 75(74). Tergite 6 avec une forte carène transversale préapicale, parfois formant une rangée de dents ; ligne parapsidale au moins aussi longue que 4 punctuations du mesosoma (fig. 179A) ; genres recensés uniquement au Sud-Est de l'Europe 76
 Tergite 6 sans carène préapicale ; ligne parapsidale punctiforme (fig. 179B) ; genres recensés partout en Europe 77

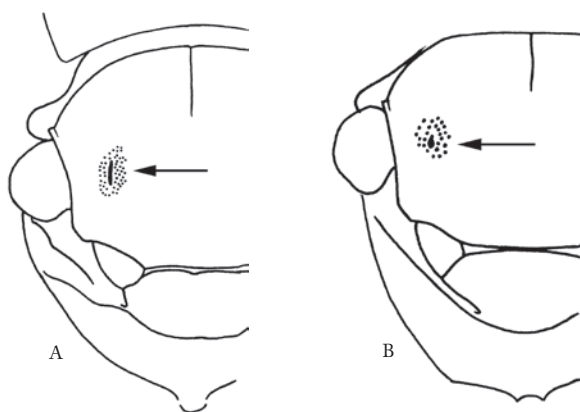


Fig. 179. - Mesosoma en vue dorsale (*Hoplitis* et *Osmia*) et tête (*Hoplitis* et *Osmia*)

- 76(75). Tergite 7 échancré au centre, avec deux dents apicales ; tergite 6 avec une carène préapicale fortement dentée ; métanotum vertical vu de profil ; tergite 1 avec une carène entre les faces dorsale et antérieure ; pièces buccales relativement courtes, n'atteignant pas la hanche de la première patte *Stenoheriades*
 Tergite 7 non échancré sans dent apicale ; tergite 6 avec une carène préapicale denticulée ou bosselée ; métanotum horizontal vu de profil ; tergite 1 avec une simple ligne entre les faces dorsale et antérieure ; pièces buccales longues, atteignant la hanche de la première patte *Hofferia*
- 77(75). Corps étroit et allongé : scutum au moins aussi long que sa largeur entre les tegulae, enclos propodéal aussi long que le métanotum (fig. 180A) ; metasoma en forme de tube, de largeur presque constante sur une grande partie de sa longueur ; troisième segment du palpe labial dans le même axe que les deux premiers segments, le quatrième segment projeté latéralement *Chelostoma*
 Corps trapu : scutum moins long que sa largeur entre les tegulae, enclos propodéal plus court que le métanotum (fig. 180B), metasoma ovale ; troisième et quatrième segments du palpe labial projeté latéralement..... 78

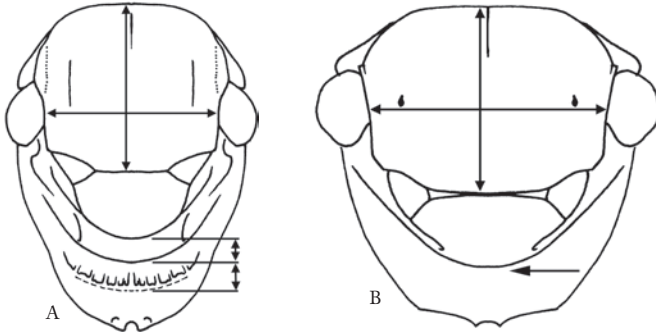


Fig. 180. -Mesosoma en vue dorsale (*Chelostoma* et *Osmia*)

- 78(77). Tergite 6 sans dent latérale (fig. 181A)..... 79
 Tergite 6 avec deux dents latérales (fig. 181B)..... 80

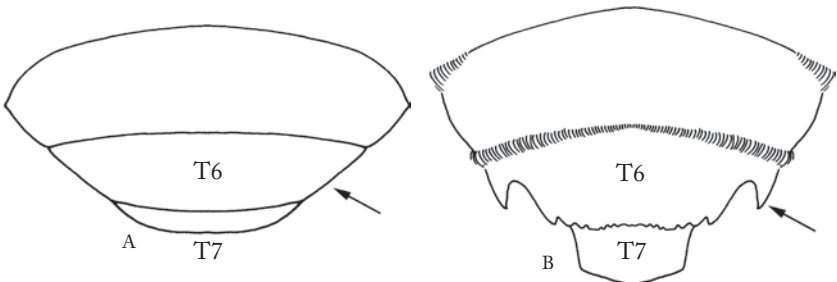


Fig.181. - Tergites 6 et 7 (*Pseudoanthidium* et *Hoplitis*)

- 79(78). Sternites 3 et 4 présentant une forme différente l'une de l'autre ; stigma relativement court, plus court que le tiers de la longueur de la cellule marginale (fig. 182A) ; mesopleure avec une carène verticale peu marquée et qui ne s'étend pas jusqu'à la face ventrale *Osmia*
 Sternites 3 et 4 de morphologie similaire; stigma long, plus long que le tiers de la longueur de la cellule marginale (fig. 182B) ; mesopleure avec une carène verticale bien marquée et qui s'étend jusqu'à la face ventrale.....
 *Hoplitis* (sous-genres *Stenosmia*, *Megaboplitis* et *Formicapis*)

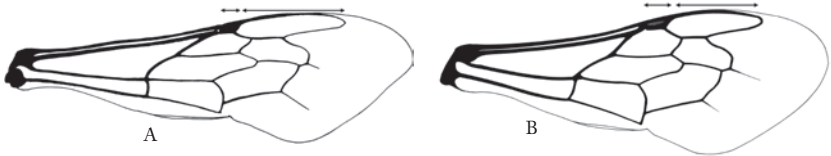


Fig.182. - Aile antérieure (*Osmia* et *Hoplitis*)

- 80(78). Probasitarse élargi, aussi large que le tibia (fig. 183A) ; lobe pronotal avec une forte carène en forme de lamelle..... *Haetosmia*
 Probasitarse non élargi, plus étroit que le tibia (fig. 183B) ; lobe pronotal non caréné, rarement avec une petite carène peu élevée..... 81

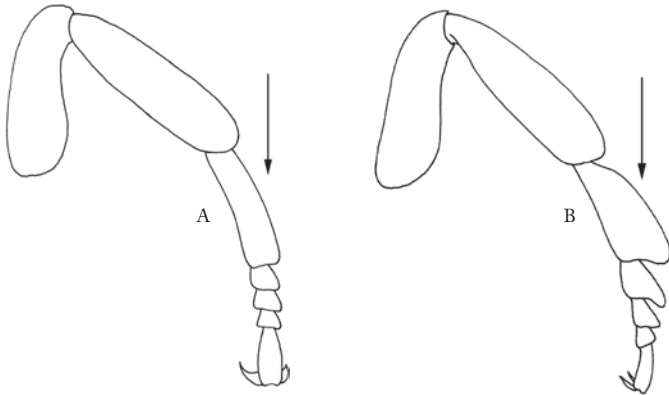


Fig. 183. - Patte antérieure en vue latérale (*Hoplitis* et *Haetosmia*)

- 81(80). Stigma relativement court, plus court que le tiers de la longueur de la cellule marginale (fig. 182A)..... *Osmia*
 Stigma long, plus long que le tiers de la longueur de la cellule marginale (fig. 182B)..... *Hoplitis*

CATALOGUE COMMENTÉ DES ABEILLES D'EUROPE

Généralités

La définition de l'Europe comme cadre géographique d'un travail scientifique n'est pas aisée. L'Europe est reconnue comme un des 7 continents du monde mais d'un point de vue géologique elle est en fait la péninsule ouest de l'Eurasie, sans une limite claire entre les deux composantes de cette entité (Asie et Europe). Ses frontières nord et ouest sont faciles à distinguer (océan atlantique et arctique) mais les limites Sud et l'Est sont beaucoup plus floues. D'un point de vue biogéographique, une bonne partie de l'Afrique du Nord et de la Turquie, peut être considéré avec l'Europe comme faisant partie de la même faune ouest-paléarctique (Patiny *et al.* 2009). La définition politique de l'Europe est encore plus compliquée car des régions comme les îles Canaries ou même la Guyane française (sur le continent Sud-Américain) sont membres de cette entité. Pour des raisons de facilité, nous avons considéré ici le même cadre géographique que l'étude de la première liste des abeilles d'Europe (Nieto *et al.* 2014), étude dirigée scientifiquement par les co-auteurs de ce livre (Figure 184). Cette étude a été mise à jour et commentée dans le travail de Rasmont *et al.* (2017). Ce cadre ne correspond à aucune des définitions ci-dessous mais est un compromis entre limites politiques (ex : Chypre et les îles espagnoles des Canaries sont incluses) et biogéographiques (ex : le territoire turc à l'Ouest du détroit du Bosphore est compris mais celui à l'Est). La frontière à l'Est est définie par l'Oural et la mer Caspienne, au Sud-Est par la mer Noire et au Sud par la mer Méditerranée. Les faunes d'Anatolie, du Caucase et du Maghreb sont donc exclues de cette étude. La biogéographie et les macro-habitats des abeilles d'Europe sont présentés dans le chapitre 6.3.



Fig. 184. - Cadre géographique du présent ouvrage (d'après Nieto *et al.* 2014 et Rasmont *et al.* 2017).

L'Europe a longtemps été le seul continent où la faune d'abeilles était étudiée. Les travaux de base en biologie et taxonomie des abeilles ont été réalisés sur ce continent en même temps que les sciences naturelles progressaient (Kirby 1802, Latreille 1802). Le tout premier travail de synthèse des abeilles d'Europe a été réalisé par Friese (1902). Les travaux qui ont suivi au cours du ^{xx}e siècle ont été réalisés à des échelles géographiques plus petites (ex : étude des abeilles Suisse ; Amiet *et al.* 1996) ou ont considéré plus particulièrement certains groupes (ex : révision des andrènes d'Europe ; Warncke 1968). Au total, plus de 400 espèces endémiques sont maintenant recensées sur le continent (Nieto *et al.* 2014).

Plus récemment, plusieurs initiatives ont été prises à l'échelle européenne pour recenser la faune continentale. Kuhlmann *et al.* (2014) ont publié une liste exhaustive des abeilles de la région ouest-paléarctique qui comprend 3370 espèces. Enfin, un consortium faisant partie du projet européen STEP (*Statut and Trends of European Pollinator*) (Potts *et al.* 2015) et l'UICN (Union internationale pour la conservation de la nature) ont réalisé une liste complète de toutes les espèces recensées en Europe, en y ajoutant des informations sur leur distribution, leur écologie, leurs populations et le risque d'extinction (Nieto *et al.* 2014). Ils ont ainsi produit une première liste rouge des abeilles à l'échelle continentale. La mise à jour réalisée par Rasmont *et al.* (2017) est présentée dans le tableau 5.

Nous présentons ici un catalogue qui fusionne les travaux de Nieto *et al.* (2014) et Rasmont *et al.* (2017) ainsi que les récentes révisions de certains genres et les nouvelles descriptions d'espèce (ex : *Dasygoda*, *Epeolus* et *Nomada*). Chaque genre est présenté dans une fiche reprenant les principales informations générales concernant la morphologie, la diagnose, la répartition géographique, la diversité mondiale et la biologie. Des conseils de préparation particuliers sont proposés comme par exemple l'extraction des genitalia pour les spécimens mâles. La liste des sous-genres et des espèces est exhaustive, et quelques détails supplémentaires sont donnés pour les espèces très communes ou qui présentent une morphologie remarquable.

Famille des Melittidae

La famille des Melittidae est représentée en Europe par 3 genres : *Dasygoda*, *Macropis* et *Melitta*. Aucune espèce de cette famille ne peut être qualifiée de commune. Toutes les espèces de Mélittidés sont relativement peu abondantes et localisées mise à part *Dasygoda hirtipes* qui peut réaliser des agrégations très populeuses. Cette rareté est liée à l'écologie particulière de la famille. Elle comprend uniquement des espèces qui ont des choix floraux spécialisés (Michez *et al.* 2008). Les plantes hôtes sont très variées, par exemple *Lythrum salicaria* est la plante hôte principale de *Melitta nigricans* ou *Lysimachia vulgaris* est celle de *Macropis europaea*. Tous les Melittidae nidifient dans le sol, avec des galeries qui peuvent être parfois assez profonde.

Genre *Dasygoda* Latreille 1802

(Melittidae, Dasygodaynae, Dasygodayni)

Étymologie : du grec *dasy-* = épais (touffu) et *-poda* = le pied, en référence aux pattes postérieures avec d'énormes brosses de soies chez les femelles

Noms vernaculaires : les dasypodes ou abeilles à culottes (Fr), der Hosenbienen (Al) (= abeilles à culottes, en pantalons), de pluimvoetbijen (Nl) (= abeilles aux pattes plumeuses), the Pantaloon bees (= abeilles en pantalons)

Morphologie et diagnose

Les dasypodes sont des abeilles de taille moyenne à grande taille (8-16mm), à langue courte, et deux cellules submarginales, la première plus grande que la seconde (Figure 185A). Les femelles se reconnaissent immédiatement de toutes les autres abeilles par leurs énormes brosses de récolte portées par les tibias et tarses postérieurs (Figure 185B). Leur abdomen a la cuticule noire brillante avec des bandes de soies claires plus ou moins interrompues. Il est légèrement aplati dorso-ventralement et présente sa plus grande largeur au niveau des segments 4 et 5. Les tibias postérieurs sont dépourvus de plateau basal. Le pelage est de couleur assez variable, parfois roux, parfois brun gris. Les mâles ont un pelage de couleur beige plus uniforme et qui couvre tout l'abdomen. Le premier article des tarses, très fin, très allongé et avec de très longues soies, est caractéristique.



Fig. 185. - *Dasygaster hirtipes*. A. Aile postérieure avec deux cellules submarginales. B. Patte postérieure femelle avec la brosse de récolte bien développée.

Répartition géographique et diversité mondiale

Les Dasypodes sont uniquement recensés dans la région paléarctique, de l'Angleterre au Japon et de la Sibérie au Maghreb. On recense 34 espèces (Baker, 2002). Une phylogénie et des clés de détermination ont été réalisées par Michez *et al.* (2004a, b). Deux nouvelles espèces ont été récemment décrites par Radchenko *et al.* (2016) et Radchenko (2017). Le genre comprend donc maintenant 19 espèces en Europe, une de plus que le chiffre mentionné par Rasmont *et al.* (2017).

Biologie

Phénologie. Chez *D. hirtipes*, qui est l'espèce la plus commune et la mieux connue, les mâles commencent à voler début juin et les femelles les suivent d'une à deux semaines. L'espèce est encore active jusque fin août. D'autres Dasypodes sont plus précoces comme *Dasygaster morotei* en Espagne qui émerge au mois d'avril ou encore *Dasygaster argentata* en Pologne qui émerge en mai (Celary, 2004).

Reproduction. Chez *D. hirtipes*, la durée de l'accouplement n'excède pas quelques dizaines de secondes et a lieu à proximité du site de nidification, le plus souvent sur les inflorescences d'Asteraceae avoisinantes (Bergmark *et al.*, 1984).

Nidification. Une fois l'accouplement terminé, les femelles gravides entament seules la construction de leur nid souterrain, le plus souvent dans les environs immédiats de leur site d'émergence. Pour la construction de leur nid, les femelles de *D. hirtipes* creusent leur terrier à l'aide de leurs mandibules et de leurs pattes postérieures (Vereecken *et al.*, 2006). L'excavation des particules souterraines vers l'extérieur du nid se fait à reculons à l'aide de leurs pattes postérieures. Le sable excavé est ensuite rassemblé en un tumulus entourant l'entrée du nid. Nos observations personnelles indiquent que l'élaboration de la galerie principale et des premières galeries périphériques du nid souterrain peut ainsi durer de 3 à 5 jours suivant le degré de compacité du sol. Les femelles affectionnent particulièrement les dunes continentales, les bords de chemins, les sablières, ainsi que certains milieux urbains (p.ex. des allées pavées) dont le sol présente une texture sableuse. Par ailleurs, les stations sélectionnées présentent généralement un sol nu, horizontal ou faiblement incliné, et bien exposé au soleil. Certaines espèces comme *D. hirtipes* nidifient en bourgades qui sont parfois constituées de centaines, voire de plusieurs milliers de nids (voir par exemple Blagovestchenskaya, 1963).

Parasitisme. Les nids de *Dasygoda* peuvent se faire parasiter par des abeilles coucou du genre *Sphecodes* et des mouches du genre *Miltogramma*.

Préférences florales. La plupart des *Dasygodes* récoltent pollen et nectar sur un nombre restreint des plantes. Toutes les espèces du sous-genre *Dasygoda* collectent leur pollen uniquement sur Asteraceae. Les *Megadasygoda* collectent sur Dipsacaceae alors que les deux derniers sous-genres, *Heterodasygoda* et *Microdasygoda*, collectent principalement sur Cistaceae (Michez *et al.* 2008).

Conseils de préparation

La détermination des mâles se fait sur base des génitalia et des trois derniers sternites. Il est utile aussi de dégager les pièces buccales et particulièrement la galea. La pilosité doit être bien visible pour pouvoir déterminer certaines femelles. La collecte en bac à eau est donc déconseillée s'il n'y a pas une préparation soignée des spécimens.

Liste des sous-genres (4) et des espèces (19)

1. *Dasygoda (Dasygoda) dusmeti* Quilis, 1928
2. *Dasygoda (Dasygoda) hirtipes* (Fabricius, 1793)

Diagnose (Photo 5-6). *D. hirtipes* est l'espèce la plus commune du genre en Europe. Elle est d'ailleurs la seule espèce présente dans tout le Nord de l'Europe. *Dasygoda hirtipes* se distingue par une taille est moyenne (~12mm), un espace malaire étroit, des bandes de soies blanches à l'apex des tergites, un pygidium noir, une brosse de récolte entièrement rousse et des génitalia mâle bifide avec de longues soies jaunes apicales. **Distribution.** Commune partout en Europe jusqu'au 62^e parallèle. **Biologie.** Espèce estivale spécialisée sur les Asteraceae Cichoroidae. Elle affectionne particulièrement les genres *Crepis* et *Hypochoeris*. Elle nidifie dans les sols sableux, dénudés et ensoleillés. **Espèces proches.** Toutes les autres espèces du sous-genre *Dasygoda*.

3. *Dasygaster (Dasygaster) morawitzi* Radchenko, 2016
4. *Dasygaster (Dasygaster) pyriformis* Radoszkowski, 1887
5. *Dasygaster (Dasygaster) sinuata* Pérez, 1896
6. *Dasygaster (Dasygaster) toroki* Michez, 2004
7. *Dasygaster (Heterodasygaster) albimana* Pérez, 1905
8. *Dasygaster (Heterodasygaster) michezi* Radchenko, 2017
9. *Dasygaster (Heterodasygaster) morotei* Quilis, 1928
10. *Dasygaster (Heterodasygaster) pyrotichia* Förster, 1855
11. *Dasygaster (Megadasygaster) argentata* Panzer, 1809
12. *Dasygaster (Megadasygaster) braccata* Eversmann, 1852
13. *Dasygaster (Megadasygaster) frieseana* Schletterer, 1890
14. *Dasygaster (Megadasygaster) spinigera* Kohl, 1905
15. *Dasygaster (Megadasygaster) suripes* (Christ 1791)
16. *Dasygaster (Megadasygaster) visnaga* (Rossi, 1790)

Diagnose (Photo 1-2). *D. visnaga* est la plus grande des Dasygastes. Les mâles et les femelles sont très faciles à reconnaître grâce à leurs pattes antérieures qui présentent une cuticule rousse-rougeâtre alors que cette partie du corps est brune ou noire chez toutes les autres espèces. **Distribution.** Cette espèce est endémique de la zone méditerranéenne. On la trouve la Grèce à la Lybie en passant par la France et l'Espagne. **Biologie.** Les femelles récoltent du pollen uniquement sur Asteraceae jaune. Elles apprécient particulièrement les zones sableuses de bord de mer riches en *Scolymus hispanicus*. **Espèces proches.** *D. visnaga* est isolée d'un point de vue morphologique.

17. *Dasygaster (Microdasygaster) cingulata* Erichson, 1835
18. *Dasygaster (Microdasygaster) crassicornis* Friese, 1896

Diagnose (Photo 3-4). *D. crassicornis* est facilement reconnaissable grâce à la pilosité de la face qui est blanche au centre et noire sur les côtés. Par ailleurs, les femelles présentent une scopa bicolore et une large zone impunctuée à l'apex du clypeus. **Distribution.** Cette espèce se trouve uniquement dans la partie Ouest du bassin méditerranéen. Des populations sont recensées en France, en Espagne, au Portugal et au Maroc. **Biologie.** *D. crassicornis* est une des seules espèces de Dasygaster à ne pas avoir de choix floraux spécialisés. Les femelles visitent uniquement des fleurs à symétrie radiaire mais semblent butiner indifféremment de nombreuses familles végétales comme les Cistaceae, Geraniaceae ou Linaceae. **Espèces proches.** Les espèces des sous-genres *Heterodasygaster* et *Microdasygaster*.

19. *Dasygaster (Microdasygaster) iberica* Warncke, 1973

Documents de références

Baker D.B. 2002. A provisional annotated list of the nominal taxa assigned to the genus *Dasygaster* Latreille, 1802, with the description of an additional species (Hymenoptera, Apoidea, Melittidae). *Deutsche entomologische Zeitschrift* 49: 89-103.

Bergmark L., Borg-Karlson A.-K. et Tengö J. 1984. Female characteristics and odour cues in mate recognition in *Dasygaster altercator* (Hym., Melittidae). *Nova Acta Regiae Societatis Scientiarum Upsaliensis* 5: 137-143.

Blagovestchenskaya N.N. 1963. Giant colony of the solitary bee *Dasygoda plumipes* (Pz) (Hymenoptera, Melittidae). *Revue d'entomologie de l'U.R.S.S.* 12 : 115-117.

Michez D., Terzo M. et Rasmont P. 2004. Révision des espèces ouest-paléarctiques du genre *Dasygoda* Latreille 1802 (Hymenoptera, Apoidea, Melittidae). *Linzer biologische Beiträge* 36: 847-900.

Michez D., Terzo M. et Rasmont P. 2004. Phylogénie, biogéographie et choix floraux des abeilles oligolectiques du genre *Dasygoda* Latreille 1802 (Hymenoptera, Apoidea, Melittidae). *Annales de la Société entomologique de France* (n. s.) 40: 421-435.

Michez D., Patiny S., Rasmont P., Timmermann K. et Vereecken N. 2008. Phylogeny and host-plant evolution in Melittidae *s.l.* (Hymenoptera: Apoidea). *Apidologie* 39 : 146-162.

Radchenko V.G. 2016. A new widespread European bee species of the genus *Dasygoda* Latreille (Hymenoptera, Apoidea). *Zootaxa* 4184 : 491-504.

Radchenko V.G. 2017. A new bee species of the genus *Dasygoda* Latreille (Hymenoptera, Apoidea) from Portugal with comparative remarks on the subgenus *Heterodasygoda* Michez. *Zootaxa*, 4350, 164-176.

Vereecken N., Toffin E. et Michez D. 2006. Observations relatives à la biologie et à la nidification de quelques abeilles sauvages psammophiles d'intérêts en Wallonie 2. Observations estivales et automnales. *Parcs et réserves* 61: 12-20.

Warncke, K. 1973. Die westpaläarktische Arten der Bienenfamilie Melittidae (Hymenoptera). *Polskie Pismo Entomologiczne*, 43: 97-126.

Genre *Macropis* Panzer 1809

(Melittidae, Melittinae, Macropidini)

Étymologie : du latin macro- = grand et *pes-* = pied (par extension : la patte), en référence aux grosses pattes postérieures des mâles ; ou selon Friese, du grec *macro* = long et *ops* = œil

Noms vernaculaires : les macropis (Fr), der Schenkelbienen (Al) (= abeilles cuis-sardes), de slobkousbijen (Nl) (= abeilles à naissain), the oil-collecting bees (En) (= abeilles collectrices d'huile)

Morphologie et diagnose

Les trois espèces de *Macropis* recensées en Europe sont des abeilles à langue courte, de taille moyenne (8-10 mm), de couleur noir brillante, à deux cellules submarginales de même taille (Figure 186A). Les mâles se reconnaissent immédiatement à la cuticule jaune de leur face, à leurs pattes postérieures avec le fémur et le tibia fortement dilatés et la plaque pygidiale bien développée. Les femelles ressemblent un peu à certaines *Andrena* et *Melitta* par leur abdomen noir brillant avec des bandes de soies claires plus ou moins largement interrompues au milieu. Mais contrairement à ces dernières, elles n'ont que deux cellules submarginales. Contrairement aux Rophitini, elles ont une allure plus massive et leurs antennes sont placées plus haut sur la face. Enfin, on les distingue de toutes les autres femelles à langue courte par leurs pattes postérieures caractéristiques : premier article du tarse court et très large avec une brosse de récolte dense comme sur le tibia mais sans toutefois être longue comme c'est le cas chez le genre *Dasygoda* ; pas de brosse de récolte sur le fémur, la hanche ou le trochanter (Figure 186B).

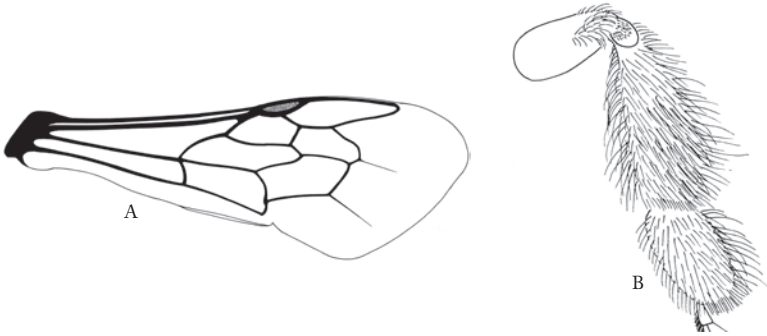


Fig. 186. - *Macropis europaea*. A. Aile antérieure avec deux cellules submarginales.
B. Patte postérieure femelle avec un basitarse très large.

Répartition géographique et diversité mondiale

Avec 16 espèces décrites réparties en 3 sous-genres, le genre *Macropis* est relativement peu diversifié (Michez & Patiny 2005). Il est distribué dans la région holarctique avec une plus grande diversité dans l'est de l'Asie où les trois sous-genres sont présents (Michener 1981).

Biologie

Phénologie. Les trois espèces de *Macropis* européens volent en été (juin-juillet) lorsque leur plante hôte, les *Lysimaques*, sont en fleur.

Reproduction. La reproduction des *Macropis* se fait sur les fleurs. Les mâles patrouillent autour des fleurs à la recherche de femelle vierge. Les femelles ont un comportement typique de levée de leurs pattes postérieures pendant leurs visites florales.

Nidification. Les *Macropis* nidifient dans le sol. Les galeries creusées par les femelles sont obliques et relativement courtes, d'une quinzaine de centimètres.

Parasitisme. Il y a un seul cleptoparasite connu : *Epeoloides coecutiens*, pour les deux espèces.

Préférences florales. Les *Macropis* sont spécialisés sur le genre *Lysimachia* (anciennement *Primulaceae*, maintenant *Myrsinaceae*) où les femelles récoltent le pollen et l'huile à la base des pétales (Vogel, 1974). Elles butinent d'autres plantes pour le nectar comme *Lythrum salicaria* (*Lythracées*) et *Geranium spp.* (*Géraniacées*).

Conseils de préparation

Les espèces se reconnaissent pour les mâles par la couleur du labrum et les génitalia. L'extraction des génitalia est donc utile. Pour les femelles, la couleur des soies de la scopa est un critère diagnostique.

Liste des espèces (3)

1. *Macropis (Macropis) europaea* Warncke, 1973

Diagnose (Photo T1). La taille du corps est de 7 à 8 mm. Les femelles de *Macropis europaea* se distinguent par la couleur de la brosse de récolte, noire sur les basitarses postérieures et blanche sur les tibias. Les mâles présentent un labrum de couleur noir (avec parfois une petite tache jaune). **Distribution.** On retrouve cette espèce partout en Europe même si elle est assez rare dans la zone méditerranéenne et boréale. **Biologie.** Identique à celle décrite pour le genre. **Espèces proches.** *M. fulvipes*.

2. *Macropis (Macropis) frivaldszkyi* Mocsáry, 1878

3. *Macropis (Macropis) fulvipes* (Fabricius, 1804)

Documents de références

Michez D. et Patiny S. 2005. World revision of the oil-collecting bee genus *Macropis* Panzer 1809 (Hymenoptera, Apoidea, Melittidae) with a description of a new species from Laos. *Annales de la Société entomologique de France* (n. s.) 41: 15-28.

Vogel S. 1974. Ölblumen und ölsammelnde Bienen. *Akademie der Wissenschaften und der Literatur, Mathematisch - Naturwissenschaftliche Klasse. Tropische und Subtropische Pflanzenwelt* 7: 285-547.

Genre *Melitta* Kirby 1802

(Melittidae, Melittinae, Melittini)

Étymologie : du grec melitta = l'abeille

Noms vernaculaires : les mélittes (Fr), der Sägehornbienen (Al) (= abeilles aux antennes en scie), de dikpootbijen (Nl) (= abeille à grosse patte), the Blunthorn bees (En) (= abeilles aux antennes en biseaux)

Morphologie et diagnose

Les mélittes sont des abeilles de taille moyenne (7-9 mm), avec trois cellules submarginales (Figure 187A), à langue courte, ressemblant à s'y méprendre à certaines andrènes : même taille, même forme, même coloration, mêmes bandes claires abdominales, nervation alaire similaire. Il faut l'œil exercé d'un spécialiste pour les reconnaître sur le vif. Sous la loupe, les mélittes ne présentent pas les caractéristiques des andrènes telles que la double suture subantennaire et les fovéas faciales. En revanche, chez beaucoup d'espèces, le dernier article des tarses est très nettement dilaté (Figure 187B). Chez les femelles, les brosses de récolte sont portées uniquement par le tibia et le premier article du tarse, alors que chez les andrènes, elles sont portées par le fémur et le tibia. Chez les mâles de mélittes, les articles antennaires sont souvent bombés ventralement.

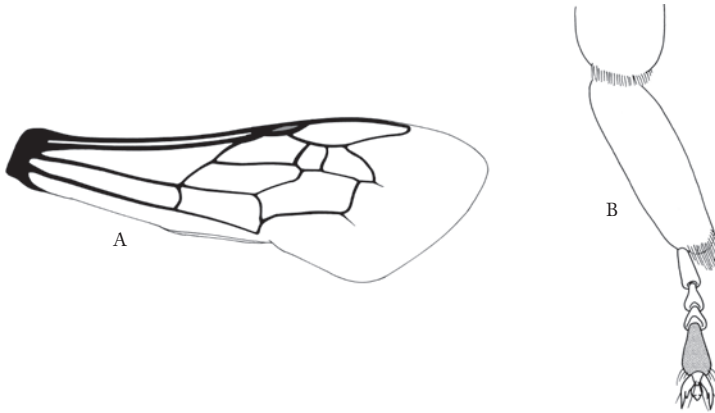


Fig. 187. - *Melitta leporina*. A. Aile postérieure. B. Patte postérieure mâle avec le dernier segment du tarse épaissi (en forme de goutte).

Répartition géographique et diversité mondiale

Le genre *Melitta* est connu de trois zones géographiques : Ethiopienne (Afrique sub-saharienne), Paléarctique (Eurasie) et Néarctique (Amérique du Nord) (Michez & Eardley 2007). La plupart des espèces sont recensées dans des zones à climat tempéré ou méditerranéen de l'Ancien Monde (Afrique + Eurasie) comme la région du Cap, le bassin méditerranéen ou la vallée médio-européenne. On ne connaît aucune espèce dans les milieux tropicaux ou désertiques. Michez & Eardley (2007) reconnaissent deux sous-genres, *Cilissa* et *Melitta s.str.*, comprenant respectivement 36 espèces et 7 espèces. De nouvelles espèces ont ensuite été décrites par Michez *et al.* (2012) portant à 48 le nombre d'espèce de mélitte. La révision du genre en incluant des nouvelles espèces sud-africaines et des arguments moléculaires a permis de reconsidérer la taxonomie et de maintenant proposer 3 sous-genres : *Melitta*, *Afromelitta* et *Plesiometitta* (Dellicour *et al.* 2014).

Biologie

Phénologie. Les *Melitta* d'Europe sont estivales et on peut encore voir voler certaines espèces comme *Melitta tricincta* très tard jusque début octobre.

Reproduction et nidification. La reproduction des mélittes n'a pas été décrite précisément mais on peut facile voir les mâles patrouiller autour des fleurs favorites des femelles. La reproduction se fait donc probablement sur les fleurs ou à proximité de celles-ci. Par ailleurs elles sont toutes solitaires et terricoles. Les nids semblent peu profonds. (30-40 centimètres).

Parasitisme. Leurs cleptoparasites connus sont des *Nomada* dont *Nomada flavopicta*.

Préférences florales. Les mélittes sont presque toutes spécialisées à un seul genre, voire une seule espèce, de plante (Michez *et al.* 2008). Beaucoup d'espèces sont spécialisées sur Fabacées comme *Melitta leporina* (tout particulièrement *Medicago sativa*), *Melitta dimidiata* (sur le genre *Onobrychis*) et les espèces endémiques espagnoles (ex :

M. hispanica et *M. murciana*), d'autres sont spécialisées sur des plantes plus rares comme *Lythrum* pour *M. nigricans*, *Odontites* pour *M. tricincta* et *Campanula* pour *M. haemorrhoidalis* (Dellicour *et al.* 2014).

Conseils de préparation

Il est conseillé d'extraire les génitalia des mâles, et de dégager les pièces buccales des femelles.

Liste des espèces (17)

1. *Melitta (Melitta) aegyptiaca* (Radoszkowski, 1876)
2. *Melitta (Melitta) budashkini* Radchenko & Ivanov, 2012
3. *Melitta (Melitta) budensis* (Mocsáry, 1878)
4. *Melitta (Melitta) dimidiata* Morawitz, 1876

Diagnose. Cette espèce est un peu plus grande (8-9mm) que les autres mélittes communes en Europe. Mâles et femelles présentent un scutum dont la cuticule est brillante entre les ponctuations, une galéa pointue à l'apex, un espace malaire court et un vertex relativement allongé. Les femelles présentent une frange apicale noire et des bandes de pilosité étroites sur les tergites. Les mâles ont des antennaires sans épaissement, un sternite 7 avec des structure latéro-apicale en forme de lame, un sternite 8 de forme triangulaire et des gonostyles pointus. **Distribution.** Du sud de l'Europe jusqu'en Asie centrale. **Biologie.** Les femelles collectent exclusivement leur pollen du des plantes du genre *Onobrychis* (Fabaceae). **Espèces proches.** *M. bicollaris*, *M. budensis*, *M. hispanica*, *M. iberica*, *M. kastiliensis*, *M. murciana* et *M. seitzi*.

5. *Melitta (Melitta) haemorrhoidalis* (Fabricius, 1775)

Diagnose. Cette espèce fait partie d'un groupe caractérisé par une galéa brillante, un métanotum épaissi, et le centre du triangle propodéal avec des petites rainures. Les femelles présentent généralement une frange apicale rouge mais elle peut être noire (Michez *et al.* 2004). Les mâles présentent des segments d'articles antennaires épaissis vers le bas, un sternite 7 avec des structures latéro-apicales en forme de bol, un sternite 8 arrondi et des gonostyles pointus (Michez & Eardley 2007). **Distribution.** Europe et Anatolie. **Biologie.** Les femelles collectent exclusivement leur pollen sur les campanules (ex : *Campanula persifolia* et *C. trachelium*). **Espèces proches.** *M. budensis*, *M. melanura* et *M. tomentosa*.

6. *Melitta (Melitta) hispanica* Friese, 1900
7. *Melitta (Melitta) iberica* Warncke, 1973
8. *Melitta (Melitta) kastiliensis* Warncke, 1973
9. *Melitta (Melitta) leporina* (Panzer, 1799)

Diagnose (Photos 7-8). La galéa est matte à sa surface, l'espace malaire relativement court et le triangle propodéal lisse. La pilosité générale est brunâtre. Les femelles et les mâles présentent des bandes abdominales jaunâtres relativement larges. Femelles avec le centre de la frange apicale noire. Mâles avec la face sans bande de soies noires sur les côtés, un sternite 7 sans structure latéro-apicale développée en bol ou lame et des gonostyles tronqués à l'apex. **Distribution.** Toute la région Paléarctique, de l'Espagne

jusqu'à la Sibérie orientale. **Biologie.** Les femelles collectent leur pollen uniquement sur des plantes de la famille des Fabaceae, avec des préférences pour les genres *Medicago*, *Melilotus* et *Trifolium*. D'autres plantes comme les Lamiaceae peuvent être visitées pour leur nectar. **Espèces proches.** *Melitta aegyptiaca*, *M. leporina*, *M. maura*, *M. nigricans*, *M. schmiedeknechti* et *M. tricincta*.

10. *Melitta (Melitta) maura* (Pérez, 1896)
11. *Melitta (Melitta) melanura* (Radoskwocki, 1891)
12. *Melitta (Melitta) murciana* Warncke, 1973
13. *Melitta (Melitta) nigricans* Alfken, 1905
14. *Melitta (Melitta) schmiedeknechti* Friese, 1898
15. *Melitta (Melitta) seitzii* Alfken, 1927
16. *Melitta (Melitta) tomentosa* Friese, 1900
17. *Melitta (Melitta) tricincta* Kirby, 1802
18. *Melitta (Melitta) udmurtica* Sitdikov, 1986

Documents de références

Dellicour S., Lecoq T., Kuhlmann M., Mardulyn P., Michez D. 2014. Molecular phylogeny, biogeography, and host plant shifts in the bee genus *Melitta* (Hymenoptera : Anthophila). *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 70: 412-419.

Michez D., Patiny S. & Ýserbyt S. 2004. Apoidea remarquables observés dans les Pyrénées-Orientales, France (Hymenoptera, Melittidae, Andrenidae). *Bulletin de la Société entomologique de France*, 109 (4) : 379-382.

Michez D., Patiny S., Rasmont P., Timmermann K., Vereecken N. 2008. Phylogeny and host-plant evolution in Melittidae s.l. (Hymenoptera: Apoidea). *Apidologie* 39 : 146-162.

Michez D., Eardley C.D. 2007. Monographic revision of the bee genus *Melitta* Kirby 1802 (Hymenoptera: Apoidea : Melittidae). *Annales de la Société entomologique de France (n. s.)* 43: 379-440.

Michez D., Kuhlmann M., Ivanov SP, Radchenko VG, 2012. Description of four new species in the bee genus *Melitta* Kirby, 1802 (Hymenoptera: Melittidae). *Zootaxa*, 337 : 57-67.

Famille des Apidae

Avec les Megachilidae, les Apidae est l'une des deux familles d'abeilles à langue longue. Elle peut donc se reconnaître, pour certaines espèces, par ses pièces buccales qui peuvent dépasser la longueur du corps (pour plus de détail, voir la partie généralités de cet ouvrage). La famille des Apidae est une des familles les plus diversifiées en Europe avec 25 genres et 578 espèces (Rasmont *et al.* 2017). Elle comprend des espèces très variées en taille et en comportement (Michener 2007). C'est l'une des deux familles, avec les Halictidae, où l'eusocialité est apparue comme pour les bourdons ou l'abeille mellifère. Cependant la majorité des espèces est solitaire ou cleptoparasite. Comme plusieurs espèces sont très communes, par exemple *Bombus pascuorum*, les Apidae sont aussi des pollinisateurs très importants dans tous les écosystèmes, y compris les écosystèmes agricoles et urbains (Klein *et al.* 2015). Trois sous-familles sont recensées en Europe :

Apinae, Nomadinae et Xylocopinae. La monophylie de ces sous-familles est remise en question par les récentes études moléculaires (Danforth *et al.* 2013) mais nous gardons ici l'hypothèse classique proposée par Michener (2007).

Sous-famille des Apinae

La sous-famille des Apinae comprend les genres très diversifiés en espèces comme les Anthophore (78 espèces), les bourdons (71 espèces) et les Eucères (81 espèces). Elle comprend des espèces eusociales, solitaires et cleptoparasites mais les clades cleptoparasites (Melectini et Osirini) font probablement partie de la sous-famille des Nomadinae. Il n'y a pas de caractère morphologique particulier qui permette de reconnaître directement cette sous-famille.

Tribu des Ancylaini : Genres *Ancyla* Lepeletier 1841 et *Tarsalia* Morawitz 1895 (Apidae, Apinae, Ancylaini)

Etymologie : *Ancyla*, du grec ankýla = jarret ; *Tarsalia*, du latin Tarsalis = tarse. Aucun nom vernaculaire en allemand, néerlandais, anglais ou français n'est connu.

Morphologie et diagnose

La tribu des Ancylaini présentent des espèces relativement petites (5-10 mm), avec une scopa limitée au tibia et au basitarse, et une aile antérieure avec trois cellules submarginales (Figure 188). Elle est phylogénétiquement proche des Eucères (Praz & Packer 2014) mais les pièces buccales sont très courtes pour le genre *Ancyla*. On reconnaît les deux genres notamment par la forme de leur clypeus, plat chez *Ancyla* et protubérant chez *Tarsalia*.

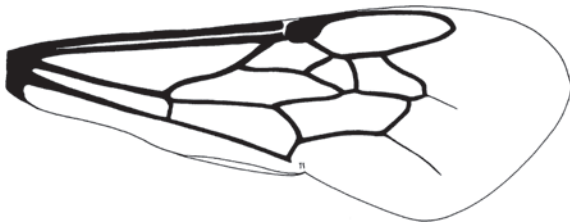


Fig. 188. - *Ancyla oraniensis*, aile antérieure.

Répartition géographique et diversité mondiale

On connaît globalement peu de chose sur ce groupe d'abeilles solitaires. Les deux genres qui forment la tribu des Ancylaini, les *Ancyla* (9 espèces dans le monde) et les *Tarsalia* (7 espèces dans le monde), sont très rares. Ils sont distribués essentiellement en zone à climat méditerranéen, et exclusivement en Bulgarie, à Chypre, en Grèce et en Sardaigne pour l'Europe. Aucune espèce n'est recensée en Europe du Nord ou de l'Ouest. Ailleurs, on les retrouve en Afrique du Nord, au proche orient.

Biologie

La biologie des Ancyloini a fait l'objet de très peu de publications. Les espèces européennes semblent estivales (juin-août) et univoltines mais certaines espèces comme *Tarsalia ancyloformis* sont reconnues comme bivoltines à Chypre (Grace 2010). La reproduction semble se réaliser sur les fleurs et la nidification dans le sol (Straka & Rozen, 2012). Popov (1967) a décrit *Ammobates mavromoustakisi* comme parasite de *Tarsalia ancyloformis* et d'autres espèces d'*Ammobates* semblent aussi attaquer les nids d'*Ancyla*. On connaît peu de chose sur les choix floraux de cette tribu mais plusieurs espèces sont décrites comme spécialistes, avec une préférence nette pour les Asteraceae pour les *Tarsalia* (Popov 1967) et pour les Apiaceae pour les *Ancyla* (Straka & Rozen 2012).

Conseils de préparation

Les mâles ne présentent pas des genitalia très variables.

Liste des genres (2), sous-genres (2) et des espèces (9)

1. *Ancyla (Ancyla) asiatica* Friese, 1922

Diagnose. Les femelles présentent une pilosité abondante sur le mesosoma. Les mâles ont un métabasitarse avec une pilosité jaune. **Distribution.** Cette espèce est recensée en Bulgarie, Turquie, Liban et Israël. **Biologie.** Cette espèce semble oligolectique sur les Apiaceae (*Daucus carota*).

2. *Ancyla (Ancyla) cretensis* Friese, 1902
3. *Ancyla (Ancyla) holtzi* Friese, 1902
4. *Ancyla (Ancyla) nigricornis* Friese, 1902
5. *Ancyla (Ancyla) oraniensis* Lepeletier, 1841
6. *Ancyla (Ancyla) orientalis* Warncke, 1979
7. *Ancyla (Ancyla) nitida* Friese, 1902
8. *Tarsalia (Tarsalia) ancyloformis* Popov, 1935

Diagnose (Photo T2). Femelle avec un clypéus de couleur jaune alors qu'il est sombre pour *A. hirtipes*. Taille des mâles et des femelles relativement petite (7-8 mm). **Distribution.** En Europe, cette espèce est recensée à Chypre et en Sardaigne. En dehors de l'Europe elle semble abondante en Asie centrale (Turkménistan, Ouzbékistan et Tadjikistan), en Turquie et en Iran. **Biologie.** Cette espèce est spécialisée sur les Asteraceae mais elle a été observée aussi ponctuellement sur des Apiaceae (*Eryngium*). **Espèce proche.** *Tarsalia hirtipes*.

9. *Tarsalia (Tarsalia) hirtipes* Morawitz, 1895

Documents de références

Grace, A. 2010. Introductory Biogeography to Bees of the Eastern Mediterranean and Near East. Bexhill Museum, Sussex, U.K.

Popov, V.B. 1967. The bees (Hymenoptera, Apoidea) of Middle Asia and their associations with angiosperm plants. Trudy Zoologiceskzo Instituta Akademija Nauk SSSR (Leningrad [St. Petersburg]) 38 : 11-329.

Praz, C. J. and L. Packer (2014). Phylogenetic position of the bee genera *Ancyla* and *Tarsalia* (Hymenoptera : Apidae) : A remarkable base compositional bias and

an early Paleogene geodispersal from North America to the Old World. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 81 : 258-270.

Straka, J. and Rozen, J.G.Jr. 2012. First observations on nesting and immatures of the bee genus *Ancyla* (Apoidea: Apidae: Apinae: Ancylaini). *American Museum Novitates* 3749 : 1-24.

Warncke, K. 1979. Beiträge zur Bienenfauna des Iran : 10. Die Gattung *Ancyla* LEP., mit einer Revision der Bienengattung *Ancyla* LEP. *Boll. Mus. Civ. Stör. Nat., Venezia* 30 : 183-195

Tribu des Anthophorini : Genres *Anthophora* Latreille 1803, *Habropoda* Smith 1854 et *Amegilla* Friese 1897

(Apidae, Apinae, Anthophorini)

Étymologie : *Anthophora*, des racines grecques *Antho-* = fleur, et *phor-* = porter, l'abeille porte-fleur ; *Amegilla*, des racines grecques *a-* privatif et *megilla* = la joue, l'abeille sans joue, en référence à leur espace malaire très court ; *Habropoda*, du grec *habro-* = joli, plaisant et *poda* = patte

Noms vernaculaires : les anthophores (*Anthophora*), les amégilles (*Amegilla*), les habropodes (*Habropoda*) (Fr), the flower bees (En UK), the digger bees (En US), die Pelzbienen (Al) (= abeille à fourrure), de sachembijen (Nl) (= abeille plumeuse, comme la coiffé d'un chef indien ou sachem)

Morphologie et diagnose

Les anthophores sont des abeilles de taille très variable, trapues, à langue longue à très longue, au clypeus aplati à très proéminent et toujours avec trois cellules submarginales (Figures 189A-B). Leur vol bruyant, rapide et saccadé de fleur à fleur, à la manière d'oiseaux-mouches, les rend facilement repérables sur le terrain. Elles sont généralement très velues ou présentent le plus souvent des bandes abdominales claires, rases et ininterrompues.

Parmi les abeilles à langue longue qui présentent trois cellules submarginales, on les distingue immédiatement des abeilles à corbeilles (bourdons et abeille domestique) par la présence de fortes brosses de récoltes sur le tibia et le premier article du tarse postérieur, par la face en grande partie jaune chez les mâles et par le vol très caractéristique. Les antennes des mâles sont de taille normale (courte) ce qui permet de les distinguer des *Eucera* (*Synhalonia*) et *Tetralonia* chez qui elles sont très longues. Pour les femelles, les anthophores présentent une cellule marginale de petite taille et une longue nervure basale rectiligne alors que les eucères ont une cellule marginale longue et une nervure basale courte et légèrement courbée.

Sur le vif, les trois genres d'anthophores se ressemblent fortement pour le profane. Sous la loupe, on notera l'absence de l'arolium entre les griffes des *Amegilla* et la position postfurcale du nervulus ainsi que la position de la première nervure récurrente qui aboutit au bout de la deuxième cellule submarginale chez les *Habropoda* alors que chez les *Anthophora*, le nervulus est interfurcal et la première nervure récurrente aboutit au milieu de la deuxième cellule submarginale. De plus, chez de nombreux mâles du genre *Anthophora*, la patte médiane porte une pilosité toute particulière qui lui donne souvent

l'allure d'une plume ou d'un éventail. A l'exception de quelques espèces plutôt rares, les mâles des trois genres et les femelles d'*Amegilla* montrent généralement un dessin facial blanc ou jaune très utile pour l'identification. A l'opposé, les femelles des genres *Anthophora* et *Habropoda* ont la cuticule de la tête entièrement noire, sauf chez un très petit nombre d'espèces rares.

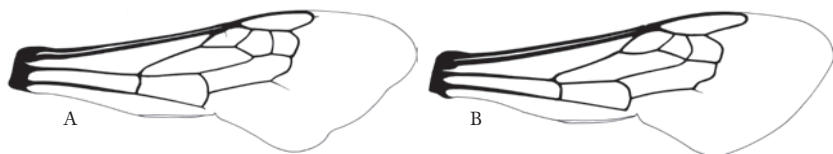


Fig. 189. - A-B. Aile antérieure d'*Anthophora plumipes* et de *Habropoda tarsata*.

Répartition géographique et diversité mondiale

On trouve les anthophores sur tous les continents, sauf l'Antarctique. Toutefois, le maximum de diversité s'observe dans les régions à végétation méditerranéenne ou steppique. Le genre *Anthophora* compte environ 400 espèces dans le monde, le genre *Amegilla* 260 et le genre *Habropoda* 30 espèces (Michener 2007). En dehors des espèces les plus abondantes (*Amegilla quadrifasciata*, *A. albigena*, *Anthophora plumipes*, *A. retusa*), elles sont peu représentées dans les collections, probablement du fait de la difficulté de les collecter en raison de la vitesse de leur vol. Beaucoup d'espèces ne sont connues que de leur série typique, parfois avec quelques spécimens supplémentaires.

Biologie

Phénologie. Les *Habropoda* et la plupart des espèces du genre *Anthophora* sont printanières. Les *Amegilla* et certaines espèces du genre *Anthophora* sont estivales. Quelques espèces volent exclusivement en hiver dans les régions méditerranéennes.

Reproduction. Les mâles sont les premiers à sortir de diapause hivernale. Ils sont suivis après quelques jours par les femelles. Pendant que les femelles butinent, les mâles volent continuellement autour d'elles en attente d'une occasion de copuler. L'accouplement se déroule le plus souvent sur les fleurs. On ne perçoit pas de parade nuptiale et chez beaucoup d'espèces, l'accouplement prend une allure contrainte, le mâle utilisant alors des structures spéciales de ses pattes pour coincer les mouvements de la femelle. Lorsqu'on capture une femelle vierge, celle-ci est immédiatement entourée par de nombreux mâles, ce qui laisse penser qu'il existe des phéromones attractives femelles. Ces phéromones restent pour le moment inconnues.

Nidification. Presque toutes les espèces nichent dans des terriers creusés dans le sol, souvent sur la tranche d'un talus. Pour ces espèces terricoles, la galerie principale se subdivise en de nombreuses galeries latérales au bout desquelles se trouve une unique cellule. L'entrée de la galerie est soit simple, soit, chez certaines espèces, précédée par un petit tube extérieur de boue séchée (ex. *Anthophora parietina*). Quelques espèces, comme *Anthophora furcata*, nichent dans le bois ou les tiges à moelle. Dans ce cas, les cellules sont

consécutives, séparées par une simple cloison de particules de bois, et il peut y avoir une ou plusieurs galeries parallèles selon l'épaisseur du bois.

Parasitisme. Les anthophores abritent, comme cleptoparasites, les abeilles de la tribu des Melectini. Le genre *Amegilla* est parasité par les Melectini du genre *Thyreus*. Les espèces du genre *Anthophora* sont parasitées par les *Melecta* du sous-genre *Melecta*. Les espèces du genre *Habropoda* sont parasitées par les *Melecta* du sous-genre *Eupavlovskia* (lesquelles sont parfois considérées comme un taxon du niveau genre). On connaît assez mal le détail des relations interspécifiques (quelles espèces d'Anthophore pour quelles espèces de mélecte). Et même, pour la plupart des Anthophores, on ne connaît pas du tout la ou les mélectes associées.

Préférences florales. Les anthophores sont polylectiques mais marquent une très nette préférence florale pour les lamiacées, les fabacées et les boraginacées. Certaines espèces sont oligolectiques, comme *Habropoda tarsata* que l'on trouve presque exclusivement sur les légumineuses, *Anthophora balneorum* sur les vipérines (*Echium* spp.) ou *Anthophora furcata* sur l'épiaire des bois (*Stachys sylvatica*).

Conseils de préparation

Pour les mâles, la forme des pattes postérieures, de la pilosité de la patte médiane, des taches cuticulaires jaunes de la face et des genitalia sont les caractères diagnostiques les plus utilisés. Pour les femelles, il s'agit surtout des caractères de pilosités et de punctuations. Il est très important d'extraire les genitalia mâles et de veiller à conserver parfaitement la propreté du pelage.

Liste des genres (3), sous-genres (15) et espèces (91)

Les genres *Amegilla* et *Anthophora* sont subdivisés en sous-genres (Michener 2007). Ces sous-genres sont souvent difficiles à reconnaître chez les femelles mais bien distincts chez les mâles. Ils servent souvent de restreindre les hésitations lors des diagnoses.

1. *Amegilla (Amegilla) canifrons* (Smith, 1854)
2. *Amegilla (Amegilla) garrula* (Rossi, 1790)

Diagnose (Photo T3). De taille nettement plus grande que l'amégille à joues blanches (*Amegilla albigena*), *Amegilla garrula* se caractérise par le pelage à dominante dorée, avec des bandes abdominales à marge antérieure diffuse. **Distribution.** Elle est présente dans toute l'Europe, au sud du 45^e parallèle. **Biologie.** Très peu de choses sont connues. L'espèce vole de juin à octobre.

3. *Amegilla (Amegilla) ochroleuca* (Perez, 1879)
4. *Amegilla (Amegilla) quadrifasciata* (de Villers, 1789)

Diagnose. C'est une amégille de grande taille (12-15 mm), tout comme *A. garrula* et *A. ochroleuca*. Elle s'en distingue par les tarses entièrement couvert de pilosité noire (dorée chez ces deux autres espèces), et par les bandes de pilosité abdominale blanches et noires bien délimitées et contrastées. **Distribution.** Comme l'amégille à joue blanche, elle est fréquente dans toute l'Europe méditerranéenne mais remonte avec des observations isolées fort haut en latitude en Europe Centrale et en Russie pour atteindre

Berlin et Moscou. **Biologie.** Butineuse généraliste mais avec une préférence marquée pour la vipérine (*Echium* spp.), les centaurées (*Centaurea* spp) et diverses labiées dont les lavandes (*Lavandula* spp.). Phénologie, depuis mai jusqu'octobre, avec une abondance particulière en août et septembre.

5. *Amegilla* (*Micramegilla*) *andresi* (Friese, 1914)

Diagnose. Cette amégille moyenne à vol rapide se caractérise par une pilosité blanche très dense de la face. **Distribution.** En Europe, cette espèce se trouve dans le sud de l'Espagne et du Portugal. **Phénologie.** Très étalée, depuis le début du printemps jusqu'en automne.

6. *Amegilla* (*Micramegilla*) *fasciata* (Fabricius, 1775)

7. *Amegilla* (*Micramegilla*) *nigricornis* (Morawitz, 1873)

8. *Amegilla* (*Micramegilla*) *velocissima* (Fedtchenko, 1875)

9. *Amegilla* (*Zebramegilla*) *albigena* (Lepeletier, 1841)

Diagnose (Photo 9). Cette petite amégille (9-11 mm) se caractérise chez la femelle par l'espace entre le clypéus et l'œil composé dont la cuticule est bien blanche, et chez le mâle par la pilosité des métatarses qui est toute blanche. **Distribution.** Cette espèce d'amégille est de loin la plus commune. On la trouve en grande abondance dans tous les milieux méditerranéens jusqu'au 45^e parallèle. Des observations ont été réalisées à peu près jusqu'à la latitude de Paris. **Biologie.** L'amégille à joues blanches butine une grande diversité de fleurs. Toutefois, elle semble affectionner particulièrement les Asteracées Carduées, chardons et centaurées. La phénologie de cette espèce est très étalée. Les spécimens apparaissent en mai et les derniers s'observent en octobre dans les pays méditerranéens.

10. *Amegilla* (*Zebramegilla*) *magnilabris* (Fedtchenko, 1875)

11. *Amegilla* (*Zebramegilla*) *salviae* (Morawitz, 1876)

12. *Anthophora* (*Anthophora*) *canescens* Brullé, 1832

13. *Anthophora* (*Anthophora*) *crinipes* Smith, 1854

14. *Anthophora* (*Anthophora*) *fulvitaris* Brullé, 1832

15. *Anthophora* (*Anthophora*) *lanata* (Klug, 1845)

16. *Anthophora* (*Anthophora*) *plumipes* (Pallas, 1772)

Diagnose (Photos 10-11). L'anthophore plumeuse a une taille proche de celle des bourdons (14-15 mm). Elle présente un polymorphisme de coloration qui peut surprendre. Les femelles d'une large partie de l'Europe ont un pelage gris-fauve hirsute et des corbeilles jaune foncé. Elles peuvent aussi avoir un pelage noir hirsute avec des corbeilles de même couleur. En Afrique du Nord, leur pelage est roux-orange. Les mâles sont plus constants, avec un pelage gris et hirsute et de larges marques jaunes au clypéus. Ils sont très reconnaissables au peigne de longs poils filiformes des tarsi moyens (rappelés par l'étymologie du nom spécifique). **Distribution.** Cette espèce d'anthophore est de très loin la plus abondante dans toute l'Europe. On la trouve dans tous les milieux depuis la latitude d'Agadir au sud (30°N), jusqu'à celle de Stockholm au nord (60°N). **Biologie.** L'anthophore plumeuse butine une grande diversité de fleurs printanière. La phénologie de cette espèce est très précoce et dans beaucoup de pays, elle est parmi les tout premiers

insectes à apparaître dès le tout début du printemps. Les spécimens les plus tardifs volent en fin mai.

17. *Anthophora (Anthophora) punctilabris* Pérez, 1879
18. *Anthophora (Anthophora) senescens* Lepeletier, 1841
19. *Anthophora (Caranthophora) dufourii* Lepeletier, 1841
20. *Anthophora (Caranthophora) pubescens* (Fabricius, 1781)
21. *Anthophora (Clisodon) furcata* (Panzer, 1798)

Diagnose (Photos T4-5). L'anthophore fourchue est de petite taille (10-12 mm). Elle présente un pelage largement gris-brun avec la tête et les côtés du thorax plus, ou moins mélangés de noir. La caractéristique la plus diagnostique chez les femelles est le pelage roussâtre des tergites 5 et 6. Les mâles ont le clypeus, une étroite barre au front, le labrum et la zone triangulaire entre clypeus et œil composé, jaunes. Les mandibules sont noires. Ils ne présentent pas de brosse ni de peigne au mésotarse. Le tergite 7 est très nettement fourchu (ce qui donne l'étymologie du nom d'espèce, *furcata*). **Distribution.** C'est une espèce nettement plus nordique que toutes les autres espèces d'anthophores. On la trouve depuis le centre de la péninsule Ibérique au sud (40°N), jusqu'au Golfe de Botnie au nord (66°N), sans atteindre le Cercle Arctique. Elle n'est nulle part abondante, probablement du fait de son habitat et de ses choix floraux spécialisés. **Biologie.** L'anthophore fourchue est une espèce des forêts et des clairières. Elle y butine principalement les Lamiaceae et tout spécialement l'épiaire des bois (*Stachys sylvatica*). Contrairement à la plupart des autres espèces d'anthophores, elle creuse ses nids dans le bois. La phénologie de cette espèce est estivale. Les premiers spécimens sont observés fin mai et les derniers, au début de septembre avec un pic d'abondance en juillet.

22. *Anthophora (Dasymegilla) quadrimaculata* (Panzer, 1798)
23. *Anthophora (Heliophila) bimaculata* (Panzer, 1798)

Diagnose (Photos 12-13). L'héliophile commune est une petite anthophore (8-9 mm). La femelle présente un pelage très rasé, grisâtre, avec des bandes de poils couchés aux tergites. Le clypeus de la femelle est marqué de jaune (ce qui la distingue de la plupart des femelles des autres espèces d'anthophores). Le labrum et les mandibules sont jaunes, le clypeus montre une partie orale largement jaune et à la partie anale, un gros trait jaune qui rejoint le bord caudal. Le front a une fine bande jaune au bord oral. Le clypeus est peu proéminent et le labrum a une forme arrondie caractéristique du sous-genre *Heliophila*. Chez le mâle, le pelage est plus dressé et avec une nuance plus brunâtre, le tergite un a un pelage dressé tandis que les tergites 2-7 ont du pelage noir couché » en avant une bande de poils couchés blanchâtres au bord anal. La face est largement jaune clair (mandibules, labrum, clypeus, joues jusqu'au niveau des socquets antennaires, bande frontale et scapes). Le mésodistitarse présente un tout petit plumet clairsemé ; les pattes postérieures sont quelque peu arquées. Le pygidium présente une extrémité fourchue. **Distribution.** L'espèce est présent dans toute l'Europe, au sud depuis les limites du Sahara, vers le nord la limite de l'espèce semble à peu près à la latitude de Copenhague, toutefois elle est considérablement plus rare dans le nord de son aire, dès qu'on dépasse 45°N alors qu'un sud de cette latitude, c'est une des anthophores les plus fréquentes. **Biologie.** *Anthophora bimaculata* nidifie dans des terriers dans les talus. Elle ne semble pas présenter de forte préférence de butinage mais les fleurs préférées sont les *Echium*

spp., *Centaurea* spp. et *Lavandula* spp. Sa phénologie est très étalée comparativement à la plupart des anthophores car on la trouve depuis la fin mai jusqu'en octobre (dans les régions méditerranéenne où elle abonde).

24. *Anthophora (Heliophila) fulvodimidiata* Dours, 1869
25. *Anthophora (Heliophila) lanzarotensis* (Tkalcù, 1993)
26. *Anthophora (Heliophila) lieftincki* (Tkalcù, 1993)
27. *Anthophora (Heliophila) pulverosa* Smith, 1854
28. *Anthophora (Lophanthophora) affinis* Brullé, 1832

Diagnose (Photos 14-15). Le nom *A. affinis* est prioritaire sur les noms *Anthophora biciliata* Lepeletier et *Anthophora mucida* (auct. partim). L'anthophore biciliée est de grande taille (18 mm), avec une langue particulièrement longue, aussi longue que le corps, avec un clypeus proéminent. La femelle a le dos du thorax brun, ainsi que les tergites 1 et 2 (tergites 1, 2 et 3 chez *A. mucida*). Les tergites 2 et 3 montrent une fine frange de soies grisâtres au bord anal. Les mâles ont le labrum, les mandibules, la base, l'extrémité et une bande centrale du clypéus, le scape jaunes, ainsi qu'une marge aire triangulaire entre clypeus et œil composé (une fine ligne seulement chez *A. mucida*). Les mésotarses présentent une frange courte et diffuse de soies au basitarse et un pinceau court et peu fourni au distitarse (ni frange ni pinceau chez *A. mucida*). **Distribution.** La distribution de cette espèce est circum-méditerranéenne, au sud depuis la latitude d'Agadir (30°N) jusqu'à la latitude de Lyon au nord (46°N). Il existe des citations isolées de cette espèce plus au nord, en Suisse, en Allemagne et en République Tchèque, mais les confusions très nombreuses entre *A. affinis* et *A. mucida* rendent douteuses les données les plus nordiques. Cette dernière espèce (*A. mucida*) est en effet plus tolérante au climat froid et sort résolument de la zone méditerranéenne. **Biologie.** L'anthophore biciliée semble butiner de nombreuses fleurs avec une préférence marquée pour les vipérines (*Echium* spp.) et pour les silènes (*Silene* spp.). Elle n'est pas rare dans son aire de distribution mais elle est assez difficile à capturer ou photographier du fait de son vol rapide. C'est une espèce nettement printanière avec une phénologie courte, puisque les premiers mâles sortent fin-avril tandis que les derniers spécimens s'observent en début juin. Elle vole en général tôt le matin pour disparaître dès 10 h.

29. *Anthophora (Lophanthophora) agama* Radoszkowski, 1869
30. *Anthophora (Lophanthophora) cinerascens* Lepeletier, 1841
31. *Anthophora (Lophanthophora) dispar* Lepeletier, 1841
32. *Anthophora (Lophanthophora) hispanica* (Fabricius, 1787)
33. *Anthophora (Lophanthophora) mucida* Gribodo, 1873
34. *Anthophora (Lophanthophora) robusta* (Klug, 1845)
35. *Anthophora (Lophanthophora) rutilans* Dours, 1869
36. *Anthophora (Melea) plagiata* (Illiger, 1806)

Diagnose (Photos 16-18). L'anthophore des murailles est une espèce de taille moyenne (13-15 mm) à allure de bourdon. Les femelles peuvent présenter deux robes très différentes, toutes les deux mimétiques de bourdons courants. La forme sombre (var. *schbencki*, pl. 2bis, fig. 3) a le pelage tout noir avec les tergites (2-3) 4-5 roux. Elle rappelle ainsi *Bombus ruderarius*, la forme claire (var. *fulvocinerea*, pl. 2bis fig. 4) a un pelage brun à nuance orangée qui rappelle *Bombus pascuorum*. Les deux formes peuvent coexister

et voler ensemble. Le mâle ne comporte pas de différenciation entre une forme sombre et claire. Sa robe est très classique de beaucoup d'espèces d'anthophores, avec le thorax brun clair et l'abdomen à pelage brun mélangé de noir. Les caractéristiques des mâles sont la coloration de la cuticule de la face, avec des marquages blanc pur sur tout le labrum, le clypeus (sauf deux petites taches aux coins anaux), et une barrette au front. Les mandibules et le scapes sont noirs. Le mésotarse ne présente qu'une frange à peine élargie au mésobasitarse, sans autre ornement. **Distribution.** La distribution est très étendue en latitude puisqu'elle va depuis le nord de l'Algérie au sud, jusqu'au centre de la Suède au nord. Toutefois, cette espèce a fortement régressé depuis un siècle et a disparu de larges aires jadis occupées. **Biologie.** L'anthophore des murailles, comme son nom l'indique, creuse volontiers son nid dans des vieux murs disjoints. Elle constitue souvent des bourgades populeuses. L'entrée de chaque terrier est prolongée par un tube de boue séchée caractéristique. Il règne une forte activité dans la bourgade avec de nombreux conflits entre les femelles (des deux colorations) pour l'occupation des nids. Pendant ce temps, les mâles assaillent les femelles. Les fleurs favorites de cette espèce ne semblent pas très spécialisées car les données quantifiées manquent. La plupart des observations concernent les Fabacées (*Vicia*, *Trifolium*, *Astragalus*, *Hedysarum*) et les Boraginacées (*Symphytum*, *Anchusa*). Sa phénologie s'étend de fin mai à fin juillet.

37. *Anthophora* (*Mystacanthophora*) *borealis* Morawitz, 1864
38. *Anthophora* (*Paramegilla*) *astragali* Morawitz, 1878
39. *Anthophora* (*Paramegilla*) *balnearum* Lepeletier, 1841
40. *Anthophora* (*Paramegilla*) *deserticola* Morawitz, 1873
41. *Anthophora* (*Paramegilla*) *dubia* Eversmann, 1852
42. *Anthophora* (*Paramegilla*) *femorata* (Olivier, 1789)
43. *Anthophora* (*Paramegilla*) *ferruginea* Lepeletier, 1841
44. *Anthophora* (*Paramegilla*) *fukvipes* Eversmann, 1846
45. *Anthophora* (*Paramegilla*) *gallica* Dalla Torre & Friese, 1895
46. *Anthophora* (*Paramegilla*) *gracilipes* Morawitz, 1873
47. *Anthophora* (*Paramegilla*) *harmalae* Morawitz, 1878
48. *Anthophora* (*Paramegilla*) *ireos* (Pallas, 1773)
49. *Anthophora* (*Paramegilla*) *larvata* Giraud, 1863
50. *Anthophora* (*Paramegilla*) *nigrovittata* Dours, 1869
51. *Anthophora* (*Paramegilla*) *podagra* Lepeletier, 1841
52. *Anthophora* (*Paramegilla*) *ponomarevae* Brooks, 1988
53. *Anthophora* (*Paramegilla*) *quadricolor* (Erichson, 1840)
54. *Anthophora* (*Paramegilla*) *socia* (Klug, 1845)
55. *Anthophora* (*Petalosternon*) *calcarata* Lepeletier, 1841
56. *Anthophora* (*Petalosternon*) *crassipes* Lepeletier, 1841
57. *Anthophora* (*Petalosternon*) *orotavae* (Saunders, 1904)
58. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *aestivalis* (Panzer, 1801)

Diagnose (Photo 19). L'anthophore estivale est de taille moyenne (14-15 mm), un peu plus petite que l'anthophore plumeuse. La femelle a le pelage de la face gris jaunâtre, de même que l'avant et l'arrière du thorax, la bande sombre du milieu du thorax étant largement entremêlée de noir et de grisâtre. Le tergite 1 a le pelage gris-jaunâtre ainsi que les franges distales des tergites 2 à 4, les fémurs, tibiais et les basitarses. La femelle ressemble fortement à celle de l'anthophore à face noire, sauf que chez cette dernière

le pelage blanc n'a pas la nuance jaunâtre marquée d'*Anthophora aestivalis* et que les méso- et métabasitarses sont couverts de soies noires et non grisâtres. Le mâle a un pelage largement grisâtre, à l'exception des tergites 3-6 qui se terminent par une frange grisâtre. Le labrum, la plus grande partie du clypéus (sauf deux petites aires noirs aux coins anaux), et les scapes sont jaunes, de même qu'une vaste aire triangulaire entre le clypéus et l'œil composé. Les mandibules sont noires. Le mésotibia a une frange de poils clairs à l'arrière. Le mésobasitarse a un grand éventail postérieur et un petit antérieur. Le mésodistitarse a une courte brosse symétrique. **Distribution.** La distribution de l'anthophore estivale s'étend depuis la latitude d'Agadir au sud (30°N) jusqu'à la latitude de Moscou au nord (56°N), sans pourtant atteindre les îles Britanniques, et la Scandinavie. Elle est abondante dans une grande partie de son aire mais elle a pourtant disparu des Pays-Bas et de Belgique, ainsi que du nord de la France. **Biologie.** L'anthophore estivale est peu spécialisée mais marque une préférence nette pour les Fabaceae (*Astragalus* spp., *Trifolium* spp., *Onobrychis* spp., *Anthyllis* spp.) et pour les vipérines (*Echium* spp.). Le nom de l'anthophore estivale est mal choisi car elle présente une phénologie nettement printanière, de début avril à début juillet.

59. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *albosignata* (Friese, 1896)
60. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *alluaudi* Pérez, 1902
61. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *altaica* Radoszkowski, 1882
62. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *andalusica* Pérez, 1902
63. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *atriceps* Pérez, 1879

Diagnose (Photos 20-21). L'anthophore à face noire est de taille plutôt petite (12-13 mm), un peu plus petite que l'anthophore estivale à laquelle elle ressemble. La femelle a le pelage de la face gris, de même que l'avant et l'arrière du thorax, la bande sombre du milieu du thorax étant largement entremêlée de noir et de grisâtre. Le tergite 1 a le pelage gris-blanc ainsi que les franges distales des tergites 2 à 4, les fémurs et les tibias. La femelle ressemble fortement à celle de l'anthophore estivale, sauf que chez cette dernière le pelage blanc a une nuance jaunâtre marquée et que ses méso- et métabasitarses sont couverts de soies grisâtres et pas noires. Le mâle a un pelage largement grisâtre, à l'exception des tergites 3-6 qui se terminent par une frange grisâtre. La cuticule de la face est toute noire (mandibules, labrum, clypeus, scape), ce qui la différencie nettement d'*Anthophora aestivalis*. Le mésotibia a une frange de poils clairs à l'arrière. Le mésobasitarse a un grand éventail postérieur (plus grand que chez *A. aestivalis*) et un petit antérieur. Le mésodistitarse a une courte brosse dissymétrique (symétrique chez *A. aestivalis*). **Distribution.** La distribution de l'anthophore à face noire comprend tout le pourtour méditerranéen occidental, Portugal, Espagne, France, Maroc, Algérie, Tunisie, Lybie, Egypte. Sa présence dans les autres pays méditerranéens reste à confirmer. Elle peut être localement abondante là où elle trouve de grands peuplements de ses fleurs favorites. **Biologie.** L'anthophore à face noire marque une préférence nette pour les lavandes (*Lavandula* spp.) dont notamment la lavande des Maures (*Lavandula stoechas*).

64. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *atroalba* Lepeletier, 1841
65. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *balearica* (Friese, 1896)
66. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *cincreus* (Friese, 1896)
67. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *dalmatica* Pérez, 1902
68. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *erschowi* Fedtschenko, 1875

69. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *leucophaea* Pérez, 1879
70. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *monacha* (Erichson, 1849)
71. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *nigriceps* Morawitz, 1886
72. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *orientalis* Morawitz, 1877
73. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *pedata* Eversmann, 1852
74. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *pruinosa* Smith, 1854
75. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *retusa* (Linnaeus, 1758)

Diagnose (Photo T6). L'anthophore obtuse est de taille moyenne (13-15 mm). Dans toute la partie septentrionale de l'aire, la robe de la femelle et son comportement permettent de reconnaître l'espèce sans hésiter. Sa robe est très largement noire avec des corbeilles jaunes vif, son pelage est bien régulier et rasé (au contraire de celui d'*Anthophora plumipes* qui est hirsute). Son vol est nettement plus rapide que celui d'*A. plumipes* avec qui elle coexiste le plus souvent. Au sud de la distribution, les femelles de la ssp. *meridionalis* présentent une coloration presque semblable à l'anthophore estivale (*A. aestivalis*) mais avec les corbeilles jaune vif (blanchâtres chez *A. aestivalis*). Les mâles de l'anthophore obtuse ressemblent à ceux de *plumipes* mais avec ils n'ont de marque jaune au clypeus que sur la partie orale (entièrement chez *plumipes*), avec une petite pointe vers le bord anal au milieu, les mésotarses de *retusa* présentent un grand éventail antérieur et un éventail postérieur un peu plus court, ainsi qu'un double éventail bien fourni au mésodistitarse (un plumeau très dégarni de quelques soies seulement chez *A. aestivalis*). **Distribution.** La distribution de cette espèce est très étendue puisqu'elle va au sud depuis l'Atlas jusqu'au nord, la latitude d'Uppsala, sans atteindre la Finlande, ni l'Écosse. Elle est rare dans le sud de son aire et peut être abondante dans la partie centrale ou même au nord, toutefois elle semble s'être fortement raréfiée en Grande-Bretagne, en Belgique, aux Pays-Bas, et dans une partie de l'Allemagne. **Biologie.** Les femelles creusent des terriers individuels dans les talus. Butine de préférence les Lamiacées (*Ajuga*, *Lamium*, *Glechoma*), les Fabacées (*Trifolium*, *Vicia*) et les *Echium* spp.

76. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *rogenhoferi* Morawitz, 1872
77. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *romandii* Dours, 1869
78. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *rubricrus* Dours, 1873
79. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *senicula* Pérez, 1902
80. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *senilis* Eversmann, 1846
81. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *sichelii* Radoszkowski, 1869
82. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *testaceipes* Morawitz, 1888
83. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *thomsoni* Saunders, 1882
84. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *ventilabris* Lepelletier, 1841
85. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *vernalis* Morawitz, 1878
86. *Anthophora* (*incertae sedis*) *laevigata* Spinola, 1808
87. *Anthophora* (*incertae sedis*) *porphyrea* Westrich, 1993
88. *Anthophora* (*incertae sedis*) *purpuraria* Westrich, 1993
89. *Anthophora* (*incertae sedis*) *uniciliata* Sichel, 1860
90. *Habropoda* (*Habropoda*) *ezonata* Smith, 1854
91. *Habropoda* (*Habropoda*) *tarsata* (Spinola, 1838) (Planche 2 fig. 9, 10)

Diagnose (Photos 22-23). L'habropode à gros tarses est une anthophore de taille plutôt grande (17-18 mm). Elle est très reconnaissable du fait de sa coloration qui rappelle

fortement le bourdon des bois (*Bombus hypnorum*). Elle s'en distingue immédiatement chez la femelle par ses broches de récoltes (au lieu des corbeilles chez les bourdons) et chez les mâles par les pattes fortement transformées, arquées, avec une forte épine au bord antérieur du métabasitarse et par la face ornée de cuticule jaune (noire chez *Bombus hypnorum*). L'habropode à gros tarse est très difficile à distinguer de l'habropode débandée (*H. ezonata*) qui se trouve en Grèce. Les femelles sont indistinguables tandis que les mâles se distinguent par la forme du long appendice des pro-hanches : en forme de long peigne poilu chez *H. tarsata*, en forme d'éperon recourbé peu poilu chez *H. ezonata*. **Distribution.** Cette habropode se trouve dans la zone méditerranéenne orientale, depuis la Provence à l'ouest jusqu'en Israël à l'est. Vers le nord, elle ne dépasse pas la latitude de Budapest (47°N). Elle est en général rare mais peut abonder localement. **Biologie.** En dehors du fait qu'elle niche dans des terriers, peu de choses sont connues sur cette espèce. Ses fleurs favorites sont des Fabaceae (genres *Cytisus* et *Vicia*). Sa phénologie se concentre sur avril-mai.

92. *Habropoda (Habropoda) zonatula* Smith, 1854

Documents de références

- Alfken J.D. 1926. Zur Unterscheidung von *Anthophora retusa* L. und *A. aestivalis* Pz. (Hym. Apid.). *Deutsch. Ent. Zeitschr.* 1926: 423-425.
- Alfken J.D. 1927. Ueber einige Arten der *Anthophora quadrifasciata*-Gruppe (Hym.). *Ent. Mitt.* 16 : 120-122.
- Brooks R.W. 1988. Systematics and Phylogeny of the Anthophorine Bees (Hymenoptera : Anthophoridae ; Anthophorini). *The University of Kansas Science Bulletin*, 53 (9) : 436-575.
- Friese H. 1897. Die Bienen Europa's (Apidae europaeae). Theil III. Solitäre Apiden. Genus Podalirius. Berlin, 316 p.
- Herrero Hernandez J. & C.Pérez-Inigo Mora, 1985. Las especies españolas del género *Anthophora* (Hym., Apoidea). *EOS, Madrid*, 61 : 107-145.
- Michener C.D. 2007. The bees of the world, second edition. The Johns Hopkins University Press, Baltimore.
- Osychnyuk A.Z. 1978. Clef de détermination des insectes de la partie européenne d'URSS, Tome III. Hyménoptères. Première partie. Traduction partielle: Superfamille Apoidea (apoïdes). Anthophoridae. Mémoire de fin d'études, Université de Mons-Hainaut, Ecole d'Interprètes Internationaux, 100 pp.
- Priesner H. 1957. A review of the *Anthophora*-species of Egypt (Hymenoptera: Apidae). *Bull. Soc. entom. Egypte*, 41 : 1-115.
- Rasmont P. 1995. Les Anthophores de France du sous-genre *Lophanthophora* Brooks avec la redescription de trois espèces au statut confus (Hymenoptera, Apoidea, Anthophoridae). *Annales de la Société entomologique de France n.s.*, 31(1) : 3-20.
- Rasmont P. 2014. *Atlas of the European Bees: genus Amegilla*. 1st Edition. STEP Project, Atlas Hymenoptera, Mons, Gembloux. <http://www.atlashymenoptera.net/page.asp?ID=259>
- Rasmont P. 2014. *Atlas of the European Bees: genus Anthophora*. 1st Edition. STEP Project, Atlas Hymenoptera, Mons, Gembloux. <http://www.atlashymenoptera.net/page.asp?ID=260>

Rasmont P. 2014. *Atlas of the European Bees: genus Habropoda*. 1st Edition. STEP Project, Atlas Hymenoptera, Mons, Gembloux. <http://www.atlashymenoptera.net/page.asp?ID=261>

Scheuchl E. 1995. *Illustrierte Bestimmungstabellen der Wildbienen Deutschlands und Österreichs. Band I: Anthophoridae*. Ed. Erwin Scheuchl, 158 pp.

Schwarz M. & Gusenleitner F. 2001. Beitrag sur Kenntnis paläarktischer Anthophorini und Habropodini (Hymenoptera: Apidae). *Entomofauna*, 22(6) : 53-92.

Schwarz M. & Gusenleitner F. 2003. Ergebnis der Untersuchung einiger von Spinola beschriebener Apiden mit Bemerkungen und Ergänzungen. (Hymenoptera : Apidae). *Entomofauna*, 24(17) : 237-280.

Tribu des Apini : Genre *Apis* Linné 1768

(Apidae, Apinae, Apini)

Étymologie : du latin *Apis* = abeille

Noms vernaculaires : l'abeille mellifère ou abeille à miel ou abeille domestique (Fr), the honey bee (En), der Honigbienen (Al) ; de honingbijen (Nl).

Morphologie et diagnose

L'abeille mellifère partage de nombreux caractères distinctifs avec les bourdons avec lesquels elle forme le clade des abeilles corbiculées : langue longue, espace malaire long, corbeilles sur les pattes postérieures. Son pelage court et épars, qui laisse largement entrevoir la cuticule, la distingue facilement des bourdons dont le pelage est long et dense, ce qui ne laisse pas entrevoir la cuticule du thorax et de l'abdomen. L'aile présente aussi une nervation très particulière avec une cellule marginale allongée en forme de banane (Figure 190A).

Comme chez les bourdons, la reine de l'abeille mellifère, en dehors de sa grande taille, n'est pas très différente des ouvrières. Qui plus est, contrairement aux bourdons, la reine ne se rencontre jamais seule dans la nature. En dehors de la ruche, elle est soit accompagnée d'un essaim formé de milliers d'ouvrières, soit courtisée par un grand nombre de mâles qui l'attendent à quelque distance de la ruche en volant en formation serrée.

Les mâles (appelés faux-bourdons) sont immédiatement reconnaissables à leurs très grands yeux qui se rejoignent sur le vertex (Figure 190B). Mâles et femelles sont également les seuls apoides dont les yeux sont entièrement recouverts d'une importante pilosité. On trouve parfois une pilosité sur les yeux chez d'autres apoides, comme chez le genre *Coelioxys* par exemple, mais dans ce cas, il ne s'agit que de quelques soies éparses et courtes.

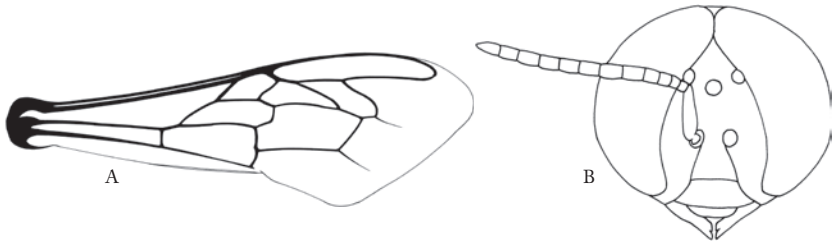


Fig. 190. - *Apis mellifera*. A. Aile antérieure. B. Tête du mâle en vue de face.

Répartition géographique et diversité mondiale

L'abeille domestique, également appelée « abeille à miel », comme la plupart des espèces domestiquées par l'homme, n'est pas une espèce indigène mais est originaire d'Inde. Elle est actuellement largement distribuée dans le monde entier grâce à l'homme qui l'élevé essentiellement pour son miel.

Comme il s'agit d'une espèce sociale qui peut produire plusieurs milliers d'ouvrières par ruche, et parce que l'homme lui offre le gîte et la déplace à son gré, elle se rencontre en tout temps et presque en tout lieu, y compris dans les milieux et aux périodes de l'année les moins favorables à la vie sauvage où elle domine souvent les populations d'abeilles indigènes.

Biologie

Phénologie. Les colonies d'abeilles mellifères sont actives toute l'année lorsque la température le permet. Elles commencent très tôt à collecter du pollen, généralement sur le noisetier, en février. Les ouvrières terminent leur activité sur des plantes qui fleurissent en septembre-octobre comme le lierre. La colonie survit pendant l'hiver avec une partie des ouvrières et la reine.

Reproduction. Les jeunes reines sont issues d'un nourrissage de larves avec de la gelée royale. Lorsqu'elles émergent de leur cellule, elles tuent les futures reines encore dans leur cocon ou se battent jusqu'à ce qu'il n'en reste qu'une. Cette rescapée quitte alors la ruche pour rejoindre un rassemblement de mâles provenant d'une autre ruche et volant en formation serrée à une dizaine de mètres de hauteur. La jeune reine s'accouple alors avec une vingtaine de mâles qui perdent leur endophallus lors de l'accouplement, et en meurent peu après. La jeune reine fécondée retourne alors à la ruche et en chasse l'ancienne reine. Cette dernière quitte la ruche accompagnée d'ouvrières qui lui sont fidèles. Cet essaim part alors à la recherche d'un nouvel abri où s'installer, à moins que l'essaim ne soit tout simplement récupéré par l'apiculteur et placé dans une nouvelle ruche.

Nidification. En dehors des ruches conçues pour l'apiculture, pour nidifier, l'abeille mellifère recherche des endroits relativement clos et abrités de la pluie. C'est le plus souvent un arbre creux, mais ce peut être aussi sous le surplomb d'un escarpement rocheux, dans une caverne, sous un toit...

Parasitisme. On ne connaît pas d'apoïdes cleptoparasites ou inquilins de l'abeille mellifère. Les ruches sont par contre sujettes au parasitisme des larves par des acariens comme *Varroa destructor*, à la prédation par les frelons (*Vespa orientalis*, *V. velutina*) ou au pillage du miel par le sphinx à tête de mort (*Acherontia atropos*).

Préférences florales. L'abeille mellifère n'a pas de préférence florale particulière. Elle visite toutes les ressources florales disponibles à condition que la longueur de sa langue le lui permette et qu'elle ait la force d'ouvrir certains types de fleur. Cette langue longue lui permet toutefois de visiter les fleurs à corolles longues dont les nectaires sont indisponibles aux espèces à langue courte. Si l'espèce n'est fidèle à aucune fleur en particulier, ce n'est pas le cas des individus qui, au contraire, se spécialisent sur une seule espèce de plante.

Conseils de préparation

Aucun, la seule vue de sa tête, de sa nervation alaire ou de ses pattes postérieures suffisent à son identification.

Liste des sous-genres (1) et des espèces (1)

Il n'existe qu'une seule espèce du genre *Apis* en Europe : *Apis mellifera* L. (Photo T7). Il existe toutefois de nombreuses sous-espèces et races d'élevage. La petite espèce asiatique *Apis florea* étend rapidement sa distribution vers l'ouest. Elle est maintenant bien installée en Iran et en Israël et pourrait arriver bientôt en Europe.

Documents de références

L'abeille mellifère est l'apoïde le plus étudié au monde. Les ouvrages qui traitent de sa biologie et de son élevage sont légions. Ces quelques ouvrages sont toutefois suffisamment complets pour fournir une vue globale de la biologie de l'espèce.

Pauly A. 2015. The species of the genus *Apis* Linnaeus. <http://www.atlashymenoptera.net/page.asp?ID=238>

Chauvin R. 1968. Traité de biologie de l'abeille. 5 volumes, Masson et Cie, Paris, 547 p. + 566 p. + 400 p. + 434 p. + 152 p.

Tribu des Bombini : Genre *Bombus* Latreille 1802

(Apidae, Apinae, Bombini)

Étymologie : du latin *bombus* = ronflement, bruit sourd, en référence au bourdonnement

Noms vernaculaires : les bourdons (fr), the bumblebees (UK), the bumble-bees (US), die Hummeln (Al), de hommels (Nl)

Morphologie et diagnose

Parmi les espèces à langue longue, les bourdons sont immédiatement reconnaissables à leur grande taille (10-30 mm) et à leur pelage dense et multicolore. La couleur de ce pelage est très variable, même au sein de la même espèce.

Les bourdons forment, avec l'abeille domestique, le groupe des abeilles à corbeilles. Ces corbeilles sont présentes chez toutes les ouvrières et les femelles à l'exception des espèces cleptoparasites (sous-genre *Psithyrus*). Les femelles qui butinent portent ainsi des pelotes de pollen presque rondes collées à la face externe des tibias postérieurs, ce qui les rend immédiatement reconnaissables de tout les autres apoïdes dont le pollen, s'il est transporté sur les pattes arrière, ne forme pas une pelote mais est emprisonné dans une brosse de soies qui épouse la forme des pattes (Figure 191A). Le pelage dense et coloré des bourdons les distingue des abeilles domestiques dont le pelage est rare et laisse largement entrevoir la couleur souvent brunâtre de la cuticule.

Les bourdons peuvent parfois être confondus avec certaines grandes espèces du genre *Anthophora* au pelage abondant et coloré (*Habropoda tarsata*, par exemple). Outre les caractères cités plus haut, ils s'en distinguent facilement par la grande longueur de l'espace malaire, très courte chez les anthophores, par la position des ocelles en arc de cercle, alors qu'elles forment un triangle chez les anthophores, par la forme du labre et des mandibules, très caractéristique chez les bourdons, et par la grande longueur de la cellule marginale (Figure 191 B), laquelle est réduite chez les anthophores. De plus, les mâles de bourdons n'ont jamais la cuticule de la face tachée de jaune alors que c'est presque toujours le cas chez les mâles d'anthophores.

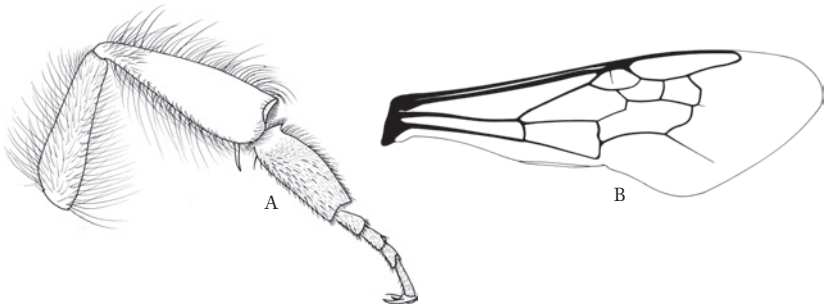


Fig. 191. - *Bombus terrestris*. A. Patte postérieure. B. Aile antérieure.

Répartition géographique et diversité mondiale

Les bourdons sont présents sur presque tous les continents à l'exception de l'Afrique au sud de Sahara, de la péninsule arabe, des deux tiers sud de l'Inde, de l'Antarctique et de l'Océanie. Ils ont cependant été introduits pour des raisons économiques (pollinisation en serre) en Nouvelle Zélande, en Tasmanie et en Afrique du Sud.

En Europe, ils sont particulièrement diversifiés dans les massifs montagneux, la taïga boréale et la toundra où leur épaisse fourrure et leur thermorégulation endotherme leur permettent de butiner à des températures trop froides pour la majorité des autres pollinisateurs (Rasmont et al. 2015). Ils sont par conséquent les insectes floricoles de loin les plus abondants de ces milieux.

Les Hyménoptères



A



B



C

Planche I. Hyménoptères Symphytes et térébrants. **A** - Cimbicidae, *Corynis crassicornis* (photo NV) ; **B** - Siricidae, *Urocerus gigas* (photo GSM). **C** - Leucospidae, *Leucospis gigas* (photo NV).



D



E



F

Planche 2. D - Torymidae, *Monodontomerus* sp. E - Ichneumonidae, *Coleocentrus excitator*. F - Braconidae sp. (photos NV).



A



B



C

Planche 3. Hyménoptères aculéates. A - Chrysididae, *Chrysis* sp. B - Scoliidae, *Megascolia maculata maculata*. C - Pompilidae, *Cryptocheilus alternatus* (photos NV).



Planche 4. D - Vespidae (Eumeninae), *Odynerus* sp. E - Sphecidae, *Sphex funenarius*. F - Formicidae, *Cataglyphis cursor* (photos NV).



A



B



C

Planche 5. Différentes familles d'abeilles. **A** - Melittidae, femelle de *Dasygaster hirtipes*. **B** - Apidae, femelle d'*Anthophora aestivalis*. **C** - Megachilidae, femelle d'*Osmia niveata* (photos NV).



Planche 6. D - Andrenidae, femelle d'*Andrena fulva*. E - Halictidae, femelle de *Lasioglossum sexnotatum* (NV). F - Colletidae, femelle et mâle de *Colletes cunicularius* (photos NV).



A



B



C

Planche 7. Diversité morphologique des abeilles. **A-B** - Taille variable entre deux abeilles sauvages, *Nomioides* sp. (longueur du corps = 3 mm) et *Xylocopa violacea* (longueur du corps = 3 cm). **C** - Longue langue de *Bombus gertaeckeri* adaptée à la récolte de ses plantes préférées, les aconites (*Aconitum* sp., Ranunculaceae) (photos NV).



Planche 8. **D** - Pattes antérieures modifiées du mâle de *Megachile willughbiella* pour la reproduction. **E** - Abeille aux reflets vert métallique, *Ceratina loewi*. **F** - Abeille à l'abdomen en partie rouge, *Osmia andrenoides* (photos NV).

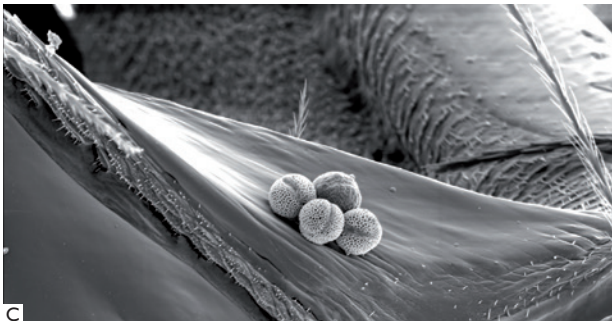
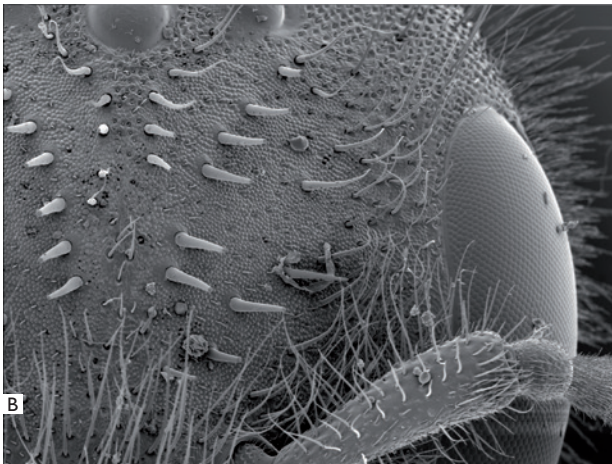
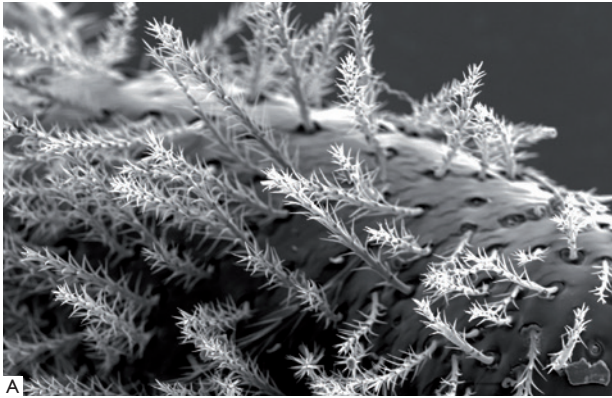
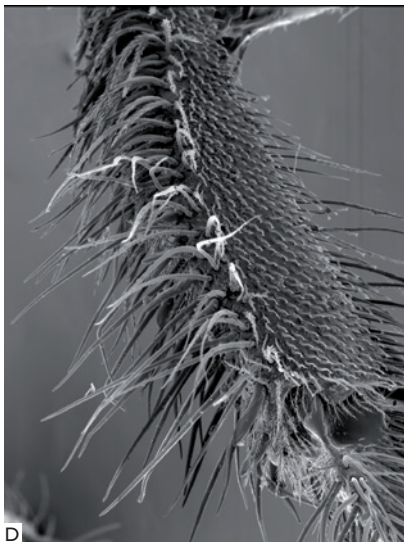


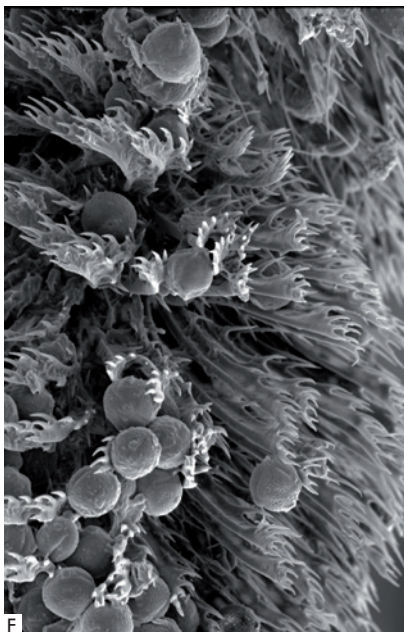
Planche 9. Illustration de structures morphologiques particulières. **A** - Détail d'une antenne de *Dasygoda crassicornis*, on distingue les sensilles, organes sensoriels de l'abeille. **B** - Epine sur la tête de la femelle de *Rophites canus* qui lui permettent de récolter le pollen sur des fleurs nototribes. **C** - Grains de pollen posé sur la langue de *Dasygoda argentata* (photos DM).



D



E



F

Planche 10. D - Tibia postérieur de *Capicola micheneri* avec la scopa. E - Genitalia de *Capicola nigerrima*. F - Soie pour la récolte d'huile de *Macropis europaea* (photos DM).



Planche 11. Cycle de vie des osmies. **A** - Emergence au printemps des mâles en premier. **B** - Patrouille des mâles devant les nids dans l'attente de l'émergence des femelles vierges. **C** - Accouplement (photos NV).



D



E



F

Planche 12. **D** - Récolte du pollen et du nectar par la femelle. **E** - Consommation du pollen par la larve. **F** - Développement des larves et formation au dernier stade d'un cocon qui passera l'hiver (photos NV).



A



B



C

Planche 13. Modes de nidification et socialité des abeilles. **A** - Espèce terricole (nidifiant dans le sol), *Lasioglossum marginatum*. **B** - Espèce rubicole (nidifiant dans une tige), *Ceratina cucurbitina*. **C** - Espèce hélicicole (nidifiant dans une coquille d'escargot), *Rhodanthidium sticticum* (photos NV).



Planche 14. **D** - Espèce eusociale (la reine est toujours en contact avec ses filles), *Apis mellifera*. **E** - Espèce eusociale primitive (la reine est seule à un moment du cycle de développement), *Bombus terrestris*. **F** - Espèce cleptoparasite, *Nomada* sp. (photos NV).



A



B



C

Planche 15. Relations plantes-abeilles. **A** - Abeille spécialisée sur la récolte de pollen de scabieuse, *Andrena hattorfiana*. **B** - Abeille spécialisée sur la récolte de pollen de composée, *Heriades truncorum* (photos NV). **C** - Abeille généraliste, *Bombus pascuorum*, récoltant sur 4 plantes de morphologies très différentes.



Planche 16. D-E-F - Abeille généraliste, *Bombus pascuorum*, récoltant sur 4 plantes de morphologies très différentes.



A



B



C

Planche 17. Pollinisation dirigée. **A-B** - Pollinisation avec l'abeille domestique, *Apis mellifera*.
C - Pollinisation avec le bourdon terrestre, *Bombus terrestris* (photos NV).



Planche 18. **D** - Pollinisation avec le bourdon terrestre, *Bombus terrestris*. **E** - Pollinisation avec l'abeille solitaire *Megachile rotundata*. **F** - Pollinisation avec l'abeille solitaire *Osmia cornuta* (photos NV).



A



B

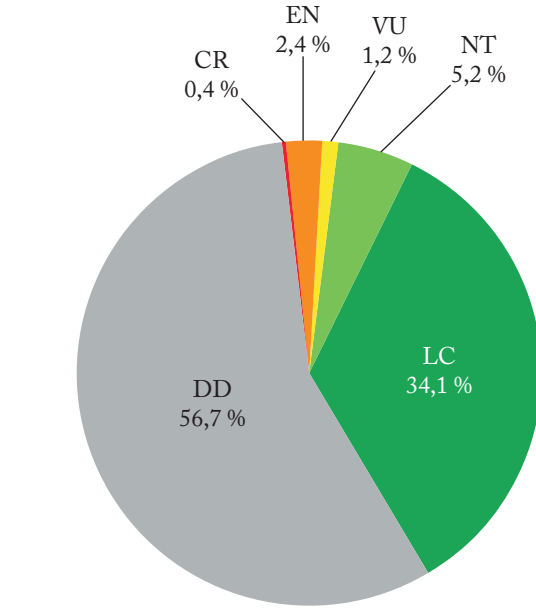


C

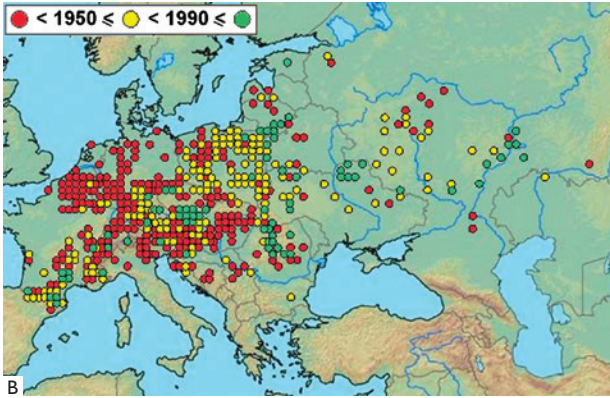
Planche 19. Ecosystèmes européens avec faunes d'abeilles particulières. **A** - Toundra arctique en Norvège (Nordkinn Halvoya). **B** - Täiga boréale (Dallarna). **C** - Lande atlantique en Irlande (Forkill) (photos PR).



Planche 20. **D** - Pelouse sèche en France (Larzac). **E** - Steppe boisée en Turquie (Yozgat). **F** - Forêt méditerranéenne en France (Le Muy) (photos PR).



A



B

Planche 21. Déclin des abeilles en Europe et mesure de conservation. **A** - Synthèse des résultats de la première liste rouge des abeilles d'Europe (DD= données insuffisantes ; LC = préoccupation mineure ; NT = quasi menacé ; VU = vulnérable ; EN = en danger ; CR = en danger critique d'extinction) (Nieto *et al.* 2014). **B** - Carte de distribution de *Bombus confusus* (les cercles rouges représentent les observations avant 1950, les cercles orange entre 1950 et 1990, et les cercles verts après 1990) (Rasmont *et al.* 2015).



C



D

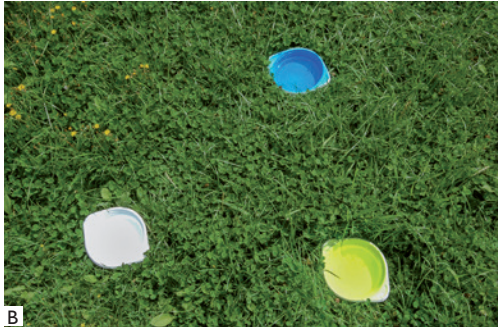


E

Planche 22. C-D - Aménagement d'un hôtel à abeilles en zone urbaine, avant et après installation.
E - Habitat complet (ressources florales diversifiées et zones de nidification) qui accueille une diversité importante d'abeilles sauvages.



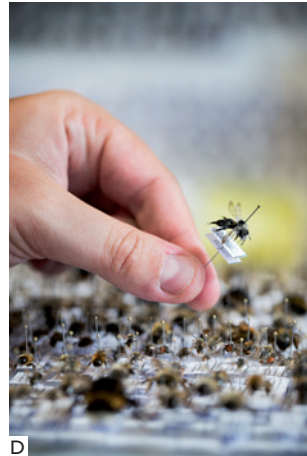
A



B



C



D

Planche 23. Collecte, préparation et collection d'abeilles. **A** - Piège Malaise. **B** - Bacs colorés. **C** - Collecte avec un filet. **D** - Collection de spécimens épinglés et étiquetés (photos NV).

In Natura



Planche 24. 1. *Macropis* (*Macropis*) *europaea* (Melittidae, Macropidini, photo NV). 2. *Tarsalia* (*Tarsalia*) *ancyliformis* (Apidae, Ancyloini, photo Gideon Pisanty). 3. *Amegilla* (*Amegilla*) *garrula* femelle (Apidae, Anthophorini, photo PR).



Planche 25. 4-5. *Anthophora (Clisodon) furcata* femelle et mâle (Apidae, Anthophorini). 6. *Anthophora (Pyganthophora) retusa* femelle (Apidae, Anthophorini, photos PR).



7



8



9

Planche 26. 7. *Apis (Apis) mellifera* (Apidae, Apini, photo NV). 8. *Melecta (Eupavlovskia) obscura* femelle (Apidae, Melectini). 9. *Thyreus (Thyreus) orbatus* male (Apidae, Melectini, photos PR).



Planche 27. 10. *Ammobates (Euphileremus) muticus* (Apidae, Ammobatini, photo NV). 11. *Pasites (Pasites) maculatus* (Apidae, Ammobatini). 12. *Ammobatooides (Ammobatooides) scriptus* (Apidae, Ammobatooidini, photos Géraud de Premorel).



13



14



15

Planche 28. 13. *Biastes (Biastes) brevicornis* (Apidae, Biastini, photo Albert Krebs). 14. *Epeolus (Epeolus) cruciger* (Apidae, Epeoloni, photo NV). 15. *Triepeolus (Triepeolus) tristis* (Apidae, Epeoloni, photo Henrik Gyurkovics).



16



17



18

Planche 29. 16. *Afrantheidium (Mesanthidium) schultbessii* (Megachilidae, Anthidiini, photo Ian Cross). 17. *Eoanthidium (Eoanthidium) insulare* (Megachilidae, Anthidiini, photo NV). 18. *Pseudoanthidium (Pseudoanthidium) scapulare* (Megachilidae, Anthidiini, photo Ian Cross).



19



20



21

Planche 30. 19. *Stelis (Stelis) punctulatissima* (Megachilidae, Anthidiini, photo NV). 20. *Aglaopis (Aglaopis) tridentata* (Megachilidae, Dioxyini, photo Hulterstad). 21. *Dyoxis (Dioxys) cinctus* (Megachilidae, Dioxyini, photo NV).



Planche 31. **22.** *Ensliniana (Ensliniana) bidentata* (Megachilidae, Dioxyini, photo Ian Cross). **23.** *Haetosmia (Haetosmia) circumventa* (Megachilidae, Osmiini, Photo Bernhard Jacobi). **24.** *Protosmia (Protosmia) paradoxa* (Megachilidae, Osmiini, Photo NV).



Planche 32. 25. *Andrena (Andrena) clarkela* (Andrenidae, Andrenini). 26. *Andrena (Andrena) fulva* (Andrenidae, Andrenini). 27. *Andrena (Trachandrena) haemorrhhoa* (Andrenidae, Andrenini, photos NV).



28



29



30

Planche 33. 28. *Melitturga (Melitturga) syriaca* (Andrenidae, Panurginae, photo NV). 29. *Camptopoeum (Camptopoeum) baldocki* (Andrenidae, Panurginae). 30. *Flavipanurgus (Flavipanurgus) fusetus* (Andrenidae, Panurginae, photos Thomas Wood).



31



32



33

Planche 34. 31. *Panurginus (Panurginus) albopilosus* (Andrenidae, Panurginae, photo Thomas Wood). 32. *Panurgus (Panurgus) calcaratus* (Andrenidae, Panurginae, photo NV). 33. *Panurgus (Panurgus) corsicus* (Andrenidae, Panurginae, photo NV).



Planche 35. 34. *Dufourea* (*Dufourea*) *dentiventris* (Halictidae, Rophitinae). 35. *Rophites* (*Rophites*) *algirus* (Halictidae, Rophitinae). 36. *Systropha* (*Systropha*) *curvicornis* (Halictidae, Rophitinae, Photos NV).



37



38



39

Planche 36. 37. *Nomiapis (Nomiapis) diversipes* (Halictidae, Nomiinae, photo David Genoud). 38. *Ceylalicthus (Ceylalicthus) variegatus* (Halictidae, Nomioidinae.). 39. *Halictus (Seladonia) tumulorum* (Halictidae, Halictinae, photos NV).



Planche 37. 40. *Lasioglossum (Evyllaeus) calceatum* (Halictidae, Halictinae). 41. *Lasioglossum (Evyllaeus) marginatum* (Halictidae, Halictinae). 42. *Lasioglossum (Lasioglossum) sexnotatum* (Halictidae, Halictinae, photos NV).



43



44



45

Planche 38. 43. *Sphecodes (Sphecodes) gibbus* (Halictidae, Nomiinae). 44. *Colletes (Colletes) halophilus* (Colletidae, Colletinae). 45. *Colletes (Colletes) succinctus* (Colletidae, Colletinae, photos NV).



46



47



48

Planche 39. 46. *Colletes (Colletes) hederae* (Colletidae, Colletinae). 47. *Hylaeus (Hylaeus) nigrinus* (Colletidae, Hylaeinae). 48. *Hylaeus (Prosopis) confusus* (Colletidae, Hylaeinae, photos NV).



49



50

Planche 40. 49. *Hylaeus (Prosopis) signatus* (Colletidae, HylaeinaeV). 50. *Hylaeus (Prosopis) variegatus* (Colletidae, Hylaeinae, photos NV).

Planches

A RENOMMER



Planche 41. 1-2. *Dasyпода (Megadasyпода) visnaga* mâle et femelle. 3-4. *Dasyпода (Heterodasyпода) crassicornis* mâle et femelle. 5-6. *Dasyпода (Dasyпода) hirtipes* mâle et femelle.



Planche 42. 7-8. *Melitta (Melitta) leporina* mâle et femelle. 9. *Amegilla (Zebamegilla) albigena* femelle. 10-11. *Anthophora (Anthophora) plumipes* mâles et femelle. 12. *Anthophora (Heliophila) bimaculata* mâle.

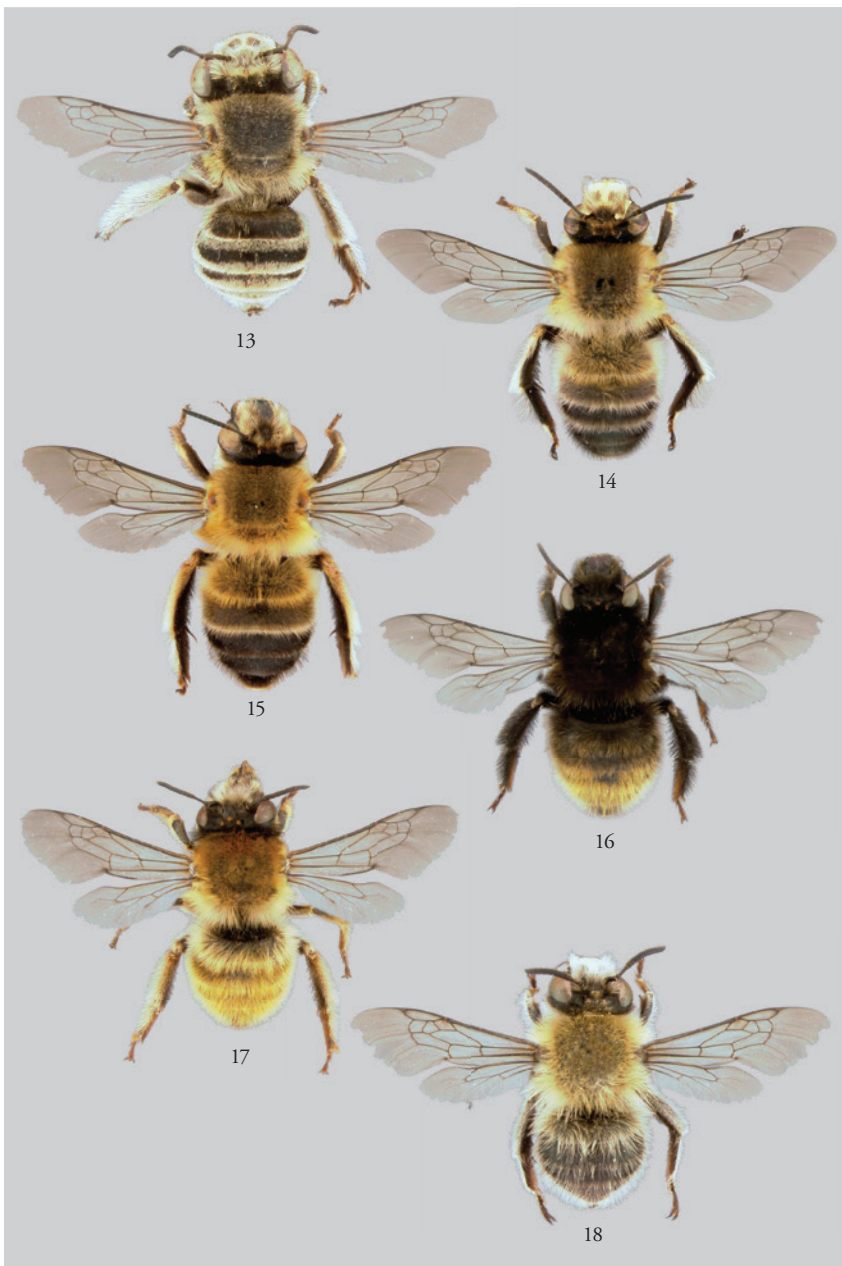


Planche 43. 13. *Anthophora (Heliophila) bimaculata* femelle. 14-15. *Anthophora (Lophanthophora) affinis* mâle et femelle. 16. *Anthophora (Melea) plagiata* femelle forme sombre. 17-18. *Anthophora (Melea) plagiata* femelle forme claire et mâle.



Planche 44. 19. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *aestivalis* mâle. 20-21. *Anthophora* (*Pyganthophora*) *atriceps* mâle et femelle. 22-23. *Habropoda tarasata* mâle et femelle. 24. *Bombus* (*Alpigenobombus*) *wurflenii mastrucatus* mâle.



Planche 45. 25. *Bombus (Alpigenobombus) wurflenii* mastrucatus femelle. 26. *Bombus (Bombus) lucorum* femelle. 27. *Bombus (Bombus) sporadicus* femelle. 28. *Bombus (Bombus) terrestris lusitanicus* femelle. 29. *Bombus (Bombus) terrestris terrestris* femelle. 30. *Bombus (Kallobombus) soroensis* ouvrière.



Planche 46. 31. *Bombus (Megabombus) consobrinus* femelle. 32. *Bombus (Megabombus) consobrinus* mâle.
 33. *Bombus (Megabombus) hortorum* femelle. 34. *Bombus (Megabombus) hortorum nigricans* ouvrière.
 35. *Bombus (Megabombus) ruderatus* femelle. 36. *Bombus (Psithyrus) bohemicus* femelle.



Planche 47. 37. *Bombus (Psithyrus) campestris* femelle. 38. *Bombus (Psithyrus) rupestris rupestris* femelle. 39. *Bombus (Psithyrus) rupestris vasco* femelle. 40. *Bombus (Pyrobombus) jonellus* mâle. 41. *Bombus (Pyrobombus) monticola rondoui* femelle. 42. *Bombus (Pyrobombus) monticola scandinavicus* femelle.



Planche 48. 43. *Bombus (Pyrobombus) pratorum* ouvrière. 44. *Bombus (Pyrobombus) pyrenaeus* ouvrière. 45. *Bombus (Thoracobombus) humilis tristis* mâle. 46. *Bombus (Rhodobombus) mesomelas* femelle. 47. *Bombus (Thoracobombus) pascuorum floralis* ouvrière. 48. *Bombus (Thoracobombus) pascuorum intermedius* femelle.



Planche 49. 49. *Bombus (Thoracobombus) pascuorum sparreanus* femelle. 50. *Bombus (Thoracobombus) sylvarum* femelle. 51-52. *Eucera (Eucera) chrysopyga* femelle et mâle. 53-54. *Eucera (Eucera) nigrescens* femelle et mâle.



Planche 50. 55-56. *Eucera* (*Heterocera*) *clypeata* femelle et mâle. 57. *Eucera* (*Heterocera*) *collaris* femelle. 58-59. *Eucera* (*Heterocera*) *vulpes* femelle et mâle. 60. *Tetraloniella* (*Tetraloniella*) *nana* femelle.

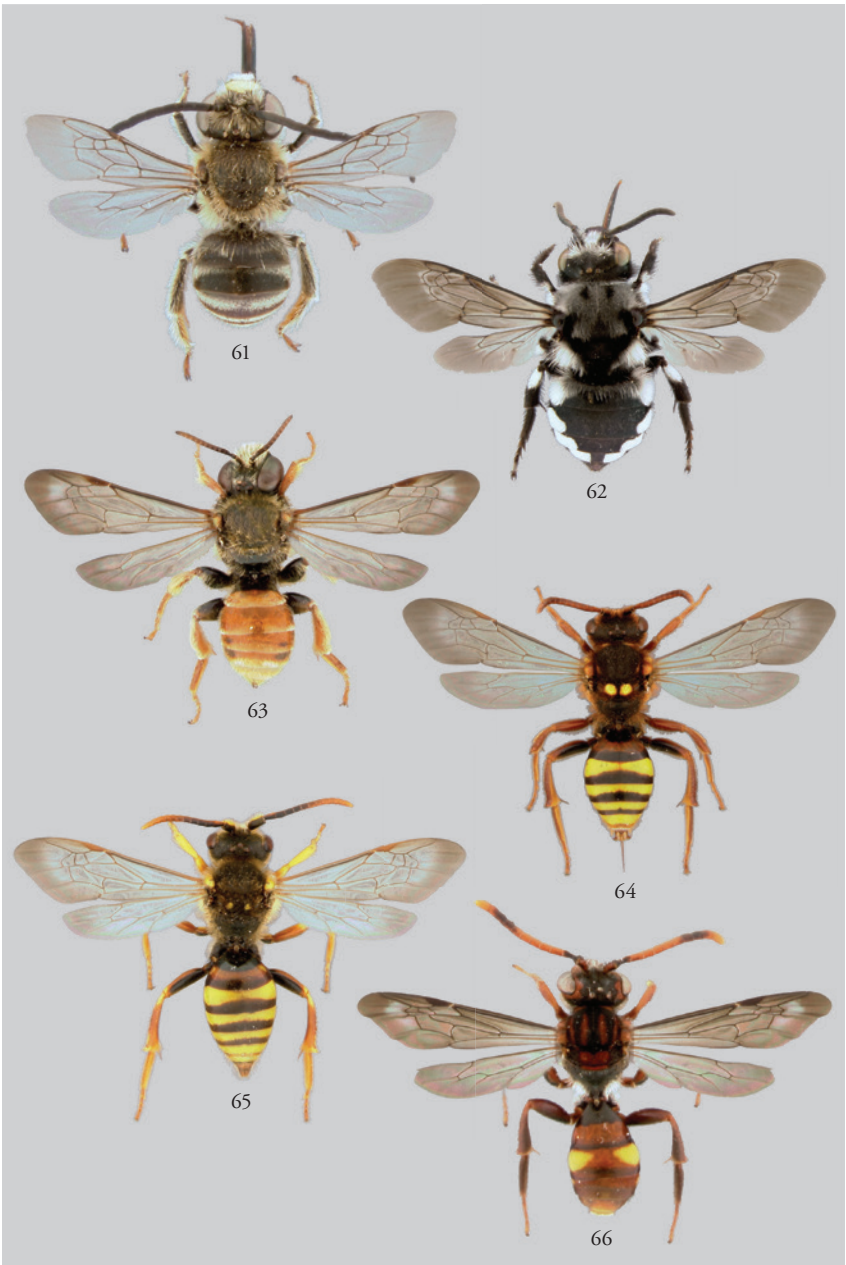


Planche 51. 61. *Tetraloniella (Tetraloniella) nana* mâle. 62. *Melecta (Melecta) festiva* femelle. 63. *Epeoloides (Epeoloides) coecutiens* femelle. 64. *Nomada (Nomada) lathburiana* femelle. 65. *Nomada (Nomada) lathburiana* mâle. 66. *Nomada (Nomada) maculiformis* mâle.



Planche 52. 67. *Nomada (Nomada) mitica* femelle. 68-69. *Nomada (Nomada) sexfasciata* femelle et mâle. 70. *Nomada (Nomada) signata* femelle. 71. *Nomada (Nomada) succincta* femelle. 72. *Ceratina (Ceratina) cucurbitina* femelle.

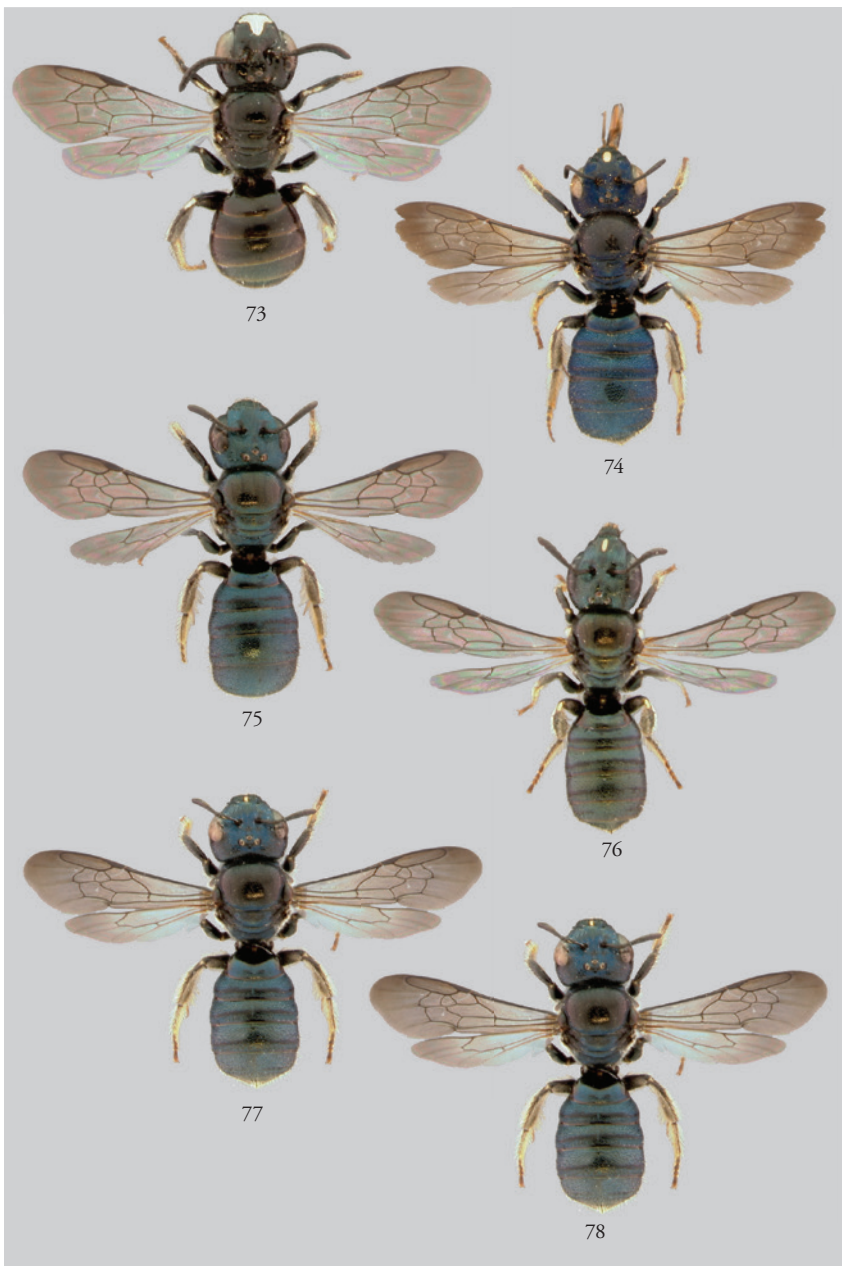


Planche 53. 73. *Ceratina* (*Ceratina*) *cucurbitina* mâle. 74. *Ceratina* (*Euceratina*) *chalcites* femelle. 75. *Ceratina* (*Euceratina*) *cyanea* femelle. 76. *Ceratina* (*Euceratina*) *dentiventris* femelle. 77-78. *Ceratina* (*Euceratina*) *gravidula* femelle et mâle.

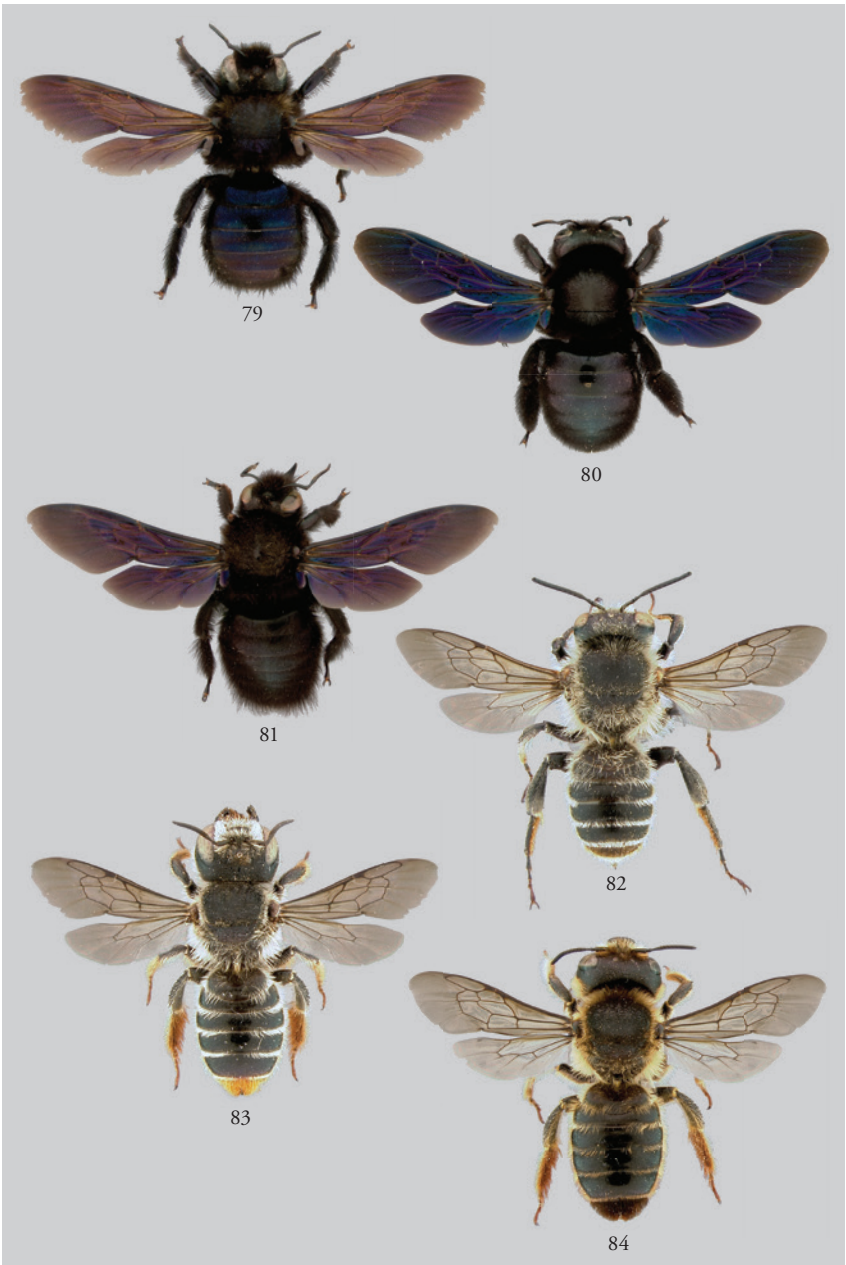


Planche 54. 79. *Xylocopa (Copoxylla) iris* mâle. 80-81. *Xylocopa (Xylocopa) violacea* femelle et mâle. 82-83. *Lithurgus (Lithurgus) chrysurus* mâle et femelle (Espagne). 84. *Lithurgus (Lithurgus) cornutus* femelle.



Planche 55. 85. *Anthidiellum (Anthidiellum) strigatum* mâle. 86-87. *Anthidium (Anthidium) florantinum* mâle et femelle. 88. *Anthidium (Anthidium) manicatum* mâle. 89. *Anthidium (Anthidium) manicatum* femelle. 90. *Anthidium (Anthidium) punctatum* mâle.



Planche 56. 91. *Anthidium* (*Anthidium*) *punctatum* femelle. 92-93. *Anthidium* (*Proanthidium*) *oblongatum* mâle et femelle. 94. *Icteranthidium* (*Icteranthidium*) *laterale* mâle. 95-96. *Rhodanthidium* (*Rhodanthidium*) *septemdentatum* mâle et femelle.



Planche 57. 97. *Rhodanthidium (Rhodanthidium) sticticum* mâle. 98-99. *Trachusa (Paraanthidium) interrupta* mâle et femelle. 100. *Trachusa (Trachusa) byssina* mâle. 101-102. *Coelioxys (Melissoctonia) conoideus* mâle et femelle.

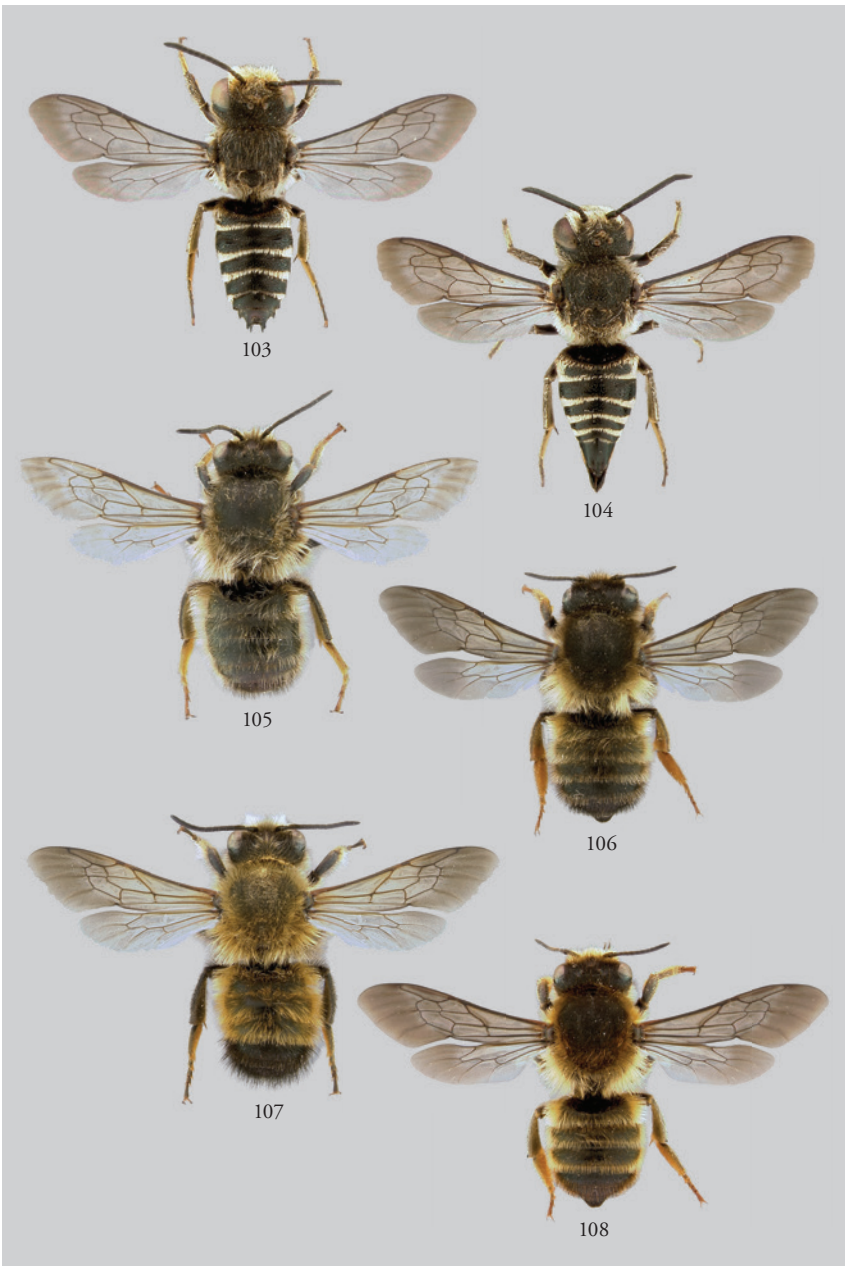


Planche 58. 103-104. *Coelioxys (Rozeniana) aurolimbatus* mâle et femelle. 105-106. *Megachile (Chalicodoma) pyrenaica* mâle et femelle. 107-108. *Megachile (Chalicodoma) rufescens* mâle et femelle.

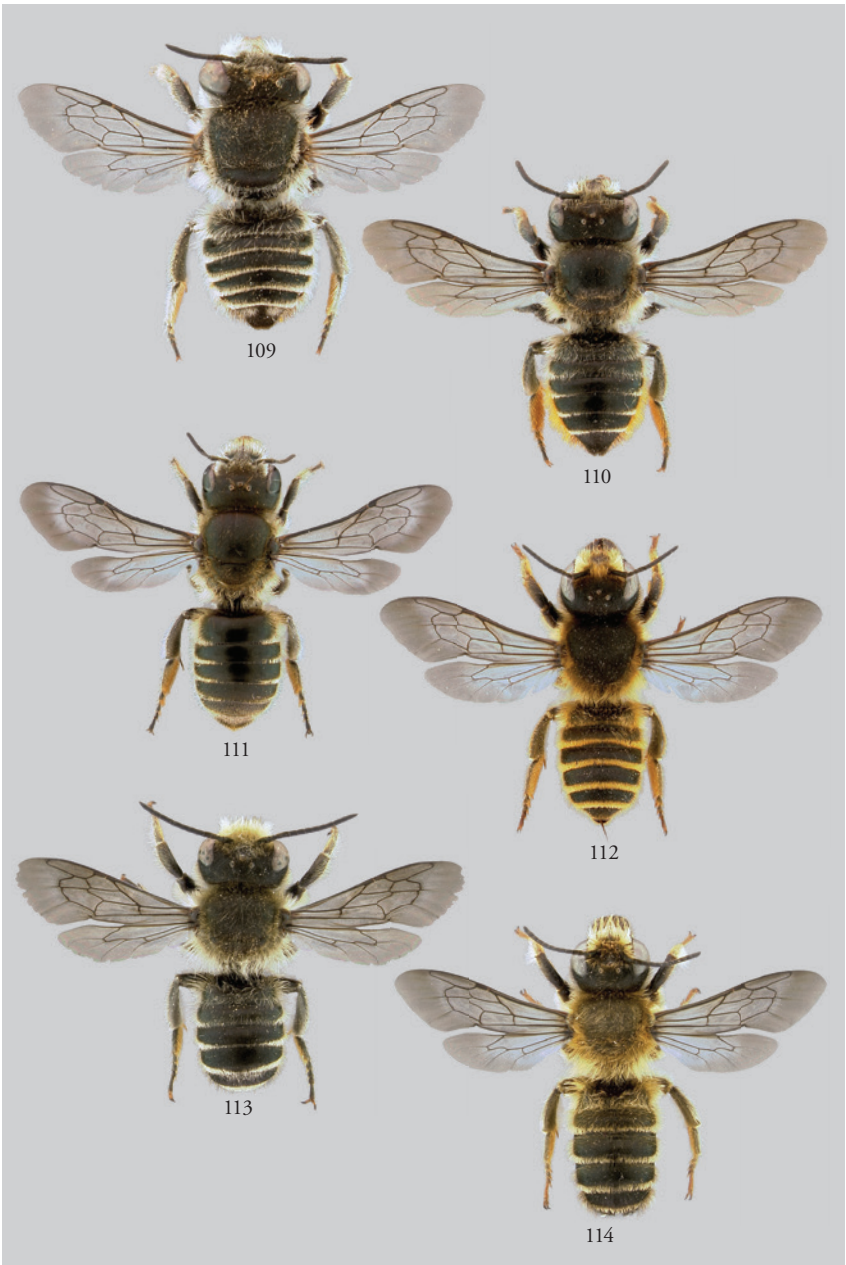


Planche 59. 109. *Megachile (Eutricharia) leachella* femelle. 110. *Megachile (Megachile) centuncularis* femelle. 111. *Megachile (Megachile) ligniseca* femelle. 112. *Megachile (Megachile) melanopyga* femelle. 113. *Megachile (Megachile) versicolor* mâle. 114. *Megachile (Pseudomegachile) ericetorum* mâle.



Planche 60. 115-116. *Megachile (Xanthosarus) circumcincta* mâle et femelle. 117. *Megachile (Xanthosarus) lagopoda* femelle. 118. *Megachile (Xanthosarus) maritima* femelle. 119-120. *Megachile (Xanthosarus) willughbiella* mâle et femelle.



Planche 61. 121. *Chelostoma (Gyrodromella) rapunculi* mâle. 122-123. *Heriades (Heriades) truncorum* mâle et femelle. 124. *Hoplitis (Alcidamea) leucomelana* mâle. 125. *Hoplitis (Alcidamea) tridentata* mâle. 126. *Hoplitis (Hoplitis) adunca* mâle.

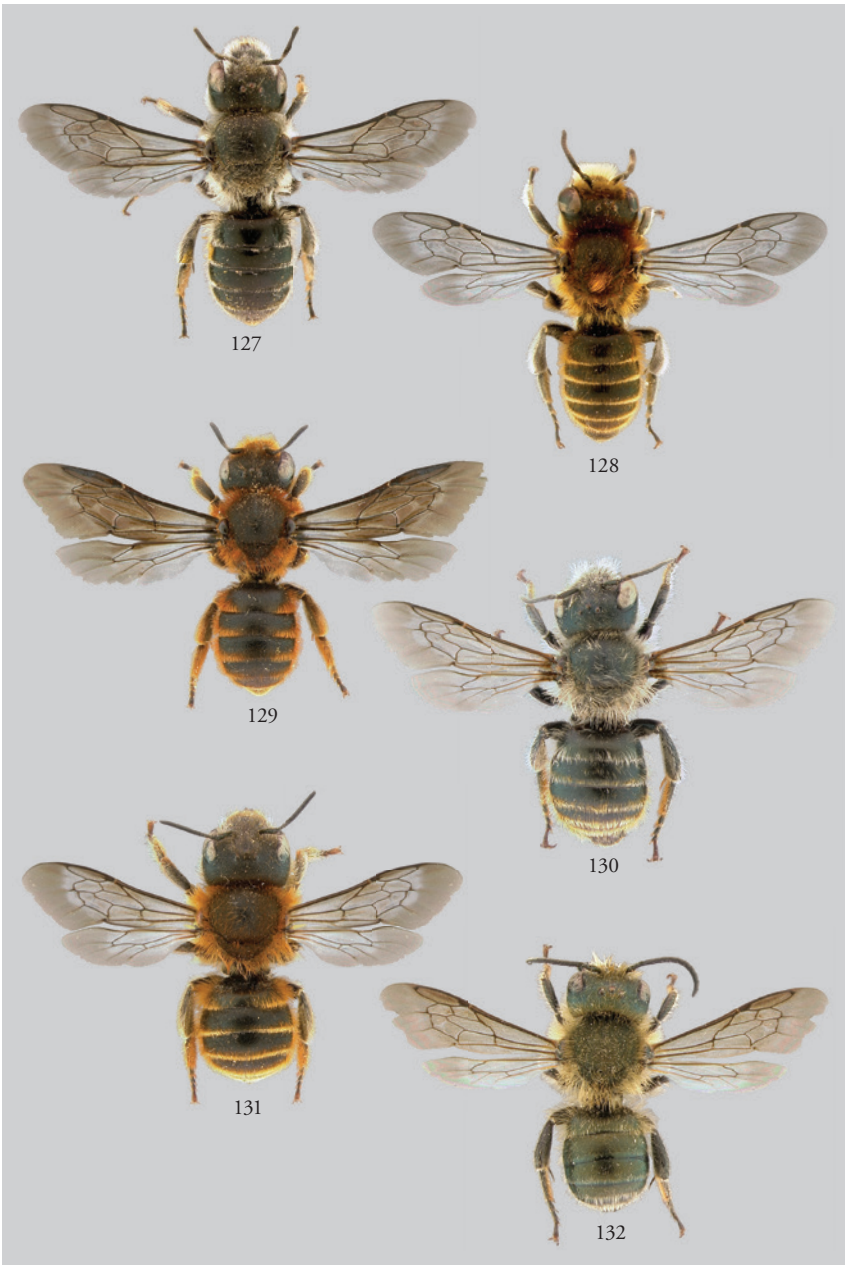


Planche 62. 127. *Hoplitis (Hoplitis) adunca* femelle. 128. *Hoplitis (Hoplitis) ravouxi* mâle. 129. *Osmia (Allosmia) rufobirta* femelle. 130-131. *Osmia (Helicosmia) aurulenta* mâle et femelle. 132. *Osmia (Helicosmia) caerulea* mâle.

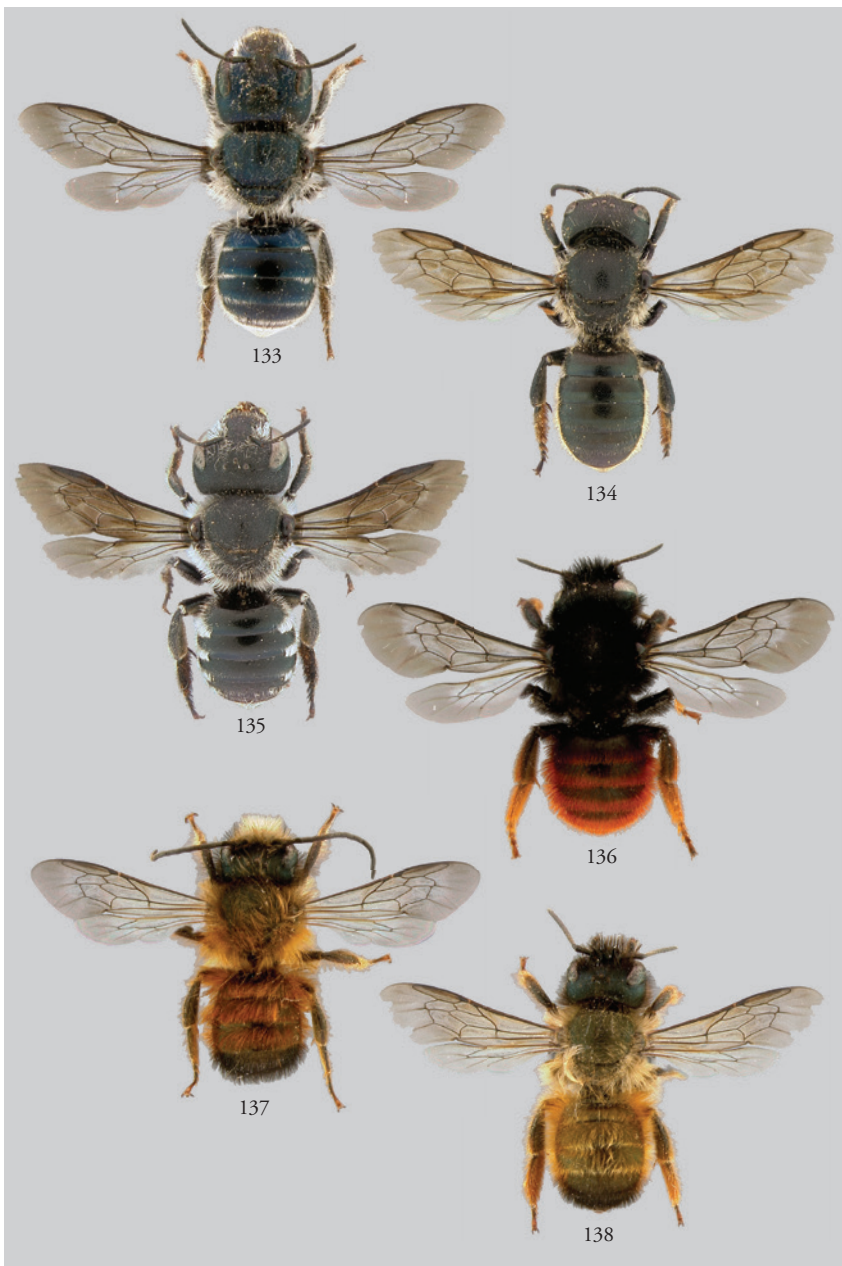


Planche 63. 133. *Osmia (Helicosmia) caerulea* femelle. 134. *Osmia (Helicosmia) leaiana* femelle. 135. *Osmia (Helicosmia) niveocincta* femelle. 136. *Osmia (Neosmia) bicolor* femelle. 137-138. *Osmia (Osmia) bicornis* mâle et femelle.



Planche 64. 139. *Osmia* (*Osmia*) *tricornis* femelle. 140. *Andrena* (*Agandrena*) *afrensis* mâle. 141. *Andrena* (*Charitandrena*) *hattorfiana* femelle. 142. *Andrena* (*Cinandrena*) *dorsata* femelle. 143-144. *Andrena* (*Euandrena*) *bicolor* mâle et femelle.



Planche 65. 145. *Andrena (Holandrena) decipiens* mâle. 146. *Andrena (Holandrena) variabilis* mâle. 147. *Andrena (Holandrena) caranthonica* femelle. 148-149. *Andrena (Larendrena) ventralis* mâle et femelle. 150. *Andrena (Lepiandrena) pandellei* femelle.



Planche 66. 151. *Andrena (Melandrena) albopunctata* mâle. 152. *Andrena (Melandrena) nigroaenea* femelle. 153-154. *Andrena (Melandrena) vaga* mâle et femelle. 155. *Andrena (Poecilandrena) labiata* femelle. 156. *Andrena (Sinandrena) dorsata* femelle.



Planche 67. 157-158. *Andrena (Taeniandrena) ovatula* mâle et femelle. 159-160. *Andrena (Zonandrena) flavipes* mâle et femelle. 161. *Andrena (Zonandrena) gravida* femelle. 162. *Halictus (Halictus) quadricinctus* femelle.



Planche 68. 163-164. *Halictus (Halictus) rubicundus* mâle et femelle. 165. *Halictus (Halictus) scabiosae* femelle. 166. *Halictus (Halictus) simplex* femelle. 167. *Halictus (Vestitohalictus) pollinosus* mâle. 168. *Lasioglossum (Evylaeus) albipes* femelle.

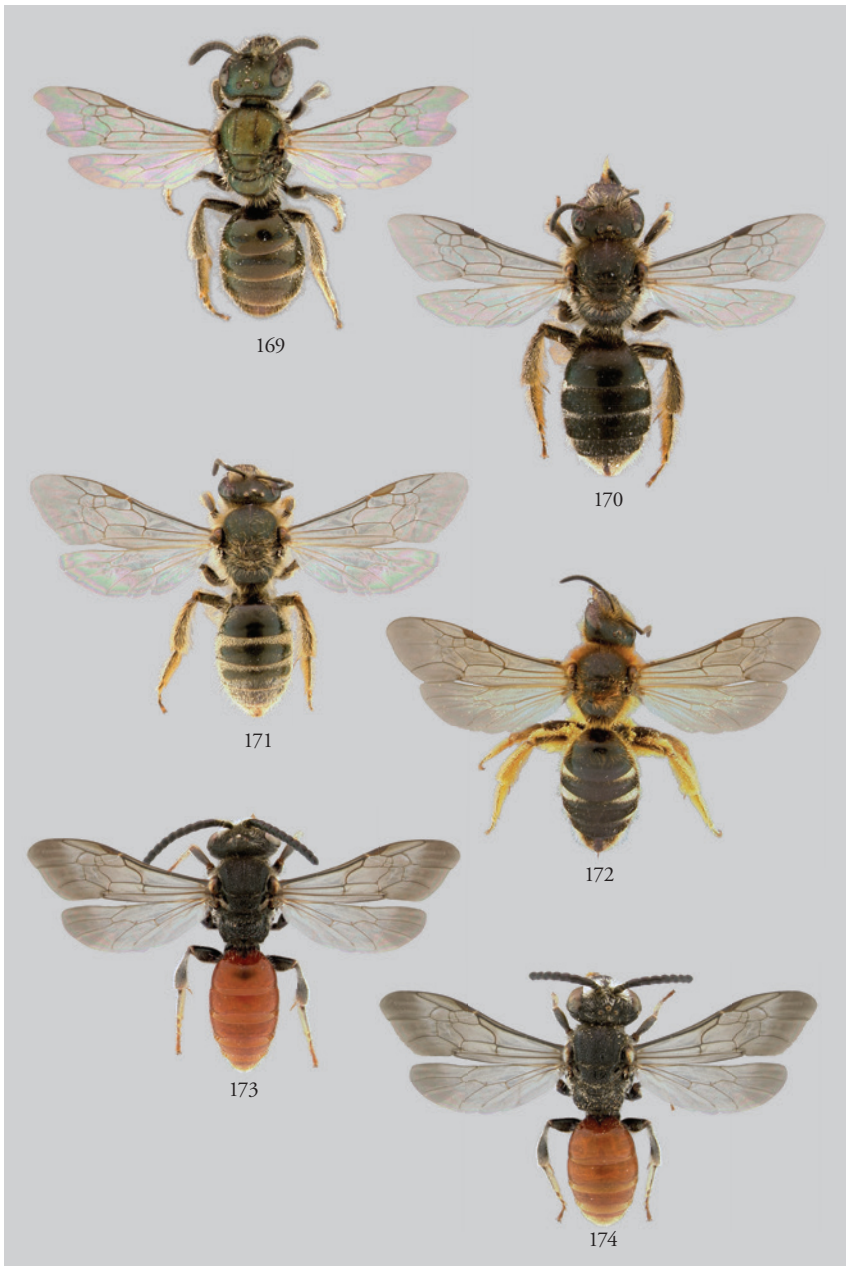


Planche 69. 169. *Lasioglossum (Evylaeus) morio* femelle. 170. *Lasioglossum (Lasioglossum) leucozonium* femelle. 171. *Lasioglossum (Lasioglossum) prasinum* femelle. 172. *Lasioglossum (Lasioglossum) xanthopus* femelle. 173-174. *Sphecodes (Sphecodes) albilabris* mâle et femelle.



Planche 70. 175. *Colletes (Colletes) cunicularius* mâle. 176. *Colletes (Colletes) davesianus*. 177. *Colletes (Colletes) hederae*. 178. *Hyaleus (Prosopis) signatus*.



Biologie

Cycle de développement. Tout comme l'abeille mellifère, les bourdons sont des abeilles eusociales : ils vivent en colonie. Chaque colonie est initiée au printemps par une femelle fondatrice, également appelée reine. Les reines peuvent être facilement observées en cette période lorsqu'elles butinent les fleurs ou lorsqu'elles patrouillent dans la végétation à la recherche d'une cavité, d'un nid de rongeur abandonné ou d'un amas de paille pour y nidifier. Une fois l'emplacement du nid trouvé, la reine y amasse un pain de pollen mélangé à du nectar et enveloppé de cire. Elle y pond des œufs qu'elle couve ensuite. Elle donne ainsi naissance à des femelles plus petites et stériles : les ouvrières. Dès ce moment, la reine ne quitte plus le nid jusqu'à sa mort. Les ouvrières se chargent dorénavant de la récolte du pollen et du nectar, du soin aux larves et de l'entretien de la colonie. Leur nombre s'accroît ainsi rapidement pendant la bonne saison. A la fin de l'été, voire plus tôt chez certaines espèces précoces, la colonie produit des mâles et de nouvelles reines vierges. Ces reproducteurs quittent le nid pour s'accoupler. Les mâles, les ouvrières et la vieille reine meurent peu de temps après ou lorsque les conditions climatiques se dégradent. Les nouvelles reines, fraîchement fécondées, vont alors passer l'hiver à l'abri du froid, dans un hibernaculum, un petit terrier qu'elles creusent elles-mêmes, pour n'en sortir qu'au printemps prochain et initier un nouveau nid.

Reproduction. Chez les bourdons, ce sont les mâles qui attirent les femelles vierges en déposant sur la végétation des marques odorantes spécifiques, appelées phéromones sexuelles. Chez la plupart des espèces, les mâles déposent ces marques le long d'un circuit qu'ils patrouillent ensuite à la recherche des femelles attirées. Chez d'autres espèces, les mâles ne marquent qu'un territoire restreint qu'ils surveillent du haut d'un perchoir.

Parasitisme. Certaines espèces de bourdons sont inquilines, obligatoires ou facultatifs. Chez ces espèces, les reines pénètrent dans le nid d'un autre bourdon et usurpe la place de la reine légitime du nid, le plus souvent en la dominant hiérarchiquement ou en la tuant. Ces reines inquilines pondent alors leurs propres œufs. Ils sont élevés par les ouvrières en place et donnent naissance à de nouvelles reines et mâles de l'espèce usurpatrice. Chez certaines espèces, la colonie continue de produire des individus de l'espèce hôte, grâce à une cohabitation plus ou moins pacifique. Chez d'autres, la reine usurpatrice tue la reine fondatrice et la colonie ne produit plus alors que la descendance de l'espèce inquiline.

Préférences florales. Les reines et les ouvrières collectent du nectar et du pollen. Le pollen sert essentiellement à nourrir les larves, les adultes en consomment très peu. Les préférences alimentaires des femelles et des mâles sont donc très différentes, ces derniers ne participant pas à la collecte de pollen. Les bourdons, appartenant à la guildes des abeilles à langue longue, affectionnent tout particulièrement les fleurs zygomorphes, du moins les femelles, dont beaucoup sont de couleur bleu ou pourpre. En prairie, on trouve les femelles en quantité sur les légumineuses (trèfle, sainfoin, luzerne, ...), les Lamiacées, les Boraginacées, les Scrofulariacées, ... Les mâles préfèrent les Carduées (chardons, centaurées, ...) ou, en sous-bois, les Rosacées (ronces, framboisiers). Dans les landes ou en haute montagne, mâles et femelles sont plus abondants encore sur les Ericacées (bruyères, rhododendrons, myrtilles, aïrelles, ...) et les Onagracées (épilobes).

La plupart des espèces ont des préférences florales très variées (généralistes ou « polylectiques »). D'autres sont plus sélectives, se cantonnant à quelques genres ou à

une seule famille de plantes (oligolectiques). Quelques rares espèces sont même strictement inféodées à une seule plante (monolectisme). C'est le cas par exemple de *Bombus gerstaeckeri*, une espèce montagnarde qui ne butine que les fleurs du genre *Aconitum* (Renonculacées).

Conseils de préparation

La couleur du pelage d'une même espèce de bourdons peut être géographiquement ou localement très variable. De plus, les espèces sont souvent localement mimétiques entre elles. Ainsi par exemple, toutes les espèces de Corse présentent un pelage noir et rouge souvent fort différent du pelage des populations du continent. Seules les caractères cuticulaires sont donc réellement efficaces pour identifier les espèces et il convient d'en faciliter l'observation. Chez les femelles, il convient de bien dégager les mandibules et le labre. Chez les mâles, il faut impérativement sortir les genitalia sans toutefois cacher les derniers sternites. Chez les deux sexes, il faut également légèrement écarter les pattes médiane et postérieure du corps et rabattre les ailes vers l'arrière sans toutefois cacher le centre des tergites. Il est primordial de veiller à la propreté du pelage.

Liste des sous-genres (13) et des espèces (70)

1. *Bombus (Alpigenobombus) wurflenii* Radoszkowski, 1859

Diagnose (Photos 24-25). Le bourdon hirsute est une espèce de grande taille (femelles 19-22 mm). Les trois castes ont un pelage très hirsute bien reconnaissable. Les femelles sont très reconnaissables à leur espace malaire très court et leurs mandibules coudées avec 5 dents apicales. Leur coloration du pelage est variable, en général noire avec les tergites 3-6 rouge. Le vertex, le thorax au collier et au scutellum ainsi que les tergites 1-2 peuvent être plus ou moins mélangés de poils gris suivant les régions. Les mâles se reconnaissent à leurs mandibules à trois dents apicales, les valves du pénis se terminent en hameçon aplati tourné vers l'intérieur, les volselles gonostyles sont allongées et dépassent nettement les gonostyles. **Distribution.** L'espèce est nettement montagnarde : Alpes, Pyrénées, Montagnes de Scandinavie jusqu'au Cercle Arctique, Apennins, Alpes dinariques, Balkans, Carpates, Tatras, Caucase, Oural (une seule très ancienne donnée), Finlande (une seule donnée). **Biologie.** Nids souterrains peu peuplés. Choix floraux généralistes mais centrés sur les fleurs à corolles bilabées (Lamiacées, Fabacées, Scrophulariacées, etc.). Les reines et ouvrières percent systématiquement la base des corolles pour accéder plus rapidement aux nectaires. Les mandibules modifiées semblent une adaptation à ce comportement. Le bourdon hirsute ne semble pas abriter d'espèce inquiline. Curieusement, il reste actif par temps de pluie et peut continuer de butiner avec son pelage détrempé. Phénologie variable en fonction des régions, très précoce dans les basses montagnes d'Allemagne (dès mars, W.F. Reinig. com. pers.), plus tardive et nettement estivale dans les régions de hautes altitude ou latitude.

2. *Bombus (Alpinobombus) alpinus* (L., 1758)
3. *Bombus (Alpinobombus) balteatus* Dahlbom, 1832
4. *Bombus (Alpinobombus) polaris* Curtis, 1835
5. *Bombus (Alpinobombus) pyrrhopygus* Friese, 1802
6. *Bombus (Bombias) confusus* Schenck, 1861

7. *Bombus (Bombus) cryptarum* (Fabricius, 1775)
 8. *Bombus (Bombus) lucorum* (L., 1761)

Diagnose (Photo 26). Le bourdon des forêts est une espèce de grande taille (femelles 18-22 mm). Sa coloration générale de son pelage comporte une grande bande jaune au collier et au tergite 2 et l'extrémité de l'abdomen (tergites 4-7) blanche, le reste est noir. Les bandes jaunes ont une nuance jaune-citron qui le distingue de l'espèce proche *Bombus terrestris*. Les caractères qui permettent l'identification précise des reines et ouvrières sont très délicats et nécessitent une longue expérience et du matériel de comparaison. Les mâles ont un abondant pelage jaune à la face et au vertex, et le plus souvent aussi, avec de grandes variations, sur les pleures, les hanches, les tibias, et le tergite 1. On le distingue de tous les autres mâles du sous-genre *Bombus* s.s. par les poils d'arrière du thorax qui se terminent toujours par une pointe grisâtre, d'aspect « vieillie ». **Distribution.** On rencontre l'espèce depuis les montagnes du sud de l'Espagne, de l'Italie et des Balkans au sud, jusqu'aux rives de la Mer de Barents au nord. Il est nettement inféodé aux forêts et aux lisières. **Biologie.** Il fait des nids souterrains moyennement peuplés. Il est très généraliste en ce qui concerne ses fleurs butinées. Il abrite souvent une espèce inquiline, le psithyre bohémien (*Bombus bohemicus*). Sa phénologie est variable en fonction de la région mais il est toujours parmi les premières espèces à apparaître au premier printemps.

9. *Bombus (Bombus) magnus* Vogt, 1911
 10. *Bombus (Bombus) patagiatus* Nylander, 1848
 11. *Bombus (Bombus) renardi* Radoszkowski, 1884
 12. *Bombus (Bombus) sporadicus* Nylander, 1848

Diagnose (Photo 27). Le bourdon sporadique est une espèce de grande taille (femelles : 18-21 mm) comme la plupart des espèces du sous-genre *Bombus* s.s. il présente une robe avec un large collier et le tergite jaunes, et avec les tergites 4-7 blancs. Le bourdon sporadique se distingue des autres espèces du sous-genre par sa taille nettement plus grande, par ses ailes nettement plus sombres et plus longues, et par le scutellum et le tergite 1 entremêlés de poils jaune. Le mâle a la face noire. Comme toutes les espèces du sous-genre *Bombus* s.s., elle est difficile à identifier. **Distribution.** C'est une espèce strictement inféodée à la taïga boréale, en Norvège, Suède, Finlande et Russie, depuis la latitude 58°N au sud jusqu'aux rives de la Mer de Barents au nord (70°N). Elle est abondante dans cet habitat. **Biologie.** Sa nidification est mal connue et on ne lui connaît pas d'inquiline. Ses choix floraux sont très généralistes et comptent les plantes les plus abondantes de la taïga, *Aconitum septentrionale*, *Calluna vulgaris*, *Cirsium helenioides*, *Epilobium angustifolium*, *Vaccinium* spp., et encore d'autres espèces. Elle vole de juin à août.

13. *Bombus (Bombus) terrestris* (L., 1758)

Diagnose (Photos 28-29). Le bourdon terrestre est une espèce de grande taille (femelles de 20-23 mm). Comme la plupart des espèces du sous-genre *Bombus* s.s., il présente une robe avec un large collier et le tergite jaunes, et avec les tergites 4-7 blancs. Le pelage jaune a une nuance légèrement orangée-brunâtre (« jaune d'œuf »). Il existe des sous-espèces très différenciées, ainsi, par exemple dans la Péninsule Ibérique et dans le sud de la France, on trouve souvent la ssp. *lusitanicus* chez laquelle la face inférieure

et surtout les pattes présentent des soies rousses plutôt que noires (**planche** 3 fig. 6). Les mâles ont la face à pelage noir sans addition de poils jaunes. Les trois castes se distinguent des autres espèces du sous-genre *Bombus* s.s. par la cuticule lisse et brillante au centre de la partie anale du tergite 2 (caractère difficile à voir, il faut écarter les soies). L'identification est souvent très difficile voire même impossible pour les petites ouvrières.

Distribution. L'espèce ubiquiste dans une large partie de l'Europe. Les observations les plus méridionales sont dans les montagnes de l'Anti-Atlas au Maroc et les monts Zagros en Iran (30°N), vers le nord, elle s'étend jusqu'à la latitude d'Helsinki (60°N). Elle s'est récemment étendue vers le nord pour dépasser le Cercle Arctique jusque 68°N dans la région de Narvik (Norvège) et Kiruna (Suède). Elle est abondante dans presque tous les milieux qu'elle fréquente.

Biologie. Le bourdon terrestre fait des nids souterrains très peuplés, avec fréquemment plusieurs centaines d'ouvrières. Elle abrite le psithyre vestale (*Bombus vestalis*) comme inquiline. Elle est très généraliste dans ses choix floraux tout en manifestant une certaine préférence pour les légumineuses. Sa phénologie est particulièrement étendue, lui laissant la capacité de s'adapter à des climats très différents. Dans les régions méditerranéennes, le bourdon terrestre présente une diapause estivale, et fonde des nids automnaux au retour de la saison des pluies. Cette génération automnale peut être suivie ou non d'une seconde génération hivernale en fonction des rigueurs de l'hiver, et même d'une génération printanière. Dans le reste de l'Europe, le bourdon terrestre présente une phénologie « classique » en fondant ses nids dès le premier printemps, tandis que les sexués volent au début de l'été. Les nids déclinent tard, en septembre ou même en octobre.

14. *Bombus (Bombus) xanthopus* Kriechbaumer, 1870
15. *Bombus (Cullumanobombus) cullumanus* (Kirby, 1802)
16. *Bombus (Cullumanobombus) semenoviellus* Skorikov, 1910
17. *Bombus (Kallobombus) soroensis* (Fabricius, 1776)

Diagnose (Photo 30). Le bourdon danois tire son nom de la petite localité de Sorø, près de Copenhague. C'est une espèce de taille moyenne (femelles 15-17 mm). Elle présente deux types de robes très différentes, soit avec un pelage noir et les tergites 4-6 blancs (ssp. *soroensis*), soit avec les tergites 4-6 rouges (ssp. *proteus*). Le tergite terminal a toujours du pelage roussâtre. A cela peut s'ajouter une ou deux bandes de plus ou moins grande étendue au collier, au scutellum et aux tergites 1-2. Les mâles ont du pelage jaune nettement plus étendu que les femelles mais au contraire de la plupart des espèces de bourdons, le pelage de la face des mâles est noir. En dehors des caractères de coloration, très variables, on distingue cette espèce des autres bourdons par les caractères suivants : chez les femelles, le clypeus est bombé avec quelques grosses punctuations isolées, centre du bord anal du T2 avec une cuticule fortement ponctuée-chagrinée, mésobasitarses sans dent apicale postérieure, métabasitarses couverts de soies claires, légèrement plumeuses, avec un bord postérieur régulièrement courbé. Les mâles présentent des antennes allongées, avec un méplat caractéristique au bord antérieur du métabasitarses ; avec les valves du pénis terminées en forme d'hameçon tourné vers l'extérieur.

Distribution. On recense cette espèce depuis, au sud, les montagnes du nord de la Péninsule Ibérique, du sud de l'Italie et des Balkans et de la Turquie (36° à 40°N) jusqu'à la limite nord de la taïga boréale, un peu au delà du Cercle Arctique (69°N). L'espèce est particulièrement abondante dans la taïga boréale mais elle est généralement rare en plaine ailleurs.

Biologie. Les colonies sont plutôt petites et en général ne dépassent pas un effectif

d'une centaine de spécimens. Elles sont souvent parasitées par le psithyre quadricolore (*Bombus quadricolor*). Les choix floraux de cette espèce sont très généralistes, mais avec certaines spécialités notables. Ainsi, les ouvrières butinent volontiers les Campanulacées (*Campanula*, *Phyteuma*, *Jasione*), ce qui n'est pas le cas des autres bourdons. Le chardon palustre (*Cirsium palustre*) attire immanquablement les mâles. La phénologie de cette espèce est plutôt tardive, de fin mai à fin septembre.

18. *Bombus* (*Megabombus*) *argillaceus* Scopoli, 1763
 19. *Bombus* (*Megabombus*) *consobrinus* Dahlbom, 1832

Diagnose (Photos 31-32). Le bourdon cousin est une espèce de grande taille (femelle 20-25 mm), avec une langue particulièrement longue. Sa robe est composée du pelage roussâtre au vertex, au thorax, au tergite 1 et en mélange sur les tergites 2 et 3, du pelage blanchâtre aux tergites 4-7 et du noir ailleurs. La morphologie des bourdons du sous-genre *Megabombus* a des caractéristiques communes très marquées, un espace malaire très allongé (2 fois plus long que large), un clypéus proéminent, une très longue langue, chez les femelles, un mésobasitarse avec une dent apicale postérieure et chez les mâles des gonostyles avec une forme enroulée caractéristique. Parmi les espèces de ce sous-genre, le bourdon cousin ressemble fortement au bourdon de l'aconit (*B. gerstaeckeri*) dont la robe est plus ou moins ressemblante. Toutefois, le pelage brun de *consobrinus* est toujours bien plus foncé et plus étendu sur le tergite 2 que chez *gerstaeckeri*. Par ailleurs la distribution géographique des deux espèces ne se chevauche pas. **Distribution.** *Bombus consobrinus* est inféodé à la taïga boréale, depuis au sud 56°N jusqu'au nord 69°N). Il est abondant dans les Alpes Scandinaves, en Norvège et en Suède, mais rare en plaine. Il est très rare et localisé en Carélie dans les environs du lac Ladoga. Plus à l'est, il est abondant jusqu'au-delà de l'Oural dans toute la taïga sibérienne. **Biologie.** Il constitue de petits nids en surface. On ne lui connaît pas d'inquiline. Ses préférences florales sont très nettes : partout où c'est possible il butine très préférentiellement *Aconitum septentrionale*, en tout cas en Scandinavie. Il lui est pourtant possible localement de butiner d'autres fleurs, par exemple *Cirsium helenioides* qu'il visite volontiers. Toutefois, il ne semble pas établir de population là où l'aconit manque. Vers l'est, au-delà de la Carélie, l'espèce n'est pas considérée comme spécialiste et elle butine une très grande diversité de plantes à corolles longues. Sa phénologie va de juin à août. Une particularité notable : cette espèce semble volontiers butiner tard dans la journée. Il est parfois complètement absent des massifs floraux dans la journée pour ne se montrer qu'en soirée.

20. *Bombus* (*Megabombus*) *gerstaeckeri* Morawitz, 1881
 21. *Bombus* (*Megabombus*) *hortorum* (L., 1761)

Diagnose (Photos 33-34). Le bourdon des jardins est une espèce de taille moyenne à grande (femelles de 17-22 mm). En dehors des caractères propres au sous-genre *Megabombus* (voir *B. consobrinus*, ci-dessus), elle se caractérise sur la plus grande partie de son aire de distribution par une robe avec 3 bandes jaunes au collier, au scutellum et aux tergites 1-2, par du pelage blanc aux tergites (3)-4-7 et par du noir ailleurs. La forme *nigricans* (pl. 3 fig. 11) est toute noire avec l'extrémité abdominale blanche. La ssp. *jonghei* de Corse a le pelage noir avec les tergites 3-7 roux et les pattes ornées de nombreuses soies rousses. Le pelage apparaît irrégulier avec des soies de plusieurs longueurs et de plusieurs inclinaisons (à regarder au dos de l'abdomen de profil). Chez les

femelles, le clypeus est presque lisse au milieu mais avec un sillon central dans le 1/3 anal. Chez les mâles, les soies corbiculaires sont perpendiculaires au tibia et plus longues que la largeur de ce dernier. **Distribution.** L'espèce est présente depuis l'extrême sud de la péninsule Ibérique, de l'Italie et de la Sicile, des Balkans et de la Turquie, et au nord de l'Iran, jusqu'au-delà du Cercle Arctique. Il est nettement montagnard dans le sud. Il marque une nette préférence pour les milieux de forêts ou de lisières et évite les steppes. **Biologie.** Le bourdon des jardins constitue des nids de petite taille, avec 50-120 spécimens, le plus souvent souterrain dans d'anciens nids de rongeurs. Il abrite souvent le psithyre barbu (*Bombus barbutellus*) comme inquiline. Ses préférences florales sont assez généralistes avec une préférence marquée pour les fleurs zygomorphes à corolles très profondes (par ex. *Lamium*, *Aconitum*, *Digitalis*, etc.). Sa phénologie est assez précoce, de mars à septembre en Belgique et en France.

22. *Bombus (Megabombus) reinigiellus* (Rasmont, 1983)

23. *Bombus (Megabombus) ruderatus* (Fabricius, 1775)

Diagnose (Photo 35). Le bourdon des friches est une espèce de grande taille (femelles 21-24 mm). Sa robe rappelle fortement celle de *B. hortorum*. *B. ruderatus* s'en distingue par le pelage nettement plus rasé et régulier, ce qui est visible en regardant le dos de l'abdomen de profil. Les poils y sont réguliers et parallèles, en brosse. Le scutellum est en général mieux couvert par le pelage jaune, ce qui donne une impression de demi-lune (en croissant chez *hortorum*). Chez *ruderatus*, il y a toujours des poils noirs au milieu du tergite 1 (très peu chez *hortorum* sauf chez la forme nigricans et la ssp. *jongbei*). *Bombus ruderatus* se distingue de *B. argillaceus* par le fait que l'extrémité de l'abdomen est blanc chez la femelle (noir chez *B. argillaceus*). Les ailes de *B. ruderatus* sont beaucoup plus claires (très sombres presque noires chez *B. argillaceus*). La ssp. nominale de *ruderatus* vit à Madère et dans la péninsule ibérique et a les soies corbiculaires rousses. La ssp. *autumnalis* vit dans la plus grande partie de l'Europe continentale et a les soies corbiculaires noires. La ssp. *perniger* vit dans les îles Britanniques et présente souvent un pelage entièrement noir avec à peine de poils blancs à l'extrémité de l'abdomen, la ssp. *siculus* se trouve en Sicile et dans le nord du Maghreb et a un liseré jaune en avant de la plage blanche abdominale, la ssp. *corsicola* de Corse est entièrement noire avec l'extrémité abdominale roux clair et des soies rousses aux corbeilles. La ssp. *sardiniensis* de Sardaigne a les soies rousses aux corbeilles, le thorax tout noir, une bande jaune foncé au tergite 2 et l'extrémité abdominale jaunâtre. Les différences morphologiques entre *ruderatus* et *hortorum* sont subtiles et les confusions sont nombreuses. Le clypeus de *B. ruderatus* est plus fortement ponctué que celui de *B. hortorum*. Chez le mâle, les soies corbiculaires sont inclinées par rapport à l'arête du métatibia et elles sont plus courtes ou de taille à peine plus longue que la largeur de ce dernier. **Distribution.** Sa distribution s'étend au sud jusqu'à l'Atlas (31°N) et vers le nord, il ne dépasse pas la latitude de Göteborg (58°N). vers l'ouest, on le trouve aux Açores, à Madère et (rare) en Irlande. Vers l'est, il ne dépasse pas l'Oural mais sa distribution semble fragmentaire en Russie et en Ukraine où il est remplacé ici et là par *Bombus argillaceus*. Dans le nord de l'Italie, le sud-est de l'Europe, le sud de l'Ukraine, la Turquie et l'Iran, il est remplacé par *Bombus argillaceus* qui est une espèce proche. Le bourdon des friches est en forte régression dans le nord de son aire de distribution mais il reste abondant dans la partie méditerranéenne. **Biologie.** L'espèce nidifie généralement dans un ancien nid souterrain de rongeur. L'espèce est souvent parasitée par le psithyre barbu (*Bombus barbutellus*). Ses fleurs butinées sont très

diversifiées mais toujours des fleurs zygomorphes à corolles très profondes, en particulier, *Vicia* spp., *Echium* spp., *Lavandula* spp et *Trifolium* spp. La phénologie est précoce, dès mars dans les régions méditerranéennes où il disparaît dès avant la mi-juillet.

- 24. *Bombus* (*Megabombus*) *saltuarius* (Skorikov, 1923)
- 25. *Bombus* (*Melanobombus*) *lapidarius* (L., 1758)
- 26. *Bombus* (*Melanobombus*) *sichelii* Radoszkowski, 1859
- 27. *Bombus* (*Mendacibombus*) *mendax* Gerstäcker, 1869
- 28. *Bombus* (*Psithyrus*) *barbutellus* (Kirby, 1802)
- 29. *Bombus* (*Psithyrus*) *bohemicus* Seidl, 1838

Diagnose (Photo 36). Le psithyre bohémien est une espèce de taille assez grande (femelles 23-25 mm). Sa robe comporte chez la femelle un pelage noir avec du jaune sur le vertex, sur un large collier, sur le scutellum et entremêlé sur tergite 1, et avec du pelage blanc aux tergites 4-5. Les mâles ont plus de jaune sur la tête mais la face a le pelage noir, il a un collier plus large, un scutellum de même et la teinte jaune envahis le tergite 3 en plus des tergites 1 et 2. Les tergites 4 et 5 ont le plus souvent un espace de pelage noir au milieu. On distingue cette espèce du psithyre vestale (*Bombus vestalis*) par le pelage moins velouté que ce dernier et par les proportions des articles antennaires. L'article 3 est de longueur à peu près égale au 5 chez bohemicus tandis qu'il est nettement plus court chez vestalis. **Distribution.** On le trouve au sud depuis le nord de la péninsule ibérique, de l'Italie et de la Turquie jusqu'au-delà du Cercle Arctique au bord de la Mer de Barents. Il semble ne pas avoir été trouvé récemment dans tout le sud de l'Italie et de la Turquie. **Biologie.** Il est inquiline de *Bombus lucorum*, *B. magnus* et *B. cryptarum*. Il butine un grand nombre d'espèces florales mais avec une nette préférence pour les Carduées (*Carduus*, *Centaurea*, *Cirsium*). Sa phénologie est étalée puisqu'on le trouve depuis fin avril jusque début septembre.

- 30. *Bombus* (*Psithyrus*) *campestris* (Panzer, 1801)

Diagnose (Photo 37). De même taille que le psithyre bohémien, le psithyre des champs est facile à reconnaître. Il est le seul qui comporte un collier jaune, un scutellum jaune, et de larges plages de pelage jaune aux côtés des tergites 3 à 5, avec des poils noirs au milieu de ces tergites. La robe est à peu près identique chez les mâles. Il existe des spécimens variant difficiles à identifier, notamment des spécimens noirs à extrémité de l'abdomen jeune ou rouge, ou même entièrement noirs (en Grèce notamment). **Distribution.** Toute l'Europe depuis au sud, le milieu de la péninsule ibérique, le sud de l'Italie, de la Grèce et de la Turquie jusqu'au nord jusque en deçà du Cercle Arctique. **Biologie.** Espèce inquiline assez peu spécialisée, le psithyre des champs parasite surtout *Bombus pascuorum*, mais aussi *B. humilis*, *B. pomorum*, et probablement aussi *B. subterraneus* et *B. pratorum*. Il butine un grand nombre de fleurs mais avec une nette préférence pour les Carduées (*Carduus*, *Centaurea*, *Cirsium*). Sa phénologie s'étend d'avril à septembre.

- 31. *Bombus* (*Psithyrus*) *flavidus* Eversmann, 1852
- 32. *Bombus* (*Psithyrus*) *norvegicus* (Sparre-Schneider, 1918)
- 33. *Bombus* (*Psithyrus*) *quadricolor* (Lepeletier, 1832)
- 34. *Bombus* (*Psithyrus*) *rupestris* (Fabricius, 1793)

Diagnose (Photo 38-39). Le psithyre des rochers est le plus grand des psithyres d'Europe (femelles 18-25 mm). Il est facile à identifier avec son pelage à fond noir avec les tergites 4-6 rouges. Dans les Pyrénées, les spécimens ont un large collier et un scutellum gris (ssp. *vasco*, photo 39) tout comme dans de larges parties du sud de l'Italie et de la. La morphologie des femelles est très typique, avec les deux grandes carènes aigües de chaque côté du sternite 7. Les mâles ressemblent énormément à ceux de *Bombus ruderarius* et la méprise est facile, jusqu'à ce que l'extraction des génitalia confirme l'espèce. Les génitalia de *B. rupestris* sont en effet peu sclérifiés, tandis que ceux de *B. ruderarius* le sont fortement. **Distribution.** Il est recensé dans toute l'Europe depuis au sud le centre de la péninsule ibérique, le sud de l'Italie, la Sicile, le sud de la Grèce et de la Turquie jusqu'au nord la région d'Arkhangelsk (65°N). **Biologie.** Le psithyre des rochers est inquiline de *Bombus lapidarius* et *Bombus sichelii*. Il butine un grand nombre de fleurs mais avec une nette préférence pour les Carduées (*Carduus*, *Centaurea*, *Cirsium*). Sa phénologie s'étale de début mai à fin septembre.

35. *Bombus (Psithyrus) sylvestris* (Lepelletier, 1832)
36. *Bombus (Psithyrus) vestalis* (Geoffroy, 1785)
37. *Bombus (Pyrobombus) brodmannicus* Vogt, 1909
38. *Bombus (Pyrobombus) cingulatus* Wahlberg, 1854
39. *Bombus (Pyrobombus) glacialis* Friese, 1902
40. *Bombus (Pyrobombus) haematurus* Kriechbaumer, 1870
41. *Bombus (Pyrobombus) hypnorum* (L., 1758)
42. *Bombus (Pyrobombus) jonellus* (Kirby, 1802)

Diagnose (Photo 40). Le bourdon des landes est une espèce petite à moyenne (femelles 15-18 mm). Sa coloration ressemble à s'y méprendre à celle de *Bombus hortorum*. Il s'en distingue par les caractères morphologiques suivants : taille nettement plus petite, espace malaire nettement plus court, moins de 1 ½ fois plus long que large, langue bien plus courte, clypéus moins proéminent, arrondi, lisse au milieu avec quelques grosses ponctuations et métabasitarses sans dent apicale postérieure. La sous-espèce nominale a les soies corbiculaires rousses, tandis que les autres sous-espèces les ont noirs. La ssp *hebridensis*, des îles Hébrides a l'extrémité de l'abdomen rouge et non pas blanche. Les mâles ne peuvent pas être confondus avec ceux de *B. hortorum* car *B. jonellus* présente des valves du pénis en forme d'hameçon tourné vers l'intérieur, caractéristique du sous-genre *Pyrobombus*. **Distribution.** C'est une espèce à tendance nettement boréale. On la trouve depuis les Pyrénées au sud (où elle est fort rare) jusqu'au bord de la Mer de Barents. Il est absent de la plus grande part de l'Italie. Au sud-est, il n'existe pas au sud des Carpates, les rares données de Turquie et du Caucase étant douteuses. Il n'y a pas de données pour les Balkans. C'est un bourdon nettement inféodé aux landes à bruyères et il est extrêmement abondant dans la taïga boréale. **Biologie.** Cette espèce fait de petits nids de 50-120 individus, dans des galeries de rongeurs récupérées ou dans des nids d'oiseaux dans la paille ou même dans les arbres creux. Il peut être parasité par *Bombus sylvestris* et *Bombus flavus*, et même par le très rare *Bombus hyperboreus* dans le nord de son aire de distribution. Il butine très préférentiellement les Éricacées (*Vaccinium* spp., *Erica* spp., *Calluna vulgaris*, *Rhododendron* spp.). Les mâles recherchent particulièrement *Epilobium angustifolium*. La phénologie de *B. jonellus* est assez particulière car il fait le plus souvent une deuxième génération. La première génération est en général fondée au tout premier printemps, en mars dans les latitudes moyennes, et les colonies produisent alors des

sexués dès fin mai et juin, une seconde génération est alors fondée, typiquement en juillet, et on trouve alors une abondante de nouveaux sexués en fin août, début septembre.

- 43. *Bombus* (*Pyrobombus*) *konradini* Reinig, 1965
- 44. *Bombus* (*Pyrobombus*) *lapponicus* (Fabricius, 1793)
- 45. *Bombus* (*Pyrobombus*) *modestus* Eversmann, 1852
- 46. *Bombus* (*Pyrobombus*) *monticola* Smith, 1849

Diagnose (Photos 41-42). Le bourdon montagnard est moyen (femelles 18-23 mm). Sa robe est très caractéristique puisqu'il est presque le seul à exhiber un abdomen dont les tergites 2 à 7 sont couverts de pelage rouge éclatant. Seul le rare *Bombus alpinus* peut présenter une coloration semblable et leur séparation peut être difficile chez les petites ouvrières. La reine de *B. alpinus* est beaucoup plus grande, et les mâles se distinguent par les génitalia avec, chez *B. monticola*, des valves de pénis en forme de hameçon tournées vers l'intérieur, caractéristique des *Pyrobombus*. **Distribution.** C'est une espèce arcto-alpine restreinte aux montagnes de l'Europe (monts Cantabriques, Pyrénées, Alpes, Balkans, îles Britanniques, Alpes Scandinaves) et à la toundra arctique. Il est souvent très abondant dans ces milieux. Il est assez polymorphe et comporte une sous-espèce particulière dans chacun de ces isolats, comme aux Pyrénées (ssp. *rondoui* pl.3 fig. 18) ou en Scandinavie (ssp. *scandinavicus*, pl. 3, fig. 19). **Biologie.** L'espèce fait des nids généralement souterrains peu peuplés (50-100 individus). Elle a pour inquiline le psithyre doré (*Bombus flavivus*). Très opportuniste, elle exploite toutes les plantes disponibles. La phénologie est très estivale, de fin juin à début août.

- 47. *Bombus* (*Pyrobombus*) *pratorum* (L., 1761)

Diagnose (Photo 43). Le bourdon des prés est une petite espèce (femelles 15-17 mm). Elle est l'espèce la plus abondante qui présente une robe noire avec les tergites 4-7 roux. Le pelage est hirsute. La femelle présente le plus souvent un large collier jaune vif, parfois le jaune s'étend sur les tergites 1-2. Souvent, ce pelage jaune se résume à quelques soies jaunes entremêlées au collier. Chez les mâles, le pelage jaune peut être beaucoup plus étendu et envahit à peu près toutes les parties du corps. On rencontre parfois des spécimens mâles dont tout le pelage noir est remplacé par du jaune. Comme il existe plusieurs espèces de bourdons avec une pilosité noire à extrémité de l'abdomen rousse, il est nécessaire de vérifier les caractères morphologiques. La femelle de *Bombus pratorum* présente un espace malaire moyen (1 ½ plus long que large), un clypeus légèrement arrondi sans grosses ponctuations (très arrondi avec fortes ponctuations chez *B. soroeensis*), un labrum avec des tubercules bien marqué postérieur (avec une dent chez *B. ruderarius*). Chez les mâles, les génitalia permettent de reconnaître le sous-genre *Pyrobombus* sans équivoque grâce aux valves du pénis en forme de hameçon recourbés vers l'intérieur et les volselles très courtes, presque entièrement cachées derrière les gonostyles. **Distribution.** Le bourdon des prés est à peu près ubiquiste depuis les rives de la Méditerranée au sud jusqu'aux rives de la Mer de Barents au nord. Dans le sud de la péninsule Ibérique, de l'Italie, Sicile, Balkan et Turquie, il est rare et localisé en montagne. On n'a pas de données récentes pour la Sicile, la Calabre et le sud de la Turquie. Ailleurs en Europe, l'espèce ne semble pas manifester de baisse d'abondance, au contraire. **Biologie.** Le plus souvent, *B. pratorum* niche en surface dans des touffes d'herbe ou des cavités dans le bois pourris, auparavant utilisées par des rongeurs ou des oiseaux. Ses nids sont le plus sou-

vent peu populeux (50-100 individus) mais peuvent être occasionnellement nettement plus grands. Il abrite un inquiline usuel, le psithyre sylvestre (*Bombus sylvestris*). Il est très généraliste en ce qui concerne ses choix floraux. Sa phénologie est assez courte. Les reines émergent dès le premier printemps et les colonies produisent des mâles dès mai-juin, il peut souvent y avoir une deuxième génération qui s'entremêle avec la première, de telle sorte qu'on continue de rencontrer l'espèce jusque début septembre.

48. *Bombus* (*Pyrobombus*) *pyrenaicus* Pérez, 1879

Diagnose (Photo 44). Le bourdon pyrénéen est un peu plus grand (femelles 18-20 mm) que son proche parent, le bourdon des prés. Son pelage est hirsute, Sa robe comporte des zones de pelage gris et l'extrémité de l'abdomen rousse aux tergites 3-7 (2-7 chez *B. monticola*, 4-7 chez *B. pratorum*). L'extension des zones grises varie selon les sous-espèces, très étendues chez la ssp. *pyrenaicus* des Pyrénées (fig. 21), presque entièrement remplacées par du pelage noir chez la ssp. *afasciatus* (Tatras), intermédiaire chez les sous-espèces des Alpes (ssp. *tenuifasciatus*) et des Balkans (ssp. *balcanicus*). Les caractères morphologiques subgénériques permettent de le distinguer des autres espèces qui présentent une robe identique. Les femelles ont un labrum avec des tubercules marqués (aplatis chez *Bombus sichelii*), des mésobasitarses dépourvus d'épine apicale postérieure (avec une dent chez *Bombus ruderarius*). Les mâles présentent les caractéristiques subgénériques des genitalias (valves du pénis en hameçons tournés vers l'intérieur et volselle courte cachée par les gonostyles), la surface du métatibia est nettement plus velue que chez *B. pratorum*. **Distribution.** On observe cette espèce dans les montagnes du sud de l'Europe : Pyrénées, Alpes, Tatras, Carpates et Balkans. **Biologie.** La nidification est mal connue. Le psithyre doré (*Bombus flavidus*) est probablement son inquiline, mais cela nécessite confirmation. Les fleurs butinées par cette espèce semblent concerner surtout les Ericacées, *Vaccinium* spp. et *Rhododendron* spp., mais il est possible que ce soit simplement le résultat de l'abondance de ces plantes dans l'habitat montagnard de l'espèce. Sa phénologie, de juin à août, est classique des bourdons de montagne.

49. *Bombus* (*Sibiricobombus*) *niveatus* Kriechbaumer, 1870

50. *Bombus* (*Subterraneobombus*) *distinguendus* Morawitz, 1869

51. *Bombus* (*Subterraneobombus*) *fragrans* (Pallas, 1771)

52. *Bombus* (*Subterraneobombus*) *subterraneus* (L., 1758)

53. *Bombus* (*Thoracobombus*) *armeniacus* Radoszkowski, 1877

54. *Bombus* (*Thoracobombus*) *deuteronymus* Schulz, 1879

55. *Bombus* (*Thoracobombus*) *humilis* Illiger, 1806

Diagnose (Photo 45). Le bourdon variable est une espèce de taille moyenne, (femelles 16-18 mm). Sa robe est extrêmement variable non seulement en fonction des régions, mais même à l'intérieur des populations et parfois même dans le même nid. On peut distinguer quelques robes principales, une de celles-ci est presque entièrement roux-orangé avec les flancs plus gris et avec le tergite 2 marqué par une large bande de poils brun chocolat (ssp. *quasimuscorum*). Une autre forme commune est entièrement noire avec l'extrémité de l'abdomen (tergites 4-5) rousse (ssp. *tristis*, photo 45), une autre encore comporte un pelage presque entièrement gris, avec une grosse tache de poils noirs au centre du thorax et avec la bande brun-chocolat habituelle au tergite 2 (ssp. *humilis* s.s.), mais il existe encore bien d'autres sous-espèces ou formes. Chacune de ces formes peut

faire l'objet de confusion avec d'autres espèces. Toutes les formes peuvent être facilement séparées de *Bombus pascuorum*, qui est un proche parent, par les soies raides du tergite 6 de la femelle et 7 du mâle qui sont rousses chez la plupart des individus de *B. pascuorum*, alors qu'ils sont bien noirs chez *B. humilis* (et chez l'autre espèce proche *B. muscorum*). La ssp. *quasimuscorum* (comme son nom l'indique) peut être confondue avec *Bombus muscorum* qui partage la même coloration. Les femelles de *B. humilis* s'en distinguent par l'aire dépourvue de ponctuation en avant de l'ocelle centrale (couverte de ponctuation chez *muscorum* et *pascuorum*). Les mâles de ces espèces peuvent être distingués par les génitalia. Les valves du pénis de *B. humilis* et *B. muscorum* se terminent en harpons avec la dent dirigée vers l'extérieur (en dents de scie chez *B. pascuorum*). Le pelage est très régulier-velouté chez *B. muscorum*, très irrégulier-hirsute chez *B. pascuorum*, plutôt régulier chez *B. humilis*. Les individus âgés de *B. humilis* perdent leur pelage abdominal, ce qui n'est jamais le cas chez *B. pascuorum* et *B. muscorum*. **Distribution.** L'espèce est présente dans toute l'Europe, vers le sud limité aux montagnes du sud de l'Espagne de l'Italie, de la Grèce et de la Turquie, vers le nord, limité à la latitude de Trondheim (64°N). Ce n'est pas une espèce ubiquiste comme l'est *B. pascuorum*. *Bombus humilis* préfère les milieux ouverts ou semi-ouverts, les pelouses sèches et les clairières. Son habitat préféré semble les pelouses calcaires envahies de *Quercus pubescens* et *Prunus spinosa*. **Biologie.** Il fait des petits nids (50-100 individus) en surface, dans les touffes d'herbe et les nids abandonnés de rongeurs ou d'oiseaux. Il est parasité par le psithyre des champs (*Bombus campestris*) mais aussi par d'autres espèces de bourdons comme *B. sylvarum* ou *B. veteranus*. Son butinage est assez généraliste mais il a une nette préférence pour les fleurs zygomorphes, Fabacées, Lamiacées, Scrophulariacées. Sa phénologie est plutôt tardive car il n'apparaît qu'en fin mai, un bon mois après les premières espèces de bourdons, tandis qu'il disparaît dans la deuxième quinzaine de septembre.

56. *Bombus (Thoracobombus) inexpectatus* (Tkalců, 1963)

57. *Bombus (Thoracobombus) laesus* Morawitz, 1875

58. *Bombus (Thoracobombus) mesomelas* Gerstacker, 1869

Diagnose (Photo 46). Le bourdon élégant est une grande espèce (femelles 20-24 mm). A l'intérieur du sous-genre *Thoracobombus*, il appartient à un groupe d'espèces très particulier qui comprend aussi *B. armeniacus*, *B. brodmannicus* et *B. pomorum*. Les espèces de ce groupe ont en commun un très long espace malaire (presque 2 fois plus long que large), un clypéus très proéminent et tabulaire et la surface de la corbeille bombée. Ce sont toutes des espèces de milieux ouverts, steppes, steppes boisées, prairies sèches alpines. Parmi ces espèces, le bourdon élégant se reconnaît à sa robe grise avec une bande interalaire noire très bien dessinée. Le tergite 6 de la femelle est couvert de soies noires. La sous-espèce des Pyrénées, des Alpes et des Apennins présente l'abdomen plutôt gris (ssp. *mesomelas*), celle des Balkans, de Turquie et du Caucase a l'abdomen gris-roussâtre (ssp. *alboluteus*). En Turquie et au Caucase, la ssp locale *B. pomorum canus*, ressemble fortement à *B. mesomelas alboluteus* mais chez ce dernier le tergite 6 porte des soies noires tandis qu'elles sont rousses chez *B. pomorum canus*. **Distribution.** On recense cette espèce aux Monts Cantabriques, dans les Pyrénées, les Alpes, les Apennins, les Balkans, les Carpates, les montagnes du centre de la Turquie et la région caucasienne. Les peuplements des collines du centre de l'Allemagne, des Monts des Géants en Tchéquie, des Tatras en Pologne et des Carpates semblent éteintes, ou tout du moins en régression considérable. **Biologie.** Les nids sont souterrains, construits dans des anciens nids de

rongeurs, et peuplés de 50-100 spécimens. Il n'y a pas d'inquiline connu. *B. mesomelas* affectionne les fleurs zygomorphes à corolles longues, surtout les Fabacées (*Trifolium*, *Astragalus*) mais aussi les Carduées (*Carduus*, *Centaurea*, *Cirsium*). Sa phénologie juin-août est classique des espèces de bourdons montagnardes,

- 59. *Bombus* (*Thoracobombus*) *mlokosievitzii* Radoszkowski, 1877
- 60. *Bombus* (*Thoracobombus*) *Mocsáryi* Kriechbaumer, 1877
- 61. *Bombus* (*Thoracobombus*) *mucidus* Gerstácker, 1869
- 62. *Bombus* (*Thoracobombus*) *muscorum* (L., 1758)
- 63. *Bombus* (*Thoracobombus*) *pascuorum* (Scopoli, 1763)

Diagnose (Photos 47-49). Le bourdon des champs est une espèce moyenne (femelles 15-18 mm). Sa robe présente une extrême variabilité géographique, et même, à l'intérieur de chacune des sous-espèces géographique, une grande variabilité individuelle. La forme la plus répandue en Europe Centrale est la ssp. *floralis* (Photo 47). Le vertex est gris, le thorax est brun avec les flancs bruns et des poils noirs plus ou moins entremêlés au centre du mesosoma, l'abdomen est marqué de bandes grises et noirs avec un mélange de soies rousses aux tergites 4-7. La ssp. *intermedius* (Photo 48) est une bonne représentante de l'ensemble des formes de l'Europe du sud-ouest. Ces formes sont largement couvertes de pelage orange, avec les pattes plus ou moins entremêlées de noir, l'abdomen peut être orange avec le tergite 1 jaune (ssp. *intermedius*), entièrement orange (ssp. *pascuorum*), entièrement verdâtre (ssp. *freygessneri*), jaune citron avec des soies rousses au tergite 5 (ssp. *rufocitrinus*), tout orange avec des pattes toutes noires (ssp. *melleofacies*) ou entièrement jaune avec un tache rousse au milieu du thorax et les pattes noires (ssp. *siciliensis*). On trouve aussi un ensemble de sous-espèces avec le dessus du thorax et les tergites 3-6 roux et le reste du pelage noir, il y a ainsi la ssp. *sparreanus* de Scandinavie (Photo 49), la ssp. *arcticus* avec seulement les tergites 4-5 roux et encore d'autres sous-espèces. La sous-espèce du nord de l'Iran est tout à fait particulière puisqu'elle a le thorax et les tergites 1-2 jaune doré et le reste du pelage noir. Les confusions sont fréquentes avec les diverses formes du bourdon variable (*B. humilis*, voir la diagnose de cette espèce). **Distribution.** Cette espèce est très ubiquiste depuis les rives de la Méditerranée au sud de l'Espagne, de l'Italie, de la Sicile, des Balkans et de la Turquie, jusqu'au nord, les rives de la mer de Barents. Cette espèce vit dans tous les habitats et est en général fort abondante. C'est de loin le bourdon le plus abondant en Europe. **Biologie.** *Bombus pascuorum* nidifie dans d'anciens nids de rongeurs ou d'oiseaux à la surface du sol, le plus souvent dans une touffe d'herbe. Les nids sont petits (50-100 spécimens) mais très nombreux. Il est parasité par le psithyre des champs (*Bombus campestris*). Il semble totalement opportuniste quant à ses choix floraux et butine toutes les ressources florales disponibles. Sa phénologie est très étalée puisqu'il émerge dès les premiers jours du printemps pour continuer ses colonies jusque très tard en automne.

- 64. *Bombus* (*Thoracobombus*) *pereziellus* (Skorikov, 1922)
- 65. *Bombus* (*Thoracobombus*) *pomorum* (Panzer, 1805)
- 66. *Bombus* (*Thoracobombus*) *ruderarius* (Müller, 1776)
- 67. *Bombus* (*Thoracobombus*) *schrencki* Morawitz, 1881
- 68. *Bombus* (*Thoracobombus*) *sylvarum* (L., 1761)

Diagnose (Photo 50). Le bourdon grisé est une espèce plutôt petite (femelles 18-18 mm). Sa coloration est très typique, avec un pelage largement grisé sur tous le corps mais entremêlés de noir au milieu du thorax, formant ainsi une tache ou bande interalraire, avec des bandes de poils noirs entremêlés aux tergites 2-3 et avec des poils roussâtres entremêlés aux à la partie basale des tergites 4-5. Il peut arriver que ces plages de pelage roux soient elles-mêmes grisonnantes, et les confusions sont alors possibles avec le bourdon vétéran (*Bombus veteranus*) qui peut vivre dans les mêmes habitats. Les mandibules des femelles de *B. veteranus* sont plus allongées et son clypeus est nettement aplati. Il existe ça et là une forme sombre de *Bombus sylvarum*, toute noire avec les tergites 4-5 tout roux (ssp. *nigrescens*). Les risques de confusion sont alors élevés avec *Bombus ruderarius*. Toutefois, les hanches (coxae) de *B. sylvarum nigrescens* sont toujours ornées de touffes de soies grises, alors qu'elles sont noires chez *B. ruderarius*. Il existe aussi une sous-espèce de coloration très spéciale dans la région caucasienne, avec des bandes blanches et l'extrémité abdominale bien noire (ssp. *daghestanicus*). **Distribution.** On le trouve dans toute l'Europe, au sud jusqu'au centre de l'Espagne, jusqu'au sud de l'Italie et la Sicile, au sud de la Grèce et de la Turquie, au nord jusqu'à la latitude du golfe de Botnie, sans atteindre le Cercle Arctique. Le bourdon grisé est très abondant dans certaines régions mais il semble s'être considérablement raréfié en Angleterre, en Belgique, aux Pays-Bas et en Allemagne. Il fréquente surtout les milieux ouverts, steppes, steppes boisées, pelouses sèches, clairières et lisières. **Biologie.** Il nidifie en surface dans d'anciens nids de rongeurs ou d'oiseaux, le plus souvent dans une touffe d'herbe. Il est parasité par le psithyre des champs (*Bombus campestris*) mais aussi par le bourdon variable (*Bombus humilis*) ou le bourdon vétéran (*B. veteranus*). Il butine principalement les fleurs à corolles longues zygomorphes, dont surtout les Fabacées. Sa phénologie est tardive, de mai à septembre.

69. *Bombus (Thoracobombus) veteranus* (Fabricius, 1793)

70. *Bombus (Thoracobombus) zonatus* Smith, 1854

Documents de références

Amiet, F., 1996. Hymenoptera, Apidae. 1. Allgemeiner Teil, Gattungsschlüssel, die Gattungen Apis, Bombus und Psithyrus. - Insecta Helvetica, Fauna 12: 98 p.

Blom, J. van der, 1996. *De hommels van Nederland*. Jeugdbondsuitgeverij, 45 p.

Mauss, V., 1987. Bestimmungsschlüssel für die Hummeln der BRD. - DJN, Hamburg: 1-50.

Rasmont, P., 1984. Les bourdons du genre *Bombus* Latreille sensu stricto en Europe Occidentale et Centrale (Hymenoptera, Apidae). - Spixiana 7: 135-160.

Rasmont, P., A. Scholl, R. de Jonghe, E. Obrecht & A. Adamski, 1986. Identité et variabilité des males de bourdons du genre *Bombus* Latreille sensu stricto en Europe occidentale et centrale (Hymenoptera, Apidae, Bombinae). - Revue suisse Zool. 93: 661-682.

Rasmont P., Franzen M., Lecocq T., Harpke A., Roberts S.P.M., Biesmeijer K., Castro L., Cederberg B., Dvorak L., Fitzpatrick U., Gonseth Y., Haubruge E., Mahé Gilles, Manino A., Michez Denis, Neumayer J., Odegaard F., Paukkunen J., Pawlikowski T, Potts Simon G, Reemer M., Settele J., Straka J., Schweiger O. 2015. Climatic Risk and Distribution Atlas of European Bumblebees. Pensoft Publishers, Sofia., ISBN: 978-954-642-769-4 (e-book), 978-954-642-768-7 (hardback). Biorisk, 10: 1-246.

Tribu des Eucerini : Genres *Cubitalia* Friese 1911, *Eucera* Scopoli 1770, *Tetralonia* Spinola 1838 et *Tetraloniella* Ashmead 1899

(Apidae, Apinae, Eucerini)

Etymologie : du grec *cera-* = corne (par extension: antennes), et *eu-* = vrai - véritable, en référence aux longues antennes du mâle

Noms vernaculaires : les eucères ou macrocères (Fr), der Langhornbienen (Al), de langhoornbijen (Nl) (les abeilles à longues antennes), the longhorn bee (En)

Morphologie et diagnose

Les eucères sont des abeilles à langue longue qui ressemblent fortement aux anthophores. Comme ces dernières, il s'agit d'abeilles souvent de grande taille (8-20 mm), d'aspect trapu, et à pilosité dense, parfois feutrée, et au clypeus proéminent. Comme ces dernières également, les femelles présentent de fortes brosses de récoltes sur le tibia et le premier article du tarse postérieur et les mâles ont très souvent la cuticule de la face en grande partie jaune, au moins le clypeus. On distingue pourtant très facilement les mâles d'eucères à leurs très longues antennes (Figure 192A). Pour les femelles, un grand nombre d'espèces n'ont que deux cellules submarginales alors qu'il y en a toujours trois chez les anthophores. Chez les eucères qui présentent trois cellules submarginales (*Tetralonia*, *Eucera* sous-genre *Synhalonia*), la cellule marginale est longue et la nervure basale est courte et courbe alors que chez les anthophores, la cellule marginale est petite et la nervure basale est longue et rectiligne.

Les eucères ont été traditionnellement divisées en deux genres à partir du nombre de leurs cellules submarginales : deux pour les *Eucera* et trois pour les *Tetralonia* (Figures 192B, C). Cependant, Michener (2007) reconnaît quatre genres d'Eucerini en Europe : *Cubitalia*, *Eucera*, *Tetralonia* et *Tetraloniella*. Ces genres sont parfois difficiles à distinguer et leur définition n'est pas encore stabilisée. Dorchin *et al.* (2018) ont récemment démontré la paraphylie de plusieurs genres d'Eucerini. Ils proposent de classer l'ensemble des espèces recensées en Europe dans le genre *Eucera*. Le genre *Tetralonia* devient un sous-genre du genre *Eucera* et comprend les *Tetraloniella*. Le genre *Cubitalia* devient un groupe d'espèces à l'intérieur du sous-genre *Eucera* s.str. Cependant comme cette étude a été publiée après la réalisation de la majeure partie de cet ouvrage, nous avons considéré l'ancienne classification avec 4 genres (Nieto *et al.* 2014).

Dans les eucères à 2 cellules submarginales, on distingue deux genres, *Cubitalia* et *Eucera*. Les *Cubitalia* se distinguent par un nervation de l'aile antérieure différente : (i) la distance entre l'intersection de la première nervure récurrente et l'intersection de la première nervure cubitale transverse égale ou plus petite que la distance entre la seconde nervure récurrente et la seconde nervure cubitale transverse (distance B) (voir la clé de détermination pour une illustration comparée), (ii) la première cellule submarginale est généralement subégale à la seconde. Par ailleurs les palpes maxillaires des *Cubitalia* présentent à 3 ou 4 articles alors que les *Eucera* en possèdent 5 à 6.

Les *Tetralonia* se distinguent des *Eucera* à trois cellules submarginales et des *Tetraloniella* par ses palpes labiaux à 3 ou 4 articles, alors qu'il y en a 6 chez les autres eucères, et par sa brosse de récolte clairsemée, aux soies fortement plumeuses, ce qui laisse voir la cuticule brillante du tibia, alors que chez les autres eucères, la brosse de récolte est très dense, aux soies simples ou fourchues, ce qui ne laisse pas voir la cuticule

du tibia. Les *Tetraloniella* se distinguent quand à elles des autres *Eucera* à trois cellules submarginales par un clypéus peu bombé vu de profil, dépassant de la face d'une distance inférieure à la largeur de l'œil, ainsi que par une galéa plus courte que l'œil.

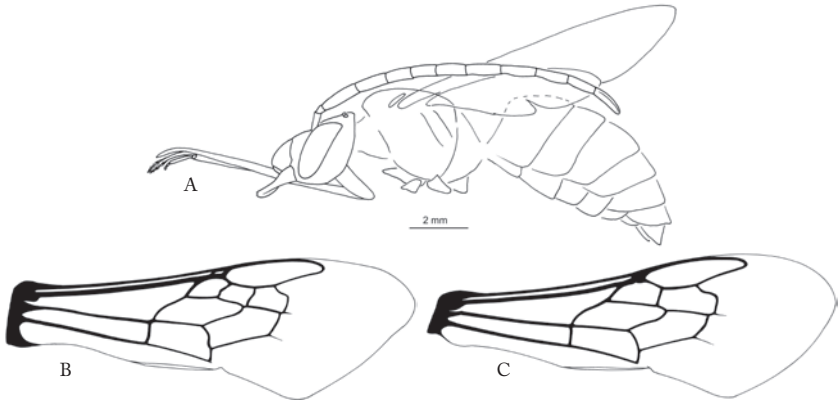


Fig. 192. - A. Vue de profil d'un mâle d'*Eucera longicornis* avec ses longues antennes. B-C. Aile antérieure de *Eucera (Synhalonia) alternans* (avec trois cellules submarginales) et *Eucera longicornis* (avec deux cellules submarginales).

Répartition géographique et diversité mondiale

Les abeilles de la tribu des Eucerini constituent un vaste groupe de 780 espèces réparties sur l'ensemble de la planète, excepté en Australie (Michener 2007). La diversité spécifique et générique est plus importante dans le Nouveau Monde que dans l'Ancien Monde. Le genre *Eucera* s.str. est le genre le plus diversifié en nombre d'espèce dans la tribu des Eucerini. Avec les autres petits genres associés (e.g. *Cubitalia*, *Tetralonia*, *Tetraloniella*), il compte autour de 390 espèces (Dorchin *et al.* 2018). En Europe, le genre *Eucera* compte 87 espèces, les *Cubitalia* 2 espèces, les *Tetraloniella* 19 espèces et *Tetralonia* une seule espèce (Rasmont *et al.* 2017).

Biologie

Phénologie. Les eucères sont univoltines et terricoles. Elles sont toutes solitaires mais quelques espèces peuvent nidifier en bourgades. On trouve aussi des femelles partageant le même nid chez *Eucera longicornis*. Certaines espèces sont printanières, d'autres estivales.

Reproduction. Les mâles patrouillent régulièrement autour des massifs de fleurs préférés des femelles. Lorsqu'une femelle accepte de s'accoupler avec un mâle, ce dernier se poste sur son dos, son corps presque à angle droit avec celui de la femelle. Il vient alors enrouler l'extrémité de ses longues antennes autour de celles de la femelle et les caresse dans un mouvement de la base vers l'extrémité, puis recommence.

Parasitisme. Elles ont de nombreux cleptoparasites parmi les genres *Coelioxys*, *Doeringiella* et *Nomada*.

Préférences florales. La plupart des espèces sont polylectiques mais montrent toujours une nette préférence pour les fabacées, les labiées et les boraginacées. D'autres espèces, surtout les *Tetralonia* et les *Eucera* du sous-genre *Synhalonia*, sont oligolectiques. Elles sont alors spécialisées sur les légumineuses (surtout *Vicia*, *Eucera nigrescens* par exemple), d'autres sur les Malvacées (*Tetralonia malvae*), sur le *Lythrum* (*Tetraloniella salicariae*), les carduées (*Tetraloniella dentata*), ...

Conseils de préparation

La détermination des mâles d'eucères passe par l'observation des genitalia. Il s'agit donc de les extraire pendant la préparation des spécimens. Idéalement il faut aussi dégager les sternites associés (S6-S8). Pour les femelles, il faut dégager les ailes du mesosoma et ne pas faire passer l'aiguille au milieu du scutum (pas bien sur le côté du scutum). Cette préparation permettra de pouvoir observer de manière optimale les critères de ponctuation et de pilosité du scutum. Pour les mâles et les femelles, il est important de dégager les pattes du corps car de nombreux caractères sexuels secondaires y sont spécifiques.

Liste des genres (4), sous-genres (8) et espèces (109)

Comme nous l'avons indiqué ci-avant, il y a plusieurs systèmes proposés pour la classification générique et subgénérique des eucères européennes. Nous suivons ici la proposition de Michener (2007) où il reconnaît 4 sous-genres pour le genre *Eucera* (*Eucera* s.str., *Pteneucera* et *Hetereucera* qui présentent deux cellules submarginales, et le sous-genre *Synhalonia* avec trois cellules submarginales), deux sous-genres pour le genre *Cubitalia* (*Cubitalia* et *Pseudeucera*), et un seul sous-genre pour les deux autres genres. D'autres publications comme Risch (2001, 2003) proposent d'autres sous-genres comme *Atopeucera* et *Pareucera* mais ils sont considérés par Michener (2007) comme faisant partie du sous-genre *Hetereucera*.

1. *Cubitalia* (*Cubitalia*) *morio* (Friese, 1922)
2. *Cubitalia* (*Pseudeucera*) *parvicornis* (Mocsáry, 1878)
3. *Eucera* (*Eucera*) *chrysopyga* Pérez, 1879

Diagnose (Photos 51-52). Cette espèce est parfois reconnue sous le nom d'*Eucera polinosa*. La taille est moyenne à grande (15mm de long pour les mâles et les femelles) avec une pilosité rousse vif chez les spécimens fraîchement récoltés. L'aile présente deux cellules submarginales et les pièces buccales sont composées de 6 segments. Chez les femelles, les tergites du metasoma présentent une marge apicale transparente et rousse, largement visible sur les deux premiers segments, mais courte sur le troisième segment ; la brosse de récolte est lâche, courte et avec des soies non plumeuses ; le mesonotum présente des punctuations larges et denses. Les mâles présentent des bandes apicales blanches sur les tergites ; un clypeus largement jaune ; un labre blanc ivoire ; des longues antennes avec le premier segment court (1/5 de la longueur du second) ; le sternite 6 avec des lobes latéro-apicaux courts. **Distribution.** *Eucera chrysopyga* est recensée au Sud et au Centre de l'Europe, jusqu'au Caucase à l'Est. En dehors de l'Europe, on la retrouve en Algérie et au Liban (Friese 1896). D'après Kuhlmann *et al.* (2012) l'espèce est connue

dans les Balkans, en Ukraine et en Turquie. **Biologie.** Cette espèce est recensée dans les habitats méditerranéens comme les maquis et les pelouses sèches. Elle semble polylectiques puisqu'elle a été collectée sur des genres de plantes différents comme *Anchusa* spp. et *Nonca* spp. (Boraginaceae), *Cirsium* spp. et *Galactites* spp. (Asteraceae), *Echium* spp. (Boraginaceae), *Trifolium* spp. et *Vicia* spp. (Fabaceae) (Friese 1896, Dusmet and Alonso 1926). Beaucoup d'auteurs ont décrit des informations sur son écologie et sa distribution sous le nom synonymisé d'*Eucera pollinosa* (ex : Gogala 1999 et Iuga 1958).

4. *Eucera (Eucera) codinaei* Dusmet y Alonso, 1926
5. *Eucera (Eucera) cypria* Alfken, 1933
6. *Eucera (Eucera) dalmatica* Lepeletier, 1841
7. *Eucera (Eucera) dimidiata* Brullé, 1832
8. *Eucera (Eucera) graeca* Radoszkowski, 1876
9. *Eucera (Eucera) hispalensis* Pérez, 1902
10. *Eucera (Eucera) interrupta* Bär, 1850
11. *Eucera (Eucera) kullenbergi* Tkalcù, 1978
12. *Eucera (Eucera) longicornis* (L., 1758)
13. *Eucera (Eucera) nigrescens* Pérez, 1879

Diagnose (Photos 53-54). Cette espèce présente une taille moyenne à grande (15mm de long pour les mâles et les femelles), deux cellules submarginales, le mesonotum avec des punctuations fines et éparpillées ainsi que des palpes maxillaires composés de 6 segments. La pilosité est rousse sur le mesosome et sur les tergites 1-2 mais sombre sur les tergites 3-4. Chez la femelle, la bande apicale du tergite 3 est largement interrompue au centre ; la brosse de récolte est lâche, courte et avec des soies non plumeuses. Le mâle possède un clypeus avec une tâche jaune arrondie ou subtriangulaire ; des longues antennes avec le premier segment court (1/5 de la longueur du second). **Distribution.** Cette espèce est relativement commune en Europe centrale et méridionale mais on la trouve jusqu'en Angleterre et au Danemark. En Italie on l'observe jusque 800 mètres d'altitude (Quaranta *et al.* 2004). En dehors de l'Europe, on la trouve en Turquie (Özbek 2010), en Jordanie (Al-Ghzawi *et al.* 2006) et en Iran (Grace 2010). **Biologie.** *Eucera nigrescens* affectionne les prairies tempérée. Elle est connue pour être spécialisée dans ses choix floraux sur les Fabaceae (Friese 1896, Tasei 1978) et les mâles pollinisent des orchidées du genre *Ophrys* (*fuciflora*, *parvimaclata*, *scolopax*) dont les fleurs émettent un parfum qui imite les phéromones sexuelles des femelles (Gaskett 2011). Les adultes volent d'avril à juin.

14. *Eucera (Eucera) nigrilabris* Lepeletier, 1841
15. *Eucera (Eucera) numida* Lepeletier, 1841
16. *Eucera (Eucera) proxima* Morawitz, 1875
17. *Eucera (Eucera) punctulata* Alfken, 1942
18. *Eucera (Eucera) rufipes* Smith, 1879
19. *Eucera (Heterocera) albofasciata* Friese, 1895
20. *Eucera (Heterocera) algira* Brullé, 1840
21. *Eucera (Heterocera) barbiventris* Pérez, 1902
22. *Eucera (Heterocera) bidentata* Pérez, 1887
23. *Eucera (Heterocera) caeruleascens* Friese, 1899
24. *Eucera (Heterocera) caspica* Morawitz, 1873

25. *Eucera (Heterocera) cineraria* Eversmann, 1852
 26. *Eucera (Heterocera) clypeata* Erichson, 1835 – **Planche 4** (mâle et femelle)

Diagnose (Photo 55-56). Cette espèce a une taille moyenne (12mm de long pour les mâles et les femelles). Elle possède deux cellules submarginales, une pilosité rousse et des palpes maxillaires composés de 5 segments (rarement 6). La femelle est caractérisée par des tergites 3-4 très larges avec une bande de soies apicales ininterrompue ; la bande du tergite 2 interrompue ; le mesonotum brillant entre les punctuations qui sont clairsemées et atténuées en zone postéro-médiane ; la scopa avec des soies non branchues. Le mâle présente un clypeus avec une large tâche jaune ; un labrum avec une petite tâche jaune au centre mais parfois absente ; des antennes longues avec un premier segment court (1-3 de la longueur du second segment) ; un sternite 6 avec des lobes latéro-antérieurs distincts. **Distribution.** *Eucera clypeata* est une espèce ouest-paléarctique distribuée de la péninsule ibérique jusque l'Ukraine et la Russie. Elle n'est recensée dans aucun pays européen du Nord. En dehors du continent Europe, on la trouve en Afrique du Nord, au Moyen-Orient et au Pakistan. Elle a aussi été rapportée en haute altitude, au Kirghizstan à 2500m (Risch 2003). **Biologie.** Cette espèce préfère les habitats méditerranéens de type maquis et prairies sèches. Elle vole de mars à juin à l'Est de sa distribution mais jusqu'en juillet à l'Ouest. Les choix floraux sont relativement diversifiés, pour les plus importants : *Anchusa* spp. et *Nonnea* spp. (Boraginacées), *Trifolium* spp. et *Medicago sativa* (Fabacées) (Friese 1896 ; Benedek 1973). Les mâles pollinisent aussi des orchidées : *Orchis caspia* et *Ophrys* spp. (*gracilis*, *holoserica*, *neglecta*, *serotina*, *tenthredinifera*, *untchjii*) (Gaskett 2011). C'est un pollinisateur important de la Luzerne et les femelles affectionnent de nombreuses autres espèces de Fabacées : *Trifolium repens*, *Trifolium pratense*, *Lotus corniculatus*, *Ononis repens*, *Vicia* sp. (Tasei 1978).

27. *Eucera (Heterocera) collaris* Dours, 1873

Diagnose (Photo 57). La taille de cette espèce est moyenne à large (14mm pour les femelles, 13mm pour les mâles). Elle présente deux cellules submarginales, des palpes maxillaires à 6 segments et une pilosité rousse brunâtre. La femelle est caractérisée par des tergites 2-4 avec une bande apicale de soies claires ne couvrant pas l'ensemble de la marge ; le tergite 2 avec la bande apicale interrompue au milieu ; la scopa non branchue et la punctuation du mesonotum bien définie. Le mâle se reconnaît par les tergites 1-2 avec une pilosité rousse, les tergites suivants avec une pilosité brun foncé, le clypeus et le labre noirs, les antennes longues avec le premier segment plus petit d'un tiers que le second, le sternite 6 avec des lobes antéro-latéraux distincts. **Distribution.** *Eucera collaris* est recensées en Espagne, en France et au Portugal. En dehors de l'Europe, elle est connue d'Algérie et de Tunisie (Sonet and Jacob-Remacle 1987). **Biologie.** Cette espèce a une période de vol relativement longue qui s'étend de mars à juillet. Elle préfère les plantes du genre *Echium* et les légumineuses (Sonet & Jacob-Remacle 1987, Banaszak & Ortiz-Sanchez 1993, Banaszak & Rasmont 1994).

28. *Eucera (Heterocera) curvitaris* Mocsáry, 1879
 29. *Eucera (Heterocera) decolorata* Gribodo, 1924
 30. *Eucera (Heterocera) digitata* Friese, 1896
 31. *Eucera (Heterocera) ebmeri* Risch, 1999
 32. *Eucera (Heterocera) elongatula* Vachal, 1907

33. *Eucera* (*Hetereucera*) *eucnemidea* Dours, 1873
34. *Eucera* (*Hetereucera*) *excisa* Mocsáry, 1879
35. *Eucera* (*Hetereucera*) *fasciata* Risch, 1999
36. *Eucera* (*Hetereucera*) *flavicornis* Risch, 2003
37. *Eucera* (*Hetereucera*) *furfurea* Vachal, 1907
38. *Eucera* (*Hetereucera*) *gaullei* Vachal, 1907
39. *Eucera* (*Hetereucera*) *gracilipes* Pérez, 1895
40. *Eucera* (*Hetereucera*) *hekvola* Klug, 1845
41. *Eucera* (*Hetereucera*) *hispana* Lepeletier, 1841
42. *Eucera* (*Hetereucera*) *laxiscopa* Alfken, 1935
43. *Eucera* (*Hetereucera*) *matalae* Tkalčú, 2003
44. *Eucera* (*Hetereucera*) *maxima* Tkalčú, 1987
45. *Eucera* (*Hetereucera*) *microsoma* Cockerell, 1922
46. *Eucera* (*Hetereucera*) *nigripes* Klug, 1845
47. *Eucera* (*Hetereucera*) *notata* Lepeletier, 1841
48. *Eucera* (*Hetereucera*) *obliterata* Pérez, 1896
49. *Eucera* (*Hetereucera*) *obsoleta* Pérez, 1911
50. *Eucera* (*Hetereucera*) *oraniensis* Lepeletier, 1841
51. *Eucera* (*Hetereucera*) *palestinae* Friese, 1922
52. *Eucera* (*Hetereucera*) *pannonica* Mocsáry, 1878
53. *Eucera* (*Hetereucera*) *paraclypeata* Sitdikov, 1988
54. *Eucera* (*Hetereucera*) *parmassia* Pérez, 1902
55. *Eucera* (*Hetereucera*) *puncticollis* Morawitz, 1876
56. *Eucera* (*Hetereucera*) *pythagoras* Risch, 2003
57. *Eucera* (*Hetereucera*) *seminuda* Brullé, 1832
58. *Eucera* (*Hetereucera*) *sogdiana* Morawitz, 1875
59. *Eucera* (*Hetereucera*) *squamosa* Lepeletier, 1841
60. *Eucera* (*Hetereucera*) *syriaca* Dalla Torre, 1896
61. *Eucera* (*Hetereucera*) *taurica* Morawitz, 1871
62. *Eucera* (*Hetereucera*) *vittulata* Noskiewicz, 1934
63. *Eucera* (*Hetereucera*) *vulpes* Brullé, 1832 – **Planche 4** (mâle et femelle)

Diagnose (Photo 58-59). *Eucera vulpes* est de petite taille (femelle et mâle de 10mm de long). Elle présente deux cellules submarginales, une pilosité rousse brillante et des palpes maxillaires à 6 segments. La femelle possède des tergites avec des soies couchées branchues sauf au centre des tergites 1-2 ; un mesonotum avec des punctuations peu profondes, larges et denses ; le disque du tergite 1 avec des punctuations profondes et une marge transparente ; une brosse de récolte non branchue. Le mâle présente des tergites avec des bandes apicales complètes excepté sur le tergite 2 (interrompue au centre) et le tergite 1 (absente) ; un clypeus et un labre avec une grande tâche jaune ; des antennes longues avec le premier segment plus petit d'un tiers que le second, le sternite 6 avec des lobes antéro-latéraux distinct. **Distribution.** *Eucera vulpes* est connue du Sud de l'Europe, tout au long du pourtour méditerranéen, de l'Espagne à la Grèce (Standfuss 2009, Grace 2010, Ortiz-Sanchez 2011, Kuhlmann *et al.* 2012). En dehors de l'Europe, est connue d'Israël (Mavromoustakis 1939), de Turquie, de Syrie et de Jordanie (Kuhlmann *et al.* 2012). **Biologie.** Cette espèce préfère les habitats méditerranéens de type maquis mais affectionne particulièrement les oliveraies abandonnées. Elle vole d'avril à Juin. Peut de choses sont connues de ses choix floraux mais elle a été recensée sur *Bellis sylvestris* (Standfuss 2009).

64. *Eucera* (*Pteneucera*) *nigrifacies* Lepeletier, 1841
65. *Eucera* (*Pteneucera*) *penicillata* Risch, 1997
66. *Eucera* (*Pteneucera*) *pseudeucnemidea* Risch, 1997
67. *Eucera* (*Synbalonia*) *alternans* (Brullé, 1832)
68. *Eucera* (*Synbalonia*) *brachycera* (Gribodo, 1893)
69. *Eucera* (*Synbalonia*) *commixta* Dalla Torre & Friese, 1895
70. *Eucera* (*Synbalonia*) *cressa* (Tkalčú, 1984)
71. *Eucera* (*Synbalonia*) *distinguenda* (Morawitz, 1875)
72. *Eucera* (*Synbalonia*) *fédtschenkoi* (Dalla Torre, 1896)
73. *Eucera* (*Synbalonia*) *hungarica* Friese, 1896
74. *Eucera* (*Synbalonia*) *lanuginosa* Klug, 1845
75. *Eucera* (*Synbalonia*) *lucasi* (Gribodo, 1893)
76. *Eucera* (*Synbalonia*) *maroccana* (Dusmet y Alonso, 1928)
77. *Eucera* (*Synbalonia*) *mastrucata* (Morawitz, 1875)
78. *Eucera* (*Synbalonia*) *mediterranea* Friese, 1896
79. *Eucera* (*Synbalonia*) *plumigera* (Kohl, 1905)
80. *Eucera* (*Synbalonia*) *pollinaris* (Kirby, 1802)
81. *Eucera* (*Synbalonia*) *quilisii* (Dusmet y Alonso, 1926)
82. *Eucera* (*Synbalonia*) *radoszkowskii* (Morawitz, 1872)
83. *Eucera* (*Synbalonia*) *rufa* (Lepeletier, 1841)
84. *Eucera* (*Synbalonia*) *spectabilis* (Morawitz, 1875)
85. *Eucera* (*Synbalonia*) *transitoria* (Morawitz, 1875)
86. *Eucera* (*Synbalonia*) *tricincta* Erichson, 1835
87. *Eucera* (*Synbalonia*) *velutina* (Morawitz, 1873)
88. *Eucera* (*Synbalonia*) *vernalis* (Morawitz, 1875)
89. *Eucera* (*Synbalonia*) *zeta* Dalla Torre, 1896
90. *Tetralonia* (*Tetralonia*) *makvae* (Rossi, 1790)
91. *Tetraloniella* (*Tetraloniella*) *alticincta* (Lepeletier, 1841)
92. *Tetraloniella* (*Tetraloniella*) *cinctella* (Saunders, 1908)
93. *Tetraloniella* (*Tetraloniella*) *dentata* (Germar, 1839)
94. *Tetraloniella* (*Tetraloniella*) *fulvescens* (Giraud, 1863)
95. *Tetraloniella* (*Tetraloniella*) *glauca* (Fabricius, 1775)
96. *Tetraloniella* (*Tetraloniella*) *graja* (Eversmann, 1852)
97. *Tetraloniella* (*Tetraloniella*) *hobmanni* (Tkalčú, 1993)
98. *Tetraloniella* (*Tetraloniella*) *iberica* Dusmet y Alonso, 1926
99. *Tetraloniella* (*Tetraloniella*) *inulae* (Tkalčú, 1979)
100. *Tetraloniella* (*Tetraloniella*) *julliani* (Pérez, 1879)
101. *Tetraloniella* (*Tetraloniella*) *lanzaretensis* (Tkalčú, 1993)
102. *Tetraloniella* (*Tetraloniella*) *lyncea* (Mocsáry, 1879)
103. *Tetraloniella* (*Tetraloniella*) *nana* (Morawitz, 1874)

Diagnose (Photo 60-61). *Tetraloniella nana* est une espèce de petite taille (mâle et femelle de 9-10mm de long), avec trois cellules submarginales, une pilosité brune très claire et des palpes maxillaires à 6 segments. La femelle présente des tergites 2-3 avec une bande de soies basales continues, le tergite 4 complètement recouvert par ce type de pilosité, le tergite 5 avec une pilosité sombre au centre, la brosse de récolte branchue et lâche, le mesonotum brillant et légèrement ponctué. Le mâle présente aussi des bandes basales sur les tergites, le clypeus jaune, le labre blanc ivoire, les antennes longues avec

le premier segment très court (1/6 de la longueur du second), le sternite 6 sans lobe. **Distribution.** *Eucera nana* est une espèce observée dans la région paléarctique occidentale, de la péninsule ibérique jusqu'en Ukraine. D'après Kuhlmann *et al.* (2012), elle est également présente en Grèce. En dehors de l'Europe, l'espèce est recensée en Turquie, dans le Caucase, au Liban et dans les basses terres d'Asie centrale à l'est de la mer Caspienne. **Biologie.** *Tetraloniella nana* est associée à des prairies ouvertes, à grande diversité floristique. Cette espèce creuse son nid dans des sols argileux et est considérée comme polylectique puisqu'elle a été observée en train de butiner sur *Inula* spp. (Asteraceae) (Dusmet et Alonso 1926), *Malva sylvestris*, *M. rotundifolia*, *Lavatera thuringiaca*, *Althaea officinalis*, *A. hohenackeri* (Malvaceae), *Lythrum salicaria* (Lythraceae); *Arctium lappa*, *Carduus* spp. (Asteraceae), *Euphorbia* spp (Euphorbiaceae), *Ajuga chia*, *Salvia* spp (Lamiaceae) et *Onobrychis sativa* (Fabaceae). Le nid est parasité par l'abeille *Coeloxys polycentris* (Iuga 1958). L'espèce vole de juillet à septembre (Gogala 1999).

104. *Tetraloniella* (*Tetraloniella*) *pollinosa* (Lepeletier, 1841)
105. *Tetraloniella* (*Tetraloniella*) *ruficornis* (Fabricius, 1804)
106. *Tetraloniella* (*Tetraloniella*) *salicariae* (Lepeletier, 1841)
107. *Tetraloniella* (*Tetraloniella*) *scabiosae* (Mocsáry, 1881)
108. *Tetraloniella* (*Tetraloniella*) *strigata* (Lepeletier, 1841)
109. *Tetraloniella* (*Tetraloniella*) *vicina* Morawitz, 1876

Documents de références

- Al-Ghazawi A., Zaitoun S., Mazary S., Schindler M. & Wittmann D. 2006. Diversity of bees (Hymenoptera, Apiformes) in extensive orchards in the highlands of Jordan. *Arxius de Miscellània Zoològica* 4: 42-48.
- Banaszak, J. and Ortiz-Sánchez, F.J. 1993. Nuevas aportaciones al conocimiento de la tribu Eucerini en el sureste de España (Hymenoptera: Anthophoridae). *Bol. Asoc. esp. Ent.* 17(2): 263-274.
- Banaszak, J. and Rasmont, P. 1994. *Eucera* Scopoli nouvelles pour la France (Hymenoptera, Anthophorinae). *Bulletin de la Société entomologique de France* 99(2): 165-168.
- Benedek P. 1973. Relationship between the Tripping Rate and the Tongue Length of Lucerne Pollinating Wild Bees. *Zeitschrift für Angewandte Entomologie* 73: 113-116.
- Dorchin A., López-Urbe M.M., Praz C., Griswold T. & Danforth B.N. (2018) Phylogeny, new generic-level classification, and historical biogeography of the *Eucera* complex (Hymenoptera: Apidae). *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 119, 81-92.
- Dusmet y Alonso J.M. 1926. Los Ápidos de España. VII. Géneros *Eucera* Scop. y *Tetralonia* Spin. *Memorias de la Real Sociedad Española de Historia Natural*, 13: 83-201.
- Friese H. 1896. Die Bienen Europa's (Apidae europeae) nach ihren Gattungen, Arten und Varietäten auf vergleichend morphologisch-biologischer Grundlage. Theil II. Solitäre Apiden. Genus *Eucera*. R. Friedlander & Sohn, Berlin.
- Gaskell A.C. 2011. Orchid pollination by sexual deception: pollinator perspectives. *Biological Reviews* 86(1): 33-75.
- Gogala A. 1999. Bee fauna of Slovenia: Checklist of species (Hymenoptera: Apoidea). *Scopolia* 42: 1-79.
- Grace A. 2010. *Introductory Biogeography to Bees of the Eastern Mediterranean and Near East*. Bexhill Museum, Sussex, U.K.

Iuga V.G. 1958. *Fauna Republicii populare Romine Insecta, Hymenoptera, Apoidea, Apidae, Anthophoridae*. Academia Republicii Populare Romine.

Kuhlmann M., Ascher J.S., Dathe H.H., Ebmer A.W., Hartmann P., Michez D., Müller A., Patiny S., Pauly A., Praz C., Rasmont P., Risch S., Scheuchl E., Schwarz M., Terzo M., Williams P.H. et al. 2012. *Checklist of the Western Palaearctic bees*. Available at: <http://westpalbees.myspecies.info>. (Accès: premier octobre 2018).

Mavromoustakis G.A. 1939. XXV - Some Bees from Palestine (Hymenoptera, Apoidea). *Journal of Natural History*, Series 11, 3(14): 225-230.

Michener C.D. 2007. *The bees of the world, second edition*. The Johns Hopkins University Press, Baltimore.

Nieto A., Roberts S.P.M., J. K., P. R., Kuhlmann M., Biesmeijer J.C., Bogusch P., Dathe H.H., De la Rúa P., De Meulemeester T., Dehon M., Dewulf A., García Criado M., Ortiz-Sánchez F.J., Lhomme P., Pauly A., Potts S.G., Praz C., Quaranta M., Radchenko V.G., Scheuchl E., Smit J., Straka J., Terzo M., Tomozii B., Window J. & Michez D. 2014 *European Red List of bees*. Publication Office of the European Union, Luxembourg.

Ortiz-Sánchez, F.J. 2011. Lista actualizada de las especies de abejas de España (Hymenoptera: Apoidea: Apiformes). *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 49: 265-281.

Özbek H. 2010. Doğu anadolu-nun bazı yörelerindeki *Eucera* Scop. ve *Tetralonia* Spin. (Anthophoridae: Hymenoptera) cinslerine mensup arılar. *Atatürk Üniversitesi Ziraat Fakültesi Dergisi/Journal of the Faculty of Agriculture* 14: 35-40

Quaranta M., Ambroselli S., Barro P., Bella S., Carini A., Celli G., Cogoi P., Comba L., Comoli R., Felicioli A., Floris I., Intoppa F., Longo S., Maini S., Manino A., Mazzeo G., Medrzycki P., Nardi E., Niccolini L., Palmieri N., Patetta A., Piatti C., Piazza M.G., Pinzauti M., Porporato M., Porrini C., Ricciardelli D'Albore G., Romagnoli F., Ruiiu L., Satta A., & Zandigiaco P. 2004. Wild bees in agroecosystems and semi-natural landscapes. 1997-2000 collection period in Italy. *Bulletin of Insectology* 57(1): 11-61.

Rasmont P., Devalez Y., Pauly A., Michez D. & Radchenko V. 2017. Addition to the checklist of IUCN European wild bees (Hymenoptera: Apoidea). *Annales de la Société entomologique de France (n.s.)*, 53 (1) : 17-32.

Risch S. 1999. Neue und wenig bekannte Arten der Gattung *Eucera* Scopoli 1770 (Hymenoptera, Apidae). *Linzer Biologische Beiträge* 31(1): 115-145.

Risch S. 2001. Die Arten des Genus *Eucera* Scopoli 1770 (Hymenoptera, Apidae) Untergattung *Pareucera* Tkalců 1979. *Entomofauna*, 22 : 365-376.

Risch S. 2003. Die Arten der Gattung *Eucera* Scopoli 1770 (Hymenoptera, Apidae), Die Untergattungen *Stilbeucera* Tkalců 1979, *Atopeucera* Tkalců 1984 und *Hemieucera* Sítidkov & Pesenko 1988. *Linzer biologische Beitrag*, 35 : 1241-1292.

Sonet M., and Jacob-Remacle A. 1987. Pollinisation de la légumineuse fourragère *Hedysarum coronarium* L. en Tunisie. *Bull. Rech. Agron. Gembloux* 22: 19-32.

Standfuss, K. 2009. Zur aktuellen Bienenfauna der Ölbaumzone in Südost-Thessalien / Griechenland (Hymenoptera: Apoidea: Apiformes). 3. Colletidae, Melittidae, Apidae pro parte. *Entomofauna* 30(12): 197-208.

Tasei J.N. 1978. Les insectes pollinisateurs de la luzerne (*Medicago sativa* L.) en France. *Apidologie* 9(3): 175-194.

Tribu des Melectini : Genre Melecta Latreille 1802 et Thyreus Panzer 1806

(Apidae, Apinae, Melectini)

Etymologie : *Melecta* selon Friese, du grec *meli* = le miel et de *lego*= glané, récolté; *Thyreus* du grec *thyr-* = long bouclier servant de porte, en référence à leur dorsum allongé en lamelle qui les protège des attaques des abeilles hôtes.

Noms vernaculaires : les mélectes (Fr), der Trauerbienen (Al), de rouwbijen (Nl) (= les abeilles endeuillées) ; les crocises (Fr), der Fleckenbienen (Al), de vlekkenbijen (Nl) (= les abeilles tachées)

Morphologie et diagnose

Les mélectes et les crocises sont de grandes abeilles (7-17 mm) cleptoparasites à langue longue, à trois cellules submarginales (Figure 193A) et à la cuticule noire sur laquelle contrastent de nombreuses taches de pelage blanc ou blanchâtre. Chez les mélectes, au contraire des crocises, la pilosité est longue et non pas feutrée sur tout l'avant du corps et le scutellum porte deux fortes dents et non pas une lamelle échancrée (Figures 193B-C). Ces dents sont souvent cachées par la longue pilosité. Chez les crocises, le scutellum est modifié en longue lamelle échancrée, comme bidentée, et qui surplombe la partie postérieure du thorax.

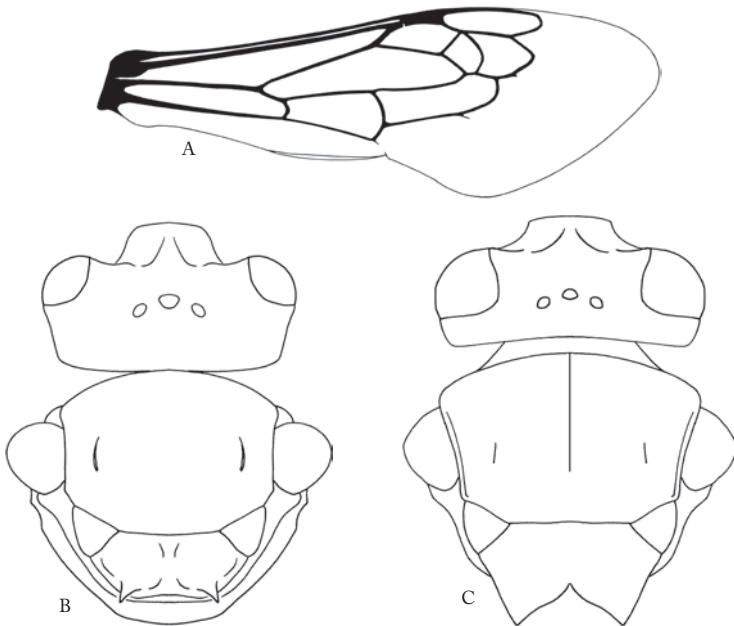


Fig. 193. - A. Aile antérieure de *Melecta albifrons*. B-C. Tête et mesosoma en vue dorsale de *Melecta albifrons* et de *Thyreus orbatus*.

Répartition géographique et diversité mondiale

Le genre *Melecta* est holarctique (Amérique du Nord, Europe, Afrique du Nord, Péninsule Arabe, Asie) (Michener 2007). Il ne comprend qu'une cinquantaine d'espèces, la plupart rares. La distribution du genre *Thyreus* englobe tout l'Ancien Monde dont l'Australie. Il comprend un peu plus d'une centaine d'espèces, la plupart rares ou discrètes.

Biologie

Les mélectes du sous-genre *Melecta* sont cleptoparasites des abeilles du genre *Anthophora*, tandis que celles du sous-genre *Eupavlovskia* vivent au dépend des espèces du genre *Habropoda*. La plupart des crocises sont cleptoparasites des *Amegilla* mais quelques-unes parasitent aussi des *Anthophora*. Elles sont toutes univoltines. Les mélectes sont pour la plupart printanières alors que les *Thyreus* sont estivaux, comme leurs hôtes *Amegilla*. Ils ont des hôtes préférentiels mais pas exclusifs. On trouve ces espèces à proximité des nids de leurs hôtes. Concernant leurs ressources florales, on peut les observer essentiellement les Boraginacées (*Echium*, *Anchusa*) et les Lamiacées (*Lamium*, *Lavandula*).

Conseils de préparation

L'identification des mâles requiert l'extraction des génitalia. Pour certaines *Thyreus*, il est nécessaire d'extraire et de préparer, en plus, les sternites internes, ce qui est particulièrement délicat.

Liste des genres (2), sous-genres (4) et des espèces (38)

1. *Melecta (Eupavlovskia) funeraria* Smith, 1854
2. *Melecta (Eupavlovskia) obscura* Friese, 1895

Diagnose (Photo T8). La mélecte noire appartient à un sous-genre *Eupavlovskia*. Celui-ci comprend des espèces cleptoparasites des anthophores du genre *Habropoda*, alors que la plupart des autres Mélectes fréquentent le genre *Anthophora*. On reconnaît les *Eupavlovskia* à leur pelage nettement plus épais et velouté que les autres mélectes, avec un noir profond et un blanc intense. Ce sont des espèces de grande beauté et plutôt grandes (13,5-16 mm). Les mâles *Eupavlovskia* ont le métatibia fortement élargi à l'apex, avec un métabasitarse élargi mais très étroit à la base. Chez *Melecta obscura*, la partie étroite du métabasitarse prend une allure d'indentation semi-circulaire. On reconnaît deux sous-espèces, la ssp. nominale *obscura* à l'ouest de la distribution a un pelage très sombre avec les tâches blanches très réduites ; les femelles peuvent être totalement noires. La ssp. *simulatrix* à grandes taches blanches se trouve à l'est de la distribution.

Distribution. La mélecte sombre se trouve dans la plupart des régions où on trouve son hôte *Habropoda tarsata*, depuis le nord de l'Italie à l'ouest (ssp. *obscura*), jusqu'à la Géorgie et l'Arménie à l'est (ssp. *simulatrix*), et hors de la région, jusqu'en Ouzbékistan. Vers le sud, l'espèce ne dépasse pas la Sicile (ssp. *obscura*), le sud de la Grèce et la Turquie (ssp. *simulatrix*). La localité la plus au nord est Budapest (ssp. *simulatrix*). Il est remarquable que la mélecte noire n'a jamais été observée en France, malgré que l'habropode à gros tarse peut y est très abondante. Comme toutes les mélectes, les espèces du sous-genre *Eupavlovskia* sont beaucoup moins fréquentes que leurs hôtes. **Biologie.** La mélecte obscure est cleptoparasite de l'habropode à gros tarse (*Habropoda tarsata*). On ne sait

pas grand-chose de ses préférences florales (*Vicia* spp. 4 observations, *Brassica oleracea* 4 observations). Les spécimens ont été observés en train de butiner près de leurs hôtes, comme c'est généralement le cas chez les autres mélectes. La phénologie de l'espèce est nettement printanière, de début avril jusque fin mai (quelques derniers spécimens tout au début de juin).

3. *Melecta (Melecta) aegyptiaca* Radoszkowski, 1876

4. *Melecta (Melecta) albifrons* (Förster, 1771)

Diagnose. La taille de cette espèce est très variable (9-19 mm) car elle dépend probablement de la taille de l'hôte parasité. Il existe deux formes de coloration, soit avec un pelage noir marqué de gris clair (forme méridionale, ssp. *albovaria*), soit avec un pelage noir marqué de gris jaunâtre (forme septentrionale, ssp. *albifrons*). Chez les deux sexes, le pelage de la tête et du thorax est hirsute et il y a une seule rangée de points blanc de chaque côté de l'abdomen. Les femelles sont caractérisées par un métatibia dilaté avec une partie glabre et avec une dizaine de tubercules marqués. Les mâles présentent un mésotibia dilaté, avec frange de grandes soies blanches sur le bord postérieur, brillant sur leur moitié distale et avec des courtes épines. **Distribution.** On recense l'espèce sur toute l'Europe tempérée, au sud jusqu'à la latitude de l'Atlas (30°N), au nord jusqu'à la latitude de Copenhague ou de Moscou (56°N). **Biologie.** *Melecta albifrons* est cleptoparasite de la plus commune des anthophores, l'anthophore plumeuse (*Anthophora plumipes*). A ce titre, elle est la plus abondante des mélectes, de très loin, tout en restant un animal rare. Il semble qu'elle puisse parasiter d'autres espèces d'anthophores à l'occasion. Elle butine principalement les Lamiaceae et Boraginaceae mais sans marquer de spécialisation. Sa phénologie se calque sur celle de son hôte : de fin mars à fin mai.

5. *Melecta (Melecta) alcestis* Lieftinck, 1980

6. *Melecta (Melecta) baeri* (Radoszkowski, 1865)

7. *Melecta (Melecta) canariensis* Lieftinck, 1958

8. *Melecta (Melecta) caroli* Lieftinck, 1958

9. *Melecta (Melecta) curvispina* Lieftinck, 1980

10. *Melecta (Melecta) duodecimmaculata* (Rossi, 1790)

11. *Melecta (Melecta) festiva* Lieftinck, 1980

Diagnose (Photo 62). La mélecte joyeuse est très reconnaissable parmi les espèces méridionales claires. C'est une espèce de taille moyenne (12-17 mm). Chez les deux sexes, le pelage est court, avec de chaque côté de l'abdomen une seule rangée de grandes taches blanches rectangulaires. La femelle est caractérisée par une plaque pygidiale de forme caractéristique, allongée, légèrement carénée, avec un étranglement avant l'apex ; des soies du scape blancs et érigés ; la moitié basale du métatibia et le dernier article du tarse avec pelage blanc ; de nombreux tubercules perçant le pelage des tibias postérieurs. Les mâles présentent un basitarse postérieur densément couvert de pelage blanc percé par de nombreuses épines noires et avec des soies apicales longues et abondantes. **Distribution.** *Melecta festiva* est recensée sur toute la façade européenne de la région méditerranéenne, limitée vers le nord au 46° parallèle. Elle est absente de l'Afrique du Nord mais présente au Proche-Orient. C'est une espèce peu courante. **Biologie.** Les femelles sont probablement cleptoparasite d'*Anthophora affinis* et *A. mucida*. On a peu de données sur ses préférences florales mais elle semble préférer les Lamiaceae et les Boraginaceae. L'espèce vole entre mai et juin.

12. *Melecta (Melecta) fulgida* Liefstinck, 1980
13. *Melecta (Melecta) gracilipes* Liefstinck, 1980
14. *Melecta (Melecta) grandis* Lepeletier, 1841
15. *Melecta (Melecta) guichardi* Liefstinck, 1980
16. *Melecta (Melecta) italica* Radoszkowski, 1876
17. *Melecta (Melecta) leucorhyncha* Gribodo, 1893
18. *Melecta (Melecta) luctuosa* (Scopoli, 1770)
19. *Melecta (Melecta) mundula* Alfken, 1935
20. *Melecta (Melecta) prophanta* Liefstinck, 1980
21. *Melecta (Melecta) rutenica* Radoszkowski, 1893
22. *Melecta (Melecta) tuberculata* Liefstinck, 1980
23. *Melecta (Paracrocisa) guilochei* Dusmet y Alonso, 1915
25. *Thyreus (Thyreus) aberrans* (Morawitz, 1875)
25. *Thyreus (Thyreus) affinis* (Morawitz, 1874)
26. *Thyreus (Thyreus) elegans* (Morawitz, 1877)
27. *Thyreus (Thyreus) hellenicus* Liefstinck, 1968
28. *Thyreus (Thyreus) hirtus* (De Beaumont, 1940)
29. *Thyreus (Thyreus) histrionicus* (Illiger, 1806)
30. *Thyreus (Thyreus) hohmanni* Tkalcù, 1994
31. *Thyreus (Thyreus) orbatus* (Lepeletier, 1841)

Diagnose (Photo T9). La crocise ravisseuse est une espèce de petite taille (8,5-11 mm). Elle se reconnaît entre toutes les autres crocises, chez les deux sexes, par la face en avant des socquets antennaires toujours couverte de courtes soies érigées et par les bandes blanches latérales du tergite 3 presque toujours accompagnées à l'extérieur d'une petite tache blanche isolée. **Distribution.** Elle est présente en Afrique du nord, au sud jusqu'à la latitude d'Agadir (29°N) jusqu'à la latitude de Hambourg au nord (53°N). L'espèce est très rare, même là où son espèce hôte abonde. **Biologie.** Les femelles sont cleptoparasites d'*Anthophora bimaculata* ou d'*Anthophora quadrimaculata*. On a peu de données sur ses fleurs favorites mais elle semble préférer les Lavandes (*Lavandula* spp.), comme ses hôtes. Sa phénologie va de juin à septembre.

32. *Thyreus (Thyreus) picaron* Liefstinck, 1968
33. *Thyreus (Thyreus) piceus* (Meyer, 1921)
34. *Thyreus (Thyreus) plumatus* (Meyer, 1921)
35. *Thyreus (Thyreus) ramosus* (Lepeletier, 1841)
36. *Thyreus (Thyreus) scutellaris* (Fabricius, 1781)
37. *Thyreus (Thyreus) tricuspis* (Pérez, 1883)
38. *Thyreus (Thyreus) truncatus* (Pérez, 1883)

Documents de références

Beaumont, J. de. 1939. Les Crocisa de la faune française (Hym. Apidae). *Annales de la Société entomologique de France*, 108: 161-171.

Liefstinck M.A. 1968. A review of Old World Species of *Thyreus* Panzer (=Crocisa Jurine) (Hym., Apoidea, Anthophoridae) Part 4. Palearctic Species. *Zoologische Verhandelingen*, 98: 1-139, 4 pls.

Lieftinck M.A. 1969. The melectine genus *Eupavlovskia* Popov, 1955, with notes on its distribution and host relations (Hymenoptera, Apoidea, Anthophoridae). *Tijdschrift voor Entomologie*, 112(4): 101-122.

Lieftinck M.A. 1977. Notes on the melectine genus *Paracrocisa* Alfken, with a new record of *P. sinaitica* Alfken (Hymenoptera, Anthophoridae). *Tijdschrift voor Entomologie*, 37: 125-127.

Lieftinck M.A. 1980. Prodrome to a monograph of the Palaearctic species of the genus *Melecta* Latreille 1802 (Hymenoptera, Anthophoridae). *Tijdschrift voor Entomologie*, 123(6): 129-349, 8 pls.

Michener C.D. 2007. *The bees of the world, second edition*. The Johns Hopkins University Press, Baltimore.

Rasmont P. 2014. Atlas of the European Bees: genus *Thyreus*. STEP Project, Atlas Hymenoptera, Mons, Gembloux. <http://www.atlashymenoptera.net/page.asp?ID=258>

Rasmont P. 2016. Atlas of the European Bees: genus *Melecta*. Atlas Hymenoptera, Mons, Gembloux. <http://www.atlashymenoptera.net/page.asp?ID=256>

Tribu des Osirini : Genre *Epeoloides* Giraud 1863

(Apidae, Apinae, Osirini)

Étymologie. peu de sources claires sur l'étymologie de ce genre, le suffixe « -oïde » après le préfixe « epeol- » pourrait être interprété comme « morphologiquement proche des *Epeolus* ». Latreille (1802) n'a jamais clarifié l'étymologie du genre *Epeolus* qui pourrait être un diminutif faisant référence à un Épéus (ou Épios, fils de Panopeus), à qui les Cycliques attribuent la fabrication du cheval de bois qui amena la prise de la ville de Troie. Le choix de ce nom serait donc une référence au comportement parasite de ces abeilles solitaires qui ne possèdent pas de nid propre mais qui s'infiltrèrent dans les nids de leurs hôtes.

Noms vernaculaires. Les épéoloïdes (Fr), der Schmuckbienen (Al), de bonte viltbijen (Ni)

Morphologie et diagnose

Les épéoloïdes sont des abeilles de taille moyenne à grande (7-10mm), à langue longue, et dont les ailes sont caractérisées par trois cellules submarginales de taille subgale (Figure 194A). Sur le terrain, le dimorphisme sexuel est très marqué et évident à déceler, même pour les novices : les mâles ont un abdomen orangé et le thorax brunâtre couvert d'une légère pilosité bonde, alors que les femelles ont le tégument rouge sur les trois premiers segments de l'abdomen, l'apex étant noir. Les tergites portent par ailleurs de fines zones de soies blanches, denses et courtes qui sont très largement interrompues en leur milieu, sauf sur les derniers segments de l'abdomen. Les mâles et les femelles ont des yeux de couleur bleu pâle avec leurs marges internes divergentes (Figure 194B). Ces caractères sont très visibles sur les macrophotographies notamment, et peut donc permettre de faciliter l'identification des sexes. Les arolias sont beaucoup plus courtes — non modifiés en forme de dent — que les griffes adjacentes. Les deux sexes présentent une plaque pygidiale et le tergite 5 ne porte pas de zone déprimée en forme de demi-cercle, à cuticule fine, ce qui est le cas chez les *Epeolus*.

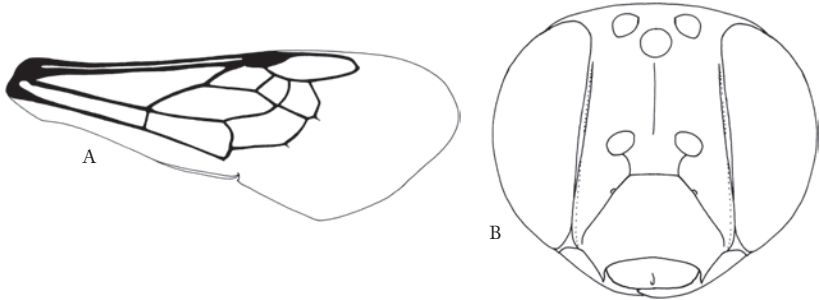


Fig. 194. - *Epeoloides coccutiens*. A. Aile antérieure. B. Tête en vue de face.

Répartition géographique et diversité mondiale

Les épéoloïdes ont une très large distribution géographique. On les retrouve dans toute la zone holarctique. Il s'agit d'un genre très peu diversifié d'abeilles-coucou à l'échelle mondiale : il n'y a très probablement que deux espèces, l'une en Europe (*Epeoloides coccutiens* Fabricius) et l'autre en Amérique du Nord [*Epeoloides pilosula* (Cresson)]. L'espèce américaine est très rare, mais elle a été redécouverte récemment, en 2002, en Nouvelle-Ecosse (Canada) par Sheffield *et al.* (2004). L'espèce européenne, elle, est beaucoup plus commune même si elle est localement peu abondante.

Biologie

Phénologie. L'épéoloïde commun est une abeille-coucou associée à des espèces-hôtes estivales : on la retrouve donc de juin à août, voire septembre, ce qui correspond à la période d'activité des *Macropis* (Mélittidés) et à la floraison des *Lysimachia* (Primulacées).

Reproduction. Comme chez la majorité des abeilles solitaires, la durée de l'accouplement n'excède pas quelques dizaines de secondes et a lieu à proximité du site d'émergence, le plus souvent sur le sol ou sur la végétation (Bergmark *et al.*, 1984). Les accouplements d'épéoloïde ont été très rarement observés, ces insectes étant particulièrement discrets dans leur environnement.

Nidification. La femelle de l'épéoloïde commune ne construit jamais de nid elle-même : sa dépendance vis-à-vis d'autres abeilles sauvages terricoles est totalement exclusive. L'épéoloïde parcourt donc son milieu de vie à la recherche de nids de leur(s) hôte(s), et patiente jusqu'au moment où leur(s) hôte(s) quitte(nt) leur nid pour la récolte de pollen et de nectar, indispensable au développement de la nouvelle génération. C'est à ce moment que la femelle d'*Epeoloides coccutiens* s'infiltré dans le nid de son hôte pour y pondre un œuf sur les réserves de nourriture accumulées par la propriétaire légitime des lieux. Comme la plupart des abeilles-coucous, ces abeilles-coucous sont équipées d'une cuticule relativement coriace et d'un dard puissant dont elles se servent vraisemblablement dans l'éventualité d'une rencontre avec leur(s) hôte(s) dans les nids souterrains ou à proximité de ceux-ci. Cela reste à confirmer par des observations de terrain qui font défaut à l'heure actuelle. Leur(s) hôte(s) est (sont) strictement solitaire(s), l'épéoloïde commun est extrêmement discrète et difficile à localiser dans l'environnement : le meilleur endroit où les chercher est sur les plantes visitées (voir ci-dessous).

Espèces-hôtes. L'épéoloïde commun est exclusivement associé aux abeilles solitaires et terricoles du genre *Macropis* (Mélittidés) sur tout le territoire Européen.

Préférences florales. Comme chez toutes les abeilles-coucous, les femelles d'épéoloïdes ne récoltent pas activement de pollen pour alimenter leurs larves. On observe donc les mâles et femelles sur un large spectre de fleurs dont elles prélèvent du nectar et un peu de pollen pour leur propre consommation. Etant donné que les plantes-hôtes spécifiques de leur espèces-hôtes spécifiques, les lysimaques (genre *Lysimachia*, Primulacées), ne produisent pas de nectar mais des micro-gouttelettes d'huile florale, on n'observe qu'exceptionnellement les épéoloïdes sur ces plantes à fleurs. Par contre, les mâles et femelles d'épéoloïdes fréquentent régulièrement les salicaires (genre *Lythrum*, Salicacées), les succisès (genre *Succisa*, Dispacacées), les centaurees (genre *Centaurea*, Astéracées) et d'autres plantes à fleurs estivales au nectar abondant et facilement accessible. La seule espèce d'épéoloïde d'Europe est totalement liée aux *Macropis* qui sont elles-mêmes spécialisées du point de vue alimentaire sur les *Lysimachia*, ne récoltant du pollen que sur ces plantes très particulières. Dès lors, l'épéoloïde est donc elle aussi *de facto* spécialisée d'un point de vue alimentaire, puisqu'elle dépend exclusivement des ressources alimentaires accumulées par ses hôtes.

Conseils de préparation

La détermination des mâles peut se faire sur base macroscopique mais aussi sur base des génitalia : en général les mâles d'abeilles présentent des génitalia caractérisés par des gonostyles ventraux et dorsaux (deux paires, donc), mais chez les épéoloïdes il n'y a qu'une seule paire de gonostyles, tout comme chez les *Osiris*.

Liste des sous-genres (1) et espèces (1)

1. *Epeoloïdes (Epeoloïdes) coecutiens* (Fabricius 1775) (Photo 63)

Documents de références

- Bogush P., 2005. Biology of the parasitic bee *Epeoloïdes coecutiens*. *Journal of the Kansas Entomological Society* 78: 1-12.
- Iuga V.G., 1958. Hymenoptera Apoidea, Fam. Apidae, Subfam. Anthophorinae, in Fauna Republicii Populare Romîne, Insecta, Vol. IX, fasc. 3: 1-270.
- Linsley E.G. & Michener C.D., 1937. Some new genera and species of North American parasitic bees. *Pan-Pacific Entomologist* 13: 75-84.
- Popov V.B., 1958. Peculiar features of correlated evolution of two genera of bees - *Macropis* and *Epeoloïdes* (Hymenoptera, Apoidea) and a plant genus *Lysimachia* (Primulaceae). *Entomologicheskoe Obozrenie* 37: 499-519. [En Russe]
- Roig-Alsina A., 1989. The tribe Osirini, its scope, classification, and revisions of the genera *Parepeolus* and *Osirinus*. *University of Kansas Science Bulletin* 54: 1-23.
- Sheffield C.S., Rigby S.M., Smith R.F. & Kevan P.G., 2004. The rare cleptoparasitic bee *Epeoloïdes pilosula* (Hymenoptera: Apoidea: Apidae) discovered in Nova Scotia, Canada, with distributional notes. *Journal of the Kansas Entomological Society* 77: 161-164.

Sous-famille des Nomadinae

La sous-famille des Nomadinae contient exclusivement des espèces cleptoparasites associées à une grande diversité d'hôtes mais qui sont toujours d'autres abeilles. Ils présentent les caractères morphologiques et éthologiques associés au cleptoparasitisme : pas de comportement de récolte de pollen, morphologie particulière de la larve, cuticule épaisse, réduction de la pilosité, disparition de la brosse de récolte et dimorphisme sexuel souvent plus faible.

Tribu des Ammobatini : Genres *Ammobates* Latreille 1809, *Chiasmognathus* Engel 2006, *Parammobatodes* Popov 1932 et *Pasites* Jurine 1807

(Apidae, Nomadinae, Ammobatini)

Étymologie : *Ammobates*, du grec *ammo-* = sable et *bate-* = marcher, battre (comme battre la campagne). Les *Noms vernaculaires* en allemand et en néerlandais se traduisent par « abeilles qui courent sur le sable ». *Chiasmognathus*, par contre, est un nom basé sur les termes Grecs *chiasmōs* (« qui se croisent ») et *gnathos* (« mandibules ») en référence à l'une des caractéristiques morphologiques des espèces du genre qui ont les mandibules allongées croisées à angle droit. Peu de sources sur l'étymologie du genre *Pasites*, leur nom vernaculaire en allemand signifie « abeilles à antennes courtes ».

Noms vernaculaires : les ammobates (Fr), der Sandgängerbienen (Al), der Zandloperbijen (Nl) ; les pasites (Fr), der Kurzhornbienen(Al).

Morphologie et diagnose

Les *Ammobates* sont des espèces de taille plutôt petite à moyenne (5-9 mm), cleptoparasites, à langue longue, à deux cellules submarginales (Figure 195A) et au clypéus proéminent. Leur corps présente une cuticule en grande partie noire, rouge sur les premiers segments l'abdomen et les pattes. Les ailes antérieures sont assombries, enfumées. Le pelage est très rare et toujours très ras. Il est réduit à des taches blanches feutrées sur les tergites abdominaux, sur les côtés du thorax et sur la face. Contrairement aux genres *Biastes* dont le scape antennaire est moins de deux fois plus long que large, celui des *Ammobates* est de taille normale. De plus, l'enclos propodéal est bien visible chez les *Biastes*, les femelles ont une mandibule bidentée et les mâles ont un labre plus large que long alors que chez les *Ammobates*, l'enclos propodéal est vestigial, la mandibule des femelles est unidentée et le labre des mâles est très long.

Le genre *Chiasmognathus* a été décrit récemment par Engel (2006) sur base d'une espèce jusque là placée dans le genre *Parammobatodes* (*P. gussakovskii* POPOV, 1951). Les *Chiasmognathus* comptent parmi les plus petites abeilles connues à l'échelle mondiale (2-3,6 mm) : une dizaine d'espèces sont connues à l'échelle mondiale (Engel 2010), depuis la Méditerranée orientale jusqu'au Sri Lanka en passant par le Proche-Orient et l'Asie Mineure. Etant donné l'amplitude de leur distribution géographique et leur extrême discrétion sur le terrain, il est vraisemblable que d'autres espèces de *Chiasmognathus* seront découvertes et décrites à l'avenir. Outre les caractéristiques de la nervation des ailes antérieures, plusieurs caractères morphologiques permettent de les distinguer, notamment leur pédicelle élargi qui relie le scape au flagelle antennaire, leurs mandibules droites et

allongées qui s'entrecroisent à angle droit ou l'absence de lobe jugal sur leurs ailes antérieures. D'autres caractéristiques microscopiques sont fournies par Engel (2006, 2009).

Chez les *Parammobatodes*, qui sont aussi des abeilles de taille très petite à moyenne (2,5-8,5 mm), le labre est relativement court : à peu près 1,5 x plus long que sa largeur à la base, une caractéristique partagée par certaines espèces d'*Ammobates* dans le sous-genre *Euphileremus* notamment. Le nombre de segments de leurs palpes maxillaires est très variable (de 1 à 5). D'autres caractéristiques microscopiques sont fournies par Popov (1951) et Michener (2007) entre autres.

Les *Pasites* sont morphologiquement très proches des *Ammobates*, avec par exemple une nervation similaire (Figure 195B). Cependant, le metanotum des *Pasites* est plat alors que celui des *Ammobates* est saillant. Les femelles se distinguent par la forme des sternites 5 et 6. Chez les *Pasites*, le sternite 6 est en forme de stylet et est complètement entouré par la marge apicale du sternite 5. Chez les *Ammobates* le sternite 6 est court est largement bidenté à l'apex et le sternite 5 est simplement échancré, sans entourer complètement le sternite 6. Les mâles de *Pasites* et de *Parammobatodes* n'ont que douze articles aux antennes, contre treize chez les *Ammobates*.

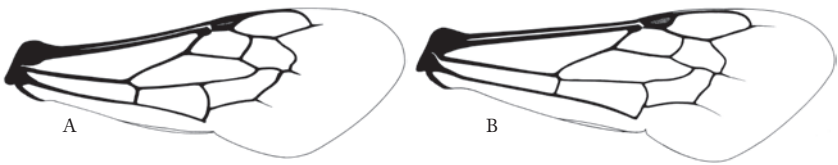


Fig. 195. - A-B. Aile antérieure d'*Ammobates punctatus* et de *Pasites maculatus*.

Répartition géographique et diversité mondiale

Les espèces de la tribu des Ammobatini ont une très large distribution géographique : on retrouve des représentants de ce groupe dans les régions Afrotropicale (Eardley & Brothers 1997), Néarctique (Rozen 1992) et (principalement) Paléarctique (Warncke 1982, 1983). Au sein de cette tribu, le genre le plus riche est *Ammobates* qui compte près de 50 espèces décrites à ce jour (Michener 2007), dont 16 espèces en Europe. Michener (2007) and Engel (2009) ont subdivisé le genre *Ammobates* en trois sous-genres, à savoir *Ammobates sensu stricto* (39 espèces), *Xerammbates* (3 espèces) and *Euphileremus* (6 espèces). Le sous-genre *Euphileremus* a été revu par Warncke (1983) et rassemble des espèces dont la distribution atteint les Iles Canaries, le Maroc et l'Espagne à l'Ouest, et l'Asie du Sud-Ouest, la Russie et l'Ouzbékistan à l'Est. Il existe une espèce d'*Ammobates* en Afrique du Sud. Le genre *Chiasmognathus* a une très large distribution géographique qui, à l'exception de données en Bulgarie, est centrée sur l'Est du Bassin Méditerranéen (Chypre, Crète), qui comprend certains pays d'Afrique (Égypte, Niger et Kenya et probablement d'autres à découvrir), le Proche et le Moyen-Orient (Emirats Arabes Unis, Israël, Oman, Turquie, Yémen) et l'Asie Mineure (Kirghizistan, Tadjikistan) (Engel 2010). Le genre *Parammobatodes* est composé de 6 espèces dans la région paléarctique (Warncke 1983) dont 2 espèces sont rencontrées sur le territoire européen : *Parammobatodes maroccanus* (Warncke, 1983) présent dans la Péninsule Ibérique et en Afrique du Nord, et *P. minutus* (Mocsáry, 1878) de l'Europe centrale jusqu' à la Turquie. Enfin, le genre *Pasites*, bien que limité à une seule espèce à tendance très méridionale en Europe, *Pasites maculatus* Jurine, 1807, est globalement représenté par 21 espèces décrites

du Portugal et du Maroc à l'Ouest, jusqu'à la Mongolie et au Japon à l'Est, en passant par l'Inde et une bonne partie de l'Afrique, y compris Madagascar (Michener 2007).

Biologie

Phénologie. Les espèces des genres *Ammobates*, *Chiasmognathus*, *Parammobatodes* et *Pasites* sont des abeilles-coucous associées de manière très étroite à des espèces-hôtes au fil des saisons, essentiellement au printemps et en été.

Reproduction. Comme chez la majorité des abeilles solitaires, la durée de l'accouplement n'excède pas quelques dizaines de secondes et a lieu à proximité du site d'émergence, le plus souvent sur le sol ou sur la végétation (Bergmark *et al.*, 1984). Les accouplements d'*Ammobates*, *Chiasmognathus*, *Parammobatodes* et *Pasites* sont rarement observés, ces insectes étant extrêmement rares et discrets dans leur environnement sur toute leur aire de distribution. L'étude récente d'une agrégation de nids d'*Eucera dimidiata* en Crète a cependant permis d'observer pour la première fois des accouplements d'*Ammobates oraniensis* (Vereecken *et al.* 2012). Le comportement est *a priori* identique aux autres espèces et genres d'abeilles-coucous déjà observées.

Nidification. Les femelles d'*Ammobates*, *Chiasmognathus*, *Parammobatodes* et *Pasites* ne construisent jamais de nid elles-mêmes : leur dépendance vis-à-vis d'autres abeilles sauvages terricoles est totalement exclusive. Elles parcourent donc leur milieu de vie à la recherche de nids de leur(s) hôte(s), et patientent jusqu'au moment où leur(s) hôte(s) quitte(nt) leur nid pour la récolte de pollen et de nectar, indispensable au développement de la nouvelle génération. C'est à ce moment que les femelles s'infiltrent dans le nid de leur(s) hôte(s) pour y pondre un œuf sur les réserves de nourriture accumulées par la propriétaire légitime des lieux. Comme la plupart des abeilles-coucous, ces abeilles-coucous sont équipées d'une cuticule relativement coriace et d'un dard puissant dont elles se servent vraisemblablement dans l'éventualité d'une rencontre avec leur(s) hôte(s) dans les nids souterrains ou à proximité de ceux-ci.

Espèces-hôtes. Les genres *Ammobates*, *Chiasmognathus*, *Parammobatodes* et *Pasites* regroupent tous exclusivement des abeilles-coucous dont les relations avec leurs hôtes sont encore relativement peu connues. Néanmoins, il semble que les *Ammobates* parasitent spécifiquement les nids d'abeilles sauvages terricoles des genres *Ancyla*, *Anthophora* et *Eucera* (Apidés) (Warncke 1983 ; Vereecken *et al.* 2012) Les *Chiasmognathus*, eux, semblent tous intimement associés aux nids des petites abeilles sauvages terricoles appartenant aux genres *Nomioides* et *Ceylalicthus* (Halictidés, Nomioïdiniés). Quant aux *Parammobatodes*, ils sont liés spécifiquement aux abeilles solitaires terricoles du genre *Camptopoeum* (Andrenidés, Panurginés) (Warncke 1983), et les *Pasites* parasitent exclusivement les nids d'abeilles solitaires terricoles du genre *Dufourea* (Halictidés, Rophitiniés) et *Pseudapis* (Halictidés, Nomiinés).

Préférences florales. Les femelles des abeilles-coucous précitées ne récoltent pas activement de pollen pour alimenter leurs larves. On observe donc les mâles et femelles sur un large spectre de fleurs dont elles prélèvent du nectar et un peu de pollen pour leur propre consommation. Certaines espèces de ces abeilles-coucous relativement rares en Europe sont strictement liées à des espèces-hôtes qui sont elles-mêmes spécialisées du point de vue alimentaire (« oligolectiques »), ne récoltant du pollen que sur ces plantes

très particulières. Dès lors, ces abeilles-coucous sont donc eux aussi *de facto* spécialisés d'un point de vue alimentaire, puisqu'ils dépendent exclusivement des ressources alimentaires accumulées par ces hôtes.

Conseils de préparation

La détermination des mâles et des femelles doit se faire sur base microscopique, notamment sur l'examen des derniers sternites, des palpes maxillaires, de la ponctuation du thorax, de la structure de la (micro-)pilosité et, pour les mâles, sur base de la structure tridimensionnelle des génitalia.

Liste des genres (4), sous-genres (6) et des espèces (18)

1. *Ammobates* (*Ammobates*) *armeniacus* Morawitz, 1876
2. *Ammobates* (*Ammobates*) *dusmeti* Popov, 1951
3. *Ammobates* (*Ammobates*) *mavromoustakisi* Popov, 1944
4. *Ammobates* (*Ammobates*) *opacus* Popov, 1951
5. *Ammobates* (*Ammobates*) *punctatus* (Fabricius, 1804)
6. *Ammobates* (*Ammobates*) *rufiventris* Latreille, 1809
7. *Ammobates* (*Ammobates*) *sanguineus* Friese, 1911
8. *Ammobates* (*Ammobates*) *similis* Mocsáry, 1894
9. *Ammobates* (*Ammobates*) *verhoeffi* Mavromoustakis, 1959
10. *Ammobates* (*Ammobates*) *vinctus* Gerstaecker, 1869
11. *Ammobates* (*Euphileremus*) *melectoides* (Smith, 1854)
12. *Ammobates* (*Euphileremus*) *muticus* Spinola, 1843

Diagnose (Photo T10). Espèce de taille petite à moyenne (5-8mm) qui ressemble à *Ammobates rufiventris* Latreille, 1809 dont elle se distingue par des tibias et des tarses noires à ferrugineux (> rouges chez *A. rufiventris*, au moins pour les pattes postérieures). Le postscutellum est plat et sans dent (« mutique ») alors qu'il est proéminent et bidenté chez d'autres espèces proches au sein du genre *Ammobates*. Les mâles et femelles présentent un thorax noir et un abdomen rouge, avec une allure qui rappelle les abeilles-coucous du genre *Sphécodes*. **Distribution.** Il s'agit d'une espèce qui jouit d'une large distribution en Europe, essentiellement dans les régions plus méridionales et en Méditerranée. **Biologie.** Les *Ammobates* sont des parasites spécifiques des abeilles sauvages terrololes du genre *Eucera* entre autres ; *A. muticus* parasite notamment *Eucera elongatula* Vachal, 1907 (Baldock *et al.* 2018).

13. *Ammobates* (*Euphileremus*) *oraniensis* (Lepelletier, 1841)
14. *Ammobates* (*Xerammbates*) *globosus* Mavromoustakis, 1954
15. *Chiasmognathus* (*Chiasmognathus*) *orientanus* (Warncke, 1983)
16. *Parammobatodes* (*Parammobatodes*) *maroccanus* (Warncke, 1983)
17. *Parammobatodes* (*Parammobatodes*) *minutus* (Mocsáry, 1878)
18. *Pasites* (*Pasites*) *maculatus* Jurine, 1807

Diagnose (Photo T11). Le pasite maculé est la seule espèce du genre en Europe Occidentale. C'est une espèce de taille plutôt petite, cleptoparasite, à langue longue, à deux cellules submarginales et au clypeus proéminent. Le corps à une cuticule en grande partie noire, rouge sur les premiers segments l'abdomen et les pattes. Les ailes antérieures ont une bande apicale sombre. Le pelage est très rare et toujours très ras. Il est réduit à des

taches blanches feutrées sur les côtés et le dessus des tergites abdominaux, sur les côtés du thorax et sur la face. Contrairement aux genres *Biastes* dont le scape antennaire est moins de deux fois plus long que large, celui des *Pasites* est de taille normale. De plus, l'enclos propodéal est bien visible chez les *Biastes*, les femelles ont une mandibule bidentée et les mâles ont un labre plus large que long alors que chez les *Pasites*, l'enclos propodéal est vestigial, la mandibule des femelles est unidentée et le labre des mâles est très long. **Distribution.** Cette espèce est recensée en Europe central et méridionale. On la trouve aussi au Kazakhstan et en Afrique du Nord (Warncke 1983). **Biologie.** Cette espèce est trouvée dans des habitats ouverts et chauds. On peut la collecter à proximité de nids de ses espèces hôtes : *Systropha* sp., *Pseudapis diversipes*, *P. femoralis* et *P. unidentata*.

Documents de références

Amiet F., Herrmann M., Müller A. & Neumeyer R., 2007. Apidae 5. *Ammobates*, *Ammobatoides*, *Anthophora*, *Biastes*, *Ceratina*, *Dasygoda*, *Epeoloides*, *Epeolus*, *Eucera*, *Macropis*, *Melecta*, *Melitta*, *Nomada*, *Pasites*, *Tetralonia*, *Thyreus*, *Xylocopa*. Fauna Helvetica 20. Centre suisse de cartographie de la faune (CSCF), Neuchâtel, 356 pp.

Baldock D., Wood T.J., Cross I. & Smit J. (2018) The bees of Portugal (Hymenoptera: Apoidea: Anthophila). *Entomofauna (supplement)*, 22, 1-164.

Eardley C.D. & Brothers D.J., 1997. Phylogeny of the Ammobatini and revision of the Afrotropical genera (Hymenoptera: Apidae: Nomadinae). *Journal of Hymenoptera Research* 6(2): 353-418.

Engel M.S., 2006. A new genus of minute ammobatine bees. *Acta Entomologica Slovenica* 14: 113-121.

Engel M.S., 2007. A new species of *Chiasmognathus* from southeastern Pakistan (Hymenoptera: Apidae). *Journal of the Kansas Entomological Society* 80: 169-174.

Engel M.S., 2008a. New species and records of ammobatine bees from Pakistan, Kyrgyzstan, and Sri Lanka (Hymenoptera: Apidae). *Acta Entomologica Slovenica* 16: 19-36.

Engel M.S., 2008b. A new species of *Chiasmognathus* from Iran, with a note on *Chiasmognathus aegyptiacus* in Israel (Hymenoptera: Apidae). *Beiträge zur Entomologie* 58: 223-226.

Engel M.S., 2009. Two new species of *Ammobates* from the Arabian Peninsula and Egypt (Hymenoptera: Apidae). *Transactions of the Kansas Academy of Science* 112(3/4): 191-197.

Engel M.S., 2010. A new species of the bee genus *Chiasmognathus* from southwestern Niger (Hymenoptera: Apidae). *Acta Entomologica Musei Nationalis Pragae* 50(1): 273-278.

Friese H., 1895. *Die Bienen Europa's (Apidae Europaeae) nach ihren Gattungen, Arten und Varietäten bearbeitet. Theil I Schmarotzerbienen*. Friedländer & Sohn, Berlin.

Iuga V.G., 1958. Hymenoptera Apoidea, Fam. Apidae, Subfam. Anthophorinae. *Fauna Republicii Populare Romine, Insecta* 9(3): 1-270.

Mavroumoustakis G.A., 1968. New and little known bees of the genus *Ammobates*. *Polskie Pismo Entomologiczne* 38: 141-157.

Popov V.B., 1951. The parasitic bee genus *Ammobates* Latr., I. Tribes Ammobatini and Pasitini, their size and taxonomic position. *Trudy Instituta Zoologii, Akademii Nauk SSSR* 9: 895-949 [en russe].

Radoszkowski O., 1885. Révision des armures copulatrices des mâles de la tribu Philérémidés. *Bulletin de la Société Impériale des Naturalistes de Moscou* 61: 359-370.

Rozen J.R., 2008. Biology and immature stages of the bee *Nomioides patruelis* (Halictidae: Halictinae: Nomioidini) and of its cleptoparasite, *Chiasmognathus pashupati* (Apidae: Nomadinae: Ammobatini), with a preliminary phylogeny of the Halictidae based on mature larvae (Apoidea). *American Museum Novitates* 3604: 1-23.

Vereecken N.J., de Prémoré G. & Jacobi B., 2012. *Ammobates* (*Euphileremus*) *oraniensis* (Lepeletier, 1841) and its host, *Eucera dimidiata* Brullé 1832 in Crete (Hymenoptera, Apidae). *Osmia* 5: 15-18.

Warncke K., 1982. Zur Systematik der Bienen - Die Unterfamilie Nomadinae (Hymenoptera, Apidae). *Entomofauna* 3: 97-128.

Warncke K., 1983. Zur Kenntnis der Bienengattung *Pasites* Jurine, 1807, in der Westpaläarkt (Hymenoptera, Apidae, Nomadinae). *Entomofauna* 4(21): 261-347.

Tribu des Ammobatoidini : genre Ammobatoides Radoszkowski 1967 et genre Schmiedeknechtia Friese 1896

(Apidae, Nomadinae, Ammobatoidini)

Étymologie : Nom de genre dérivé d'*Ammobates*, du grec *ammo-* = sable et *bate-* = marcher, battre (comme battre la campagne). Le suffixe *-oides* fait référence à une ressemblance, ici aux *Ammobates*. Les *Noms vernaculaires* en allemand et en néerlandais se traduisent par « abeilles qui courent sur le sable ». Le nom du genre *Schmiedeknechtia* a été proposé en hommage à l'entomologiste allemand Otto Schmiedeknecht, auteur notamment d'une imposante monographie sur les abeilles sauvages d'Europe centrale (Schmiedeknecht 1930).

Noms vernaculaires : Les ammobatoïdes (Fr), der Steppenglanzbienen (Al); pas de *Noms vernaculaires* disponibles pour les *Ammobatoides* en néerlandais, aucun nom vernaculaire disponible pour les *Schmiedeknechtia*.

Morphologie et diagnose

Les *Ammobatoides* sont des espèces de taille moyenne (10-14mm), cleptoparasites, à langue longue, à deux cellules submarginales (Figure 196) et au clypéus proéminent. On les décrit généralement comme « pasitifomes », c'est-à-dire qui ressemblent fortement aux espèces du genre *Pasites*, ce qui constitue un petit détour sémantique et étant donné que l'étymologie du genre *Pasites* signifie « semblables aux autres », en l'occurrence semblable aux autres abeilles-coucous de la tribu des Ammobatini qui comprennent aussi le genre *Ammobates*. Les femelles présentent une plaque pygidiale bien définie et visible; le sternite 6 est très nettement émarginé à son apex, et orné de petites projections émoussées sur les lobes latéraux. Les mâles présentent la particularité d'avoir des yeux très nettement convergents sur le dessus de la tête, une caractéristique unique au sein de la sous-famille des Nomadinés. Le dimorphisme sexuel est particulièrement prononcé, les femelles présentant un abdomen à la cuticule rougeâtre et au thorax noir parsemé d'une courte pilosité blanche. Les mâles, eux, ont le corps uniformément brun ou noir avec une pilosité blonde/dorée ou blanche en fonction de l'espèce. Le labre est toujours plus long que large, et la cellule marginale des ailes antérieures est arrondie, et divergente par rapport à la marge antérieure des ailes.

Les *Schmiedeknechtia* sont des abeilles de petite taille (4-5mm), cleptoparasites, à langue longue, à deux cellules submarginales et au clypéus proéminent. Les segments médians des flagelles antennaires sont aussi longs (ou parfois plus longs) que larges. Le clypéus, clypeus (au moins sur sa marge inférieure), les bases des mandibules, le labre et les scapes antenaires sont jaunes. Contrairement aux *Ammobatoides*, les yeux des mâles de *Schmiedeknechtia* sont divergents sur le dessus de la tête, et la zone antérieure du premier segment abdominal est légèrement concave.



Fig. 196. - Aile antérieure d'*Ammobatoides scriptus*.

Répartition géographique et diversité mondiale

Les espèces de la tribu des Ammobatoidini ont une très large distribution mondiale qui couvre les régions néarctique, afrotropicale (Afrique du Sud uniquement) et paléarctique. Cette tribu est divisée en quatre genres, à savoir les *Aethammobates* Baker, 1994 (1 espèce en Egypte), les *Holcopasites* Ashmead, 1899 (16 espèces en Amérique du Nord et en Amérique Centrale), les *Ammobatoides* Radoszkowski, 1867 (8 espèces), et enfin les *Schmiedeknechtia* Friese, 1896 (6espèces) (Michener 2007).

Le genre *Ammobatoides* comprend 8 espèces dont la distribution s'étend du Maroc à l'Espagne à l'Ouest, jusqu'à la Russie et à la Chine à l'Est, en passant par la Turquie notamment. Il est intéressant de noter que le genre *Ammobatoides* est aussi caractérisé par une disjonction biogéographique puisqu'on recense une espèce dans la Province du Cap, en Afrique du Sud (Bischoff, 1923). La faune paléarctique a été revue successivement par Popov (1933) et Warncke (1982), et le territoire européen compte 4 espèces d'*Ammobatoides*.

Le genre *Schmiedeknechtia* comprend 6 espèces dont la distribution est strictement paléarctique : on trouve notamment certaines espèces en Algérie, en Tunisie, en Espagne et à l'Est en Turquie ou en Ouzbékistan. La faune paléarctique a été revue par Schwarz (1993), et le territoire européen compte 1 seule espèce, *Schmiedeknechtia oraniensis* Friese, 1896.

Biologie

Phénologie. Les espèces des genres *Ammobatoides* et *Schmiedeknechtia* sont des abeilles-coucou associées de manière très étroite à des espèces-hôtes au fil des saisons, essentiellement au printemps et en été.

Reproduction. Comme chez la majorité des abeilles solitaires, la durée de l'accouplement n'excède pas quelques dizaines de secondes et a lieu à proximité du site d'émergence, le plus souvent sur le sol ou sur la végétation (Bergmark *et al.*, 1984).

Nidification. Les femelles d'*Ammobatoïdes* et *Schmiedeknechtia* ne construisent jamais de nid elles-mêmes : leur dépendance vis-à-vis d'autres abeilles sauvages terricoles est totalement exclusive. Elles parcourent donc leur milieu de vie à la recherche de nids de leur(s) hôte(s), et patientent jusqu'au moment où leur(s) hôte(s) quitte(nt) leur nid pour la récolte de pollen et de nectar, indispensable au développement de la nouvelle génération. C'est à ce moment que les femelles s'infiltrent dans le nid de leur(s) hôte(s) pour y pondre un œuf sur les réserves de nourriture accumulées par la propriétaire légitime des lieux. Comme la plupart des abeilles-coucous, ces abeilles-coucous sont équipées d'une cuticule relativement coriace et d'un dard puissant dont elles se servent vraisemblablement dans l'éventualité d'une rencontre avec leur(s) hôte(s) dans les nids souterrains ou à proximité de ceux-ci.

Espèces-hôtes. Les abeilles-coucou appartenant aux genres *Ammobatoïdes* sont des parasites spécifiques des abeilles sauvages terricoles des genres *Melitturga* (et *Melitturgula* hors-Europe) (Andréniés, Panurginés) (Popov 1933), alors que les *Schmiedeknechtia* s'attaquent exclusivement aux *Camptopoeum* (Andréniés, Panurginés) (Schwarz, 1993) qui appartiennent donc à la même sous-famille que les hôtes des *Ammobatoïdes*.

Préférences florales. Les femelles des abeilles-coucous précitées ne récoltent pas activement de pollen pour alimenter leurs larves. On observe donc les mâles et femelles sur un large spectre de fleurs dont elles prélèvent du nectar et un peu de pollen pour leur propre consommation. Certaines espèces de ces abeilles-coucous relativement rares en Europe sont strictement liées à des espèces-hôtes qui sont elles-mêmes spécialisées du point de vue alimentaire (« oligolectiques »), ne récoltant du pollen que sur ces plantes très particulières. Dès lors, ces abeilles-coucous sont donc eux aussi *de facto* spécialisés d'un point de vue alimentaire, puisqu'ils dépendent exclusivement des ressources alimentaires accumulées par ces hôtes.

Conseils de préparation

La détermination des mâles et des femelles doit se faire sur base microscopique, notamment sur l'examen des derniers sternites, des palpes maxillaires, de la ponctuation du thorax, de la structure de la (micro-)pilosité et, pour les mâles, sur base de la structure tridimensionnelle des génitalia.

Liste des genres (2), sous-genres (2) et espèces (5)

1. *Ammobatoïdes* (*Ammobatoïdes*) *abdominalis* (Eversmann, 1852)

Diagnose. Espèce de taille moyenne (10-12 mm) au dimorphisme sexuel très marqué : les femelles ont la tête et le thorax noirs, alors que leur abdomen est le plus souvent d'un rouge vif, à l'exception du dernier ou des deux derniers segments qui sont noirs et précédés d'une fine bande de soies blanches sur la marge apicale du tergite antérieur. Les pattes médianes et antérieures des femelles sont généralement orangées. Les mâles, dont les yeux convergent vers le dessus de la tête, ont le corps noir recouvert d'une fine pilosité brunâtre et les marges apicales de leurs segments abdominaux présentent de fines bandes de soies non-interrompues en leur milieu. **Distribution.** Il s'agit d'une espèce qui jouit d'une très large distribution en Europe, en particulier dans les régions plus septentrionales, et qui atteint la Sibérie et la Chine. **Biologie.** Comme tous les *Ammobatoïdes*, cette

espèce est spécialisée dans le parasitisme des nids de *Melitturga*, notamment *Melitturga clavicornis* (Amiet *et al.* 2007).

2. *Ammobatooides (Ammobatooides) luctuosus* (Friese, 1911)
3. *Ammobatooides (Ammobatooides) okalii* Kocourek, 1990
4. *Ammobatooides (Ammobatooides) scriptus* (Gerstaecker, 1869)

Diagnose (Photo T12). Cette espèce est de taille moyenne (8-10mm), au corps noir qui présente des zones de pilosité longue et blanche, notamment sur la face, sur les flancs et le dessus du thorax, sur la partie supérieure des tibias et sur les parties latérales du premier segment de l'abdomen. Les segments suivants portent de fines bandes de soies blanches basales et interrompues en leur centre. Chez les mâles, la face inférieure du flagelle antennaire est rougeâtre à orangée, à l'exception du dernier segment qui est noir et légèrement comprimé dorso-ventralement, lui donnant un aspect ovale plutôt que rectiligne. **Distribution.** Il s'agit d'une espèce qui jouit d'une très large distribution en Europe, en particulier dans les régions plus méridionales, de l'Espagne à la Turquie. **Biologie.** Les *Ammobatooides* sont des parasites spécifiques des abeilles sauvages terricoles du genre *Melitturga*; *A. scriptus* parasite spécifiquement *Melitturga clavicornis* (Latreille, 1806).

5. *Schmiedeknechtia (Schmiedeknechtia) oraniensis* Friese, 1896

Documents de références

- Amiet F., Herrmann M., Müller A. & Neumeyer R., 2007. Apidae 5. *Ammobates, Ammobatooides, Anthophora, Biastes, Ceratina, Dasygoda, Epeoloides, Epeolus, Eucera, Macropis, Melecta, Melitta, Nomada, Pasites, Tetralonia, Thyreus, Xylocopa*. Fauna Helvetica 20. Centre suisse de cartographie de la faune (CSCF), Neuchâtel, 356 pp.
- Bischoff H., 1923. Zur Kenntnis afrikanischer Schmarotzerbienen. *Deutsche Entomologische Zeitschrift* 1923: 585-603.
- Eardley C.D. & Brothers D.J., 1997. Phylogeny of the Ammobatini and revision of the Afrotropical genera (Hymenoptera: Apidae: Nomadinae). *Journal of Hymenoptera Research* 6(2): 353-418.
- Friese H., 1895. *Die Bienen Europa's (Apidae Europaeae) nach ihren Gattungen, Arten und Varietäten bearbeitet. Theil I Schmarotzerbienen*. Friedländer & Sohn, Berlin.
- Iuga V.G., 1958. Hymenoptera Apoidea, Fam. Apidae, Subfam. Anthophorinae. *Fauna Republicii Populare Romine, Insecta* 9(3): 1-270.
- Popov V.B., 1933. Notes on the parasitic bees allied to the genus *Biastes* Panz. *Trudy Instituta Zoologii, Akademii Nauk SSSR [Travaux de l'Institut Zoologique de l'Académie des Sciences de l'URSS]* 2: 51-75. [In Russian, English summary.]
- Schmiedeknecht O., 1930. Die Hymenopteren Nord- und Mitteleuropas : mit Einschluss von England, Südschweiz, Südtirol und Ungarn, nach ihren Gattungen und zum grossen Teil auch nach ihren Arten analytisch bearbeitet. G. Fischer, Jena, 1062pp.
- Schwarz M., 1993. Revision der Gattung *Schmiedeknechtia* Friese, 1896, stat. rev. *Entomofauna* 14: 429-463.
- Warncke K., 1982. Zur Systematik der Bienen - Die Unterfamilie Nomadinae (Hymenoptera, Apidae). *Entomofauna* 3: 97-128.

Tribu des *Biastini* : Genre *Biastes* Panzer 1806

(Apidae, Nomadinae, Biastini)

Étymologie : *Biastes*, du grec *biastes* qui signifie « fort et puissant, énergique, utilisant la force, violent » en référence à leur allure compacte et robuste, même s'il s'agit d'espèces de petite taille.

Noms vernaculaires : les biastes (Fr), der Kraftbienen (Al) (= « abeilles vigoureuses »), de pantserbijen (Nl) (= « abeilles cuirassées »).

Morphologie et diagnose

Les *Biastes* sont des espèces de taille plutôt petite (5-8 mm), cleptoparasites, à langue longue, à deux cellules submarginales (Figure 197A) et au clypeus proéminent (Figure 197B). Leur cuticule est soit entièrement noire, soit noire sur la majeure partie du corps et rouge sur l'abdomen et les pattes postérieures. La ponctuation de la cuticule est toujours très grossière et très luisante, et leurs ailes sont très sombres. Leur pelage est très rare et toujours très ras, voire parfois totalement inexistant ou, comme chez *Biastes emarginatus* Schenck 1853, réduit à quelques zones de soies dense, blanches et feutrées sur diverses parties du corps comme sur les parties latérales du thorax ou sur la marge des segments de l'abdomen. Contrairement aux genres *Pasites* et *Ammobates* qui leur ressemblent beaucoup, le scape antennaire est extrêmement court chez les *Biastes*, moins de deux fois plus long que large, alors qu'il est plus long chez les deux premiers genres. De plus, l'enclos propodéal est bien visible chez les *Biastes*, les femelles ont une mandibule bidentée et les mâles ont un labre plus large que long, alors que chez les *Pasites* et les *Ammobates*, l'enclos propodéal est vestigial, la mandibule des femelles est unidentée et le labre des mâles est très long. L'aiguillon des femelles de *Biastes* est très réduit, presque vestigial, et bifurqué à son extrémité.

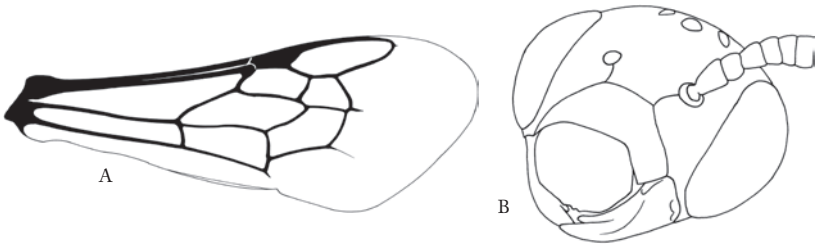


Fig. 197. - *Biastes truncatus*. A. Aile antérieure. B. Tête vue de profil.

Répartition géographique et diversité mondiale

Les 12 espèces de la tribu des *Biastini* ont une très large distribution dans toute la région holarctique (Michener 2007) et sont regroupées en trois genres : les *Neopasites* et les *Rhopalolemma* en Amérique du Nord, et les *Biastes* dans la région Paléarctique. En Europe, on peut retrouver des *Biastes* au Nord jusqu'en Finlande, et à l'Est jusque dans l'Oural et le Caucase (Warncke 1982) ; on compte cependant seulement 3 espèces sur tout le territoire européen, et ces espèces sont localement très rares.

Biologie

Phénologie. Les espèces de *Biastes* sont des abeilles-coucous associées de manière très étroite à leurs espèces-hôtes au fil des saisons, essentiellement au printemps et en été.

Reproduction. Comme chez la majorité des abeilles solitaires, la durée de l'accouplement n'excède pas quelques dizaines de secondes et a lieu à proximité du site d'émergence, le plus souvent sur le sol ou sur la végétation (Bergmark *et al.*, 1984).

Nidification. Les femelles de *Biastes* ne construisent jamais de nid elles-mêmes : leur dépendance vis-à-vis d'autres abeilles sauvages terricoles est totalement exclusive. Elles parcourent donc leur milieu de vie à la recherche de nids de leur(s) hôte(s), et patientent jusqu'au moment où leur(s) hôte(s) quitte(nt) leur nid pour la récolte de pollen et de nectar, indispensable au développement de la nouvelle génération. C'est à ce moment que les femelles s'infiltrent dans le nid de leur(s) hôte(s) pour y pondre un œuf sur les réserves de nourriture accumulées par la propriétaire légitime des lieux. Comme la plupart des abeilles-coucous, ces abeilles-coucous sont équipées d'une cuticule relativement coriace et d'un dard puissant dont elles se servent vraisemblablement dans l'éventualité d'une rencontre avec leur(s) hôte(s) dans les nids souterrains ou à proximité de ceux-ci.

Espèces-hôtes. Les *Biastes* sont des parasites de nids spécifiquement associés aux abeilles sauvages terricoles appartenant au genre *Dufourea*, *Rophites* et *Systropha* (tous Halictidés, Rophitidés) (Warncke 1982), notamment *Dufourea dentiventris* (Nylander 1848) et *D. inermis* (Nylander 1848) en Belgique et dans les régions voisines, ou *Rophites algirus* Pérez 1895 et *R. quinquespinosus* Spinola 1808 en Allemagne par exemple (Westrich *et al.* 1992).

Préférences florales. Les femelles des abeilles-coucous précitées ne récoltent pas activement de pollen pour alimenter leurs larves. On observe donc les mâles et femelles sur un large spectre de fleurs dont elles prélèvent du nectar et un peu de pollen pour leur propre consommation. Certaines espèces de ces abeilles-coucous relativement rares en Europe sont strictement liées à des espèces-hôtes qui sont elles-mêmes spécialisées du point de vue alimentaire (« oligolectiques »), ne récoltant du pollen que sur ces plantes très particulières. Par exemple, certains hôtes connus sont spécialisés sur certaines épiaires (genre *Stachys*, Lamiacées ; cas des *Rophites*) ou encore sur les liserons (genre *Convolvulus*, Convolvulacées ; cas de tous les *Systropha*). Dès lors, ces abeilles-coucous sont donc eux aussi *de facto* spécialisés d'un point de vue alimentaire, puisqu'ils dépendent exclusivement des ressources alimentaires accumulées par ces hôtes.

Conseils de préparation

La détermination des mâles et des femelles doit se faire sur base microscopique, notamment sur l'examen des derniers sternites, de la ponctuation du thorax, de la structure de la (micro-) pilosité et, pour les mâles, sur base de la structure tridimensionnelle des génitalia.

Liste des sous-genres (1) et des espèces (3)

1. *Biastes (Biastes) emarginatus* (Schenck 1853)

Diagnose. Espèce de taille moyenne (7-8 mm). Contrairement aux deux autres espèces d'Europe centrale, la pilosité est réduite à quelques zones de soies denses, blanches et feutrées sur les parties latérales du thorax (« pleures »). Avec le corps teint en noir et l'abdomen rouge ou rougeâtre, parfois à tendance noirâtre. **Distribution.** Très large distribution en Europe, y compris dans les zones plus septentrionales et en Europe centrale; cette espèce atteint la Mongolie à l'Est. **Biologie.** Parasite de nids spécifiquement associés aux abeilles sauvages terricoles *Rophites algerus* Pérez 1895 et *Rophites quinquespinosus* Spinola 1808 en Allemagne par exemple (Westrich 1989).

2. *Biastes (Biastes) brevicornis* (Panzer 1798)

Diagnose (Photo T13). Aucune tache de soies blanches feutrées, ni sur les pleures ni sur l'abdomen, mâle entièrement noir, femelle avec l'abdomen et les pattes postérieures rouges. **Distribution.** Très large distribution en Europe, y compris dans les zones plus septentrionales et en Europe centrale; cette espèce atteint la Mongolie à l'Est. **Biologie.** Parasite de nids spécifiquement associés aux abeilles sauvages terricoles *Systropha curvicornis* (Scopoli 1770) et *S. planidens* Giraud 1861.

3. *Biastes (Biastes) truncatus* (Nylander 1848)

Diagnose. Pleures sans taches de soies blanche feutrée; femelle avec l'abdomen plus ou moins rouge et avec des taches feutrées blanches. **Distribution.** Très large distribution en Europe, y compris dans les zones plus septentrionales et en Europe centrale; cette espèce atteint le Japon à l'Est. **Biologie.** Parasite de nids spécifiquement associés aux abeilles sauvages terricoles *Dufourea dentiventris* (Nylander 1848) et *D. inermis* (Nylander 1848) en Belgique et dans les régions voisines.

Documents de références

Amiet F., Herrmann M., Müller A. & Neumeyer R., 2007. Apidae 5. *Ammobates*, *Ammobatoides*, *Anthophora*, *Biastes*, *Ceratina*, *Dasygoda*, *Epeoloides*, *Epeolus*, *Eucera*, *Macropis*, *Melecta*, *Melitta*, *Nomada*, *Pasites*, *Tetralonia*, *Thyreus*, *Xylocopa*. Fauna Helvetica 20. Centre suisse de cartographie de la faune (CSCF), Neuchâtel, 356 pp.

Friese H., 1888. Die Schmarotzerbienen und ihre Wirte. *Zoologischer Jahrbücher für Systematik* 3: 847-870.

Schmiedeknecht O., 1930. Die Hymenopteren Nord- und Mitteleuropas. 2. Aufl., Jena, 1062pp.

Warncke K., 1982. Zur Systematik der Bienen - Die Unterfamilie Nomadinae (Hymenoptera, Apidae). *Entomofauna* 3: 97-128.

Westrich P., 1989. *Die Wildbierien Baden-Württembergs*. 2 Bde. 972 S.; Stuttgart (E. Ulmer) (2. Auflage 1990).

Westrich P., Westrich L. & Müller A., 1992. Beobachtungen zur Nachtruhe der Kraftbiene *Biastes emarginatus* (SCHENCK) (Hymenoptera, Apoidea, Anthophoridae). *Linzer Biologische Beiträge* 24(1) : 3-12.

Tribu des Epeolini : Genres *Epeolus* Latreille 1802 et *Triepeolus* Robertson 1901

(Apidae, Nomadinae, Epeolini)

Étymologie : peu de sources sur l'étymologie du genre *Epeolus* et de ses dérivés dont *Triepeolus*, Latreille (1802) lui-même ne l'ayant jamais clarifiée. Selon toute vraisemblance, *Epeolus* pourrait être un diminutif faisant référence à Épéus (ou Epios, fils de Panopeus), à qui les Cycliques attribuent la fabrication du cheval de bois qui amena la prise de la ville de Troie. Le choix de ce nom serait donc une référence au comportement parasite de ces abeilles solitaires qui ne possèdent pas de nid propre mais qui s'infiltrent dans les nids de leurs hôtes.

Noms vernaculaires : les épéoles (Fr), der Filzbienen (Al), de viltbijen (Nl)

Morphologie et diagnose

Les épéoles sont des abeilles de taille moyenne à grande (5-12 mm), à langue longue et à l'allure plus massive que les *Nomada*, et dont les ailes sont caractérisées par trois cellules submarginales de taille subégale, même si la première, plus longue, se distingue des autres cellules (Figure 198A). Le corps des épéoles est le plus souvent noir, avec des zones plus claires qui peuvent présenter une coloration rougeâtre ou brunâtre, et orné de zones de soies denses et blanches à dorées, le plus souvent appliquées sur la cuticule ce qui leur donne un aspect feutré (*tomentum*). Les mâles ont des yeux de couleur gris-vert, alors que les femelles ont des yeux de couleur sombre (rougeâtres/noirâtres). Ces caractères sont très visibles sur les macrophotographies notamment, et peut donc permettre de faciliter l'identification des sexes. On les distingue facilement des *Epeoloides* par leurs axilles en forme de dents alors qu'ils sont arrondis chez ces derniers (Figure 198B). Les *Pasites*, *Biastes* et *Anmobbates* leur ressemblent parfois mais ils n'ont que deux cellules submarginales. Les *Triepeolus* se distinguent très difficilement des *Epeolus* sans un examen microscopique de la structure des génitalias des mâles ou du nombre de segments des palpes maxillaires (3 chez les *Triepeolus*, 2 chez les *Epeolus*). Les deux sexes présentent des projections en forme de petites dents sur l'apex du labre chez les *Triepeolus*, et le sternite 6 des femelles est orné de structures fines et longues.

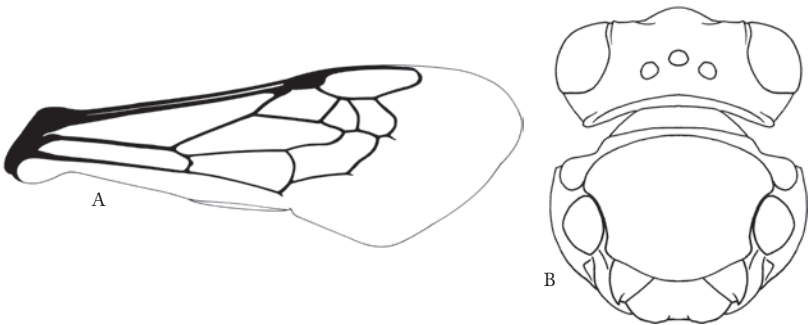


Fig. 198. - *Epeolus cruciger*. A. Aile antérieure. B. Tête et mesosoma en vue dorsale.

Répartition géographique et diversité mondiale

Les épéoles ont une très large distribution géographique: on les retrouve dans toute la zone holarctique, de la côte ouest des Etats-Unis jusqu'en Europe et au Japon. Il s'agit néanmoins d'un genre très peu diversifié d'abeilles-coucous dans nos régions où la dernière révision en date par Bogusch & Hadrava (2018) ne recensent que 17 espèces sur tout le territoire européen, parmi lesquelles certaines sont très rares et insulaires (*Epeolus compar* Alfken, 1938 en Sardaigne et en Corse; *Epeolus sigillatus* Alfken, 1930 en Crète, et *Epeolus siculus* Giordani Soika, 1944 en Sicile). *Triepeolus tristis* (SMITH, 1854) est la seule espèce du genre *Triepeolus* en Europe méridionale et centrale. Ce genre est par ailleurs très diversifié en Amérique du Nord et en Amérique centrale (120 espèces environ) et qui atteint l'Amérique du Sud.

Biologie

Phénologie. Les épéoles sont des abeilles-coucous associées de manière très étroite à des espèces-hôtes au fil des saisons : on retrouve donc certaines espèces dès le printemps dans les zones plus méridionales [ex : *Epeolus aureovestitus* Dours, 1873), puis d'autres en été (ex : *Epeolus cruciger* (Panzer, 1799) ou *Epeolus variegatus* (Linnaeus, 1758)], et certaines jusqu'au début de l'automne (ex : *Epeolus fallax* Morawitz, 1872).

Reproduction. Comme chez la majorité des abeilles solitaires, la durée de l'accouplement n'excède pas quelques dizaines de secondes et a lieu à proximité du site d'émergence, le plus souvent sur le sol ou sur la végétation (Bergmark *et al.*, 1984). Les accouplements d'épéole sont rarement observés, ces insectes étant particulièrement discrets dans leur environnement, à l'exception des sites où leurs hôtes forment de grandes agrégations de nids (« bourgades »).

Nidification. Les femelles d'épéoles ne construisent jamais de nid elles-mêmes : leur dépendance vis-à-vis d'autres abeilles sauvages terricoles est totalement exclusive. Les épéoles parcourent donc leur milieu de vie à la recherche de nids de leur(s) hôte(s), et patientent jusqu'au moment où leur(s) hôte(s) quitte(nt) leur nid pour la récolte de pollen et de nectar, indispensable au développement de la nouvelle génération. C'est à ce moment que les femelles s'infiltrent dans le nid de leur(s) hôte(s) pour y pondre un œuf sur les réserves de nourriture accumulées par la propriétaire légitime des lieux. Comme la plupart des abeilles-coucous, ces abeilles-coucous sont équipées d'une cuticule relativement coriace et d'un dard puissant dont elles se servent vraisemblablement dans l'éventualité d'une rencontre avec leur(s) hôte(s) dans les nids souterrains ou à proximité de ceux-ci.

Espèces-hôtes. Les épéoles sont exclusivement associés aux abeilles solitaires et terricoles du genre *Colletes* (Collétidés) sur tout le territoire Européen, mais aussi sur toute leur aire de distribution. L'espèce *Triepeolus tristis* (SMITH, 1854) est exclusivement associée aux abeilles solitaires et terricoles du genre *Eucera*, en particulier *Tetralonia malvae*, *Tetraloniella dentata* et *Tetraloniella salicariae*.

Préférences florales. Les femelles d'épéoles ne récoltent pas activement de pollen pour alimenter leurs larves. On observe donc les mâles et femelles sur un large spectre de fleurs dont elles prélèvent du nectar et un peu de pollen pour leur propre consommation. Certaines espèces d'épéoles en Europe sont strictement liées à des espèces-hôtes du genre

Colletes qui sont elles-mêmes spécialisées du point de vue alimentaire (« oligolectiques »), ne récoltant du pollen que sur ces plantes très particulières. Les hôtes de *Tripeolus tristis* sont eux aussi spécialisés sur les mauves (*Tetralonia malvae*), les Astéracées (*Tetraloniella dentata*) ou les salicaires (*Tetraloniella salicariae*). Dès lors, ces épéoles sont donc eux aussi *de facto* spécialisés d'un point de vue alimentaire, puisqu'ils dépendent exclusivement des ressources alimentaires accumulées par ces hôtes.

Conseils de préparation

La détermination des mâles et des femelles doit se faire sur base microscopique, notamment sur l'examen des derniers sternites, des palpes maxillaires, de la ponctuation du thorax, de la structure de la (micro-)pilosité et, pour les mâles, sur base de la structure tridimensionnelle des genitalia.

Liste des genres (2), sous-genres (2) et espèces (18)

1. *Epeolus (Epeolus) alpinus* Friese, 1893

Diagnose. Espèce de petite taille (5-6 mm) qui ressemble à *E. cruciger* (Panzer, 1799) mais dont le thorax (mesosoma) est entièrement noir. La tête et le premier segment du thorax sont recouverts de longues soies blanches. Chez les femelles, le vertex et le mesoscutum présentent des soies longues et denses; le mesoscutum des mâles et des femelles est marqué d'une ponctuation relativement lâche, l'espace entre les ponctuations est brillant. **Distribution.** Il s'agit d'une espèce qui jouit d'une très large distribution en Europe, en particulier dans les régions plus septentrionales ou de haute altitude (montagnes surtout), et qui atteint vraisemblablement la Sibérie (Bischoff 1930). **Biologie.** Comme tous les épéoles, cette espèce est spécialisée dans le parasitisme des nids de *Colletes*, notamment *Colletes impunctatus* et *C. floralis* (Amiet *et al.* 2007).

2. *Epeolus (Epeolus) aureovestitus* Dours, 1873

3. *Epeolus (Epeolus) bischoffi* (Mavromoustakis, 1954)

4. *Epeolus (Epeolus) compar* Alfken, 1938

5. *Epeolus (Epeolus) cruciger* (Panzer, 1799)

Diagnose (Photo T14). Espèce de taille petite à moyenne (4-7mm) qui ressemble à *Epeolus alpinus* Friese, 1893 mais dont la ponctuation sur le thorax est plus marquée, et dont les soies sur la tête et le thorax sont également plus courtes que chez *E. alpinus*. Chez les femelles, le scutellum est rougeâtre (critère variable sur l'aire de distribution), tout comme les tibias et les fémurs des pattes postérieures. Leur sternite 5 est droit vu de profil, et il est distinctement plus large que long (> < chez *E. variegatus* (L. 1758)). Le scutellum est noir chez les mâles. **Distribution.** Il s'agit d'une espèce qui jouit d'une très large distribution en Europe, de la Méditerranée jusqu'aux régions plus septentrionales. Elle semble néanmoins se raréfier du fait de la régression des landes à callunes, l'habitat de prédilection de son hôte préférentiel. **Biologie.** Comme tous les épéoles, cette espèce est spécialisée dans le parasitisme des nids de *Colletes*, principalement *Colletes succinctus* L. 1758 (Bogusch 2018).

6. *Epeolus (Epeolus) fallax* Morawitz, 1872

7. *Epeolus (Epeolus) fasciatus* Friese, 1895

8. *Epeolus (Epeolus) flavociliatus* Friese, 1899

9. *Epeolus (Epeolus) ibericus* Bogusch, 2018
10. *Epeolus (Epeolus) intermedius* Perez, 1884
11. *Epeolus (Epeolus) productulus* Bischoff, 1930
12. *Epeolus (Epeolus) schummeli* Schilling, 1849
13. *Epeolus (Epeolus) sculus* Soika, 1944
14. *Epeolus (Epeolus) sigillatus* Alfken, 1930
15. *Epeolus (Epeolus) tarsalis* Morawitz, 1874
16. *Epeolus (Epeolus) transitorius* Eversmann, 1852
17. *Epeolus (Epeolus) variegatus* (Linnaeus, 1758)
18. *Triepeolus (Triepeolus) tristis* (Smith, 1854)

Diagnose (Photo T15). Espèce de taille petite à moyenne (5-8mm) qui ressemble superficiellement à *Epeolus fallax* MORAWITZ, 1872 avec qui elle partage un habitus strictement noir (cuticule) et blanc (pilosité). Cependant, *E. fallax* est généralement plus tardif et apparaît vers la fin de l'été. Les femelles présentent des appendices épineux sur les côtés du sternite 6 et deux denticules sur l'apex du labre. Chez les mâles, les sternites 3 à 5 présentent des soies longues et épaissies, et les axilles du thorax sont allongées, ce qui donne l'impression qu'elles surplombent la marge postérieure du mésoscutellum (Bogusch 2018). **Distribution.** Il s'agit d'une espèce qui jouit d'une très large distribution en Europe, en particulier dans les régions plus méridionales et jusqu'en Europe Centrale. **Biologie.** Comme tous les *Triepeolus*, cette abeille-coucou est spécifiquement liée à un spectre restreint d'hôtes au sein de la famille des Apidés (Rightmyer 2008), plus particulièrement à *Tetralonia makhvae* (Rossi, 1790), *Tetraloniella dentata* Germar, 1839 et *Tetraloniella salicariae* (Lepeletier, 1841) (Amiet et al. 2007; Bogusch 2018).

Documents de références

- Amiet F., Herrmann M., Müller A. & Neumeyer R., 2007. Apidae 5. *Ammobates*, *Ammobatoides*, *Anthophora*, *Biastes*, *Ceratina*, *Dasygaster*, *Epeoloides*, *Epeolus*, *Eucera*, *Macropis*, *Melecta*, *Melitta*, *Nomada*, *Pasites*, *Tetralonia*, *Thyreus*, *Xylocopa*. Fauna Helvetica 20. Centre suisse de cartographie de la faune (CSCF), Neuchâtel, 356 pp.
- Bogusch P. & Hadrava J., 2018. European bees of the genera *Epeolus* LATREILLE, 1802 and *Triepeolus* ROBERTSON, 1901 (Hymenoptera: Apidae: Nomadinae: Epeolini): taxonomy, identification key, distribution, and ecology. *Zootaxa* 4437 (1): 1-60.
- Bischoff H., 1930. Beitrag zur Kenntnis paläarktischer Arten der Gattung *Epeolus*. *Deutsche entomologische Zeitschrift* 1930: 1-15.
- Friese H., 1895. *Die Bienen Europas. 1. Schmarotzerbienen*. Freilander und Sohn, Berlin, 218 pp.
- Guichard K.M., 1974. *Colletes halophila* Verhoeff (Hym., Apidae) and its *Epeolus* parasite at Swanscombe in Kent, with a key to the British species of *Colletes* Latreille. *Entomologist's Gazette* 25: 195-199.
- Latreille P.A., 1802. *Histoire naturelle, générale et particulière, des Crustacés et des Insectes*. Histoire naturelle des Crustacés et des Insectes 3: 1-467.
- Rightmyer M.G., 2008. A review of the cleptoparasitic bee genus *Triepeolus* (Hymenoptera: Apidae). Part I. *Zootaxa* 1710: 1-170.
- Rightmyer M.G., 2004. Phylogeny and classification of the parasitic bee tribe Epeolini. *Scientific papers, Natural History Museum, the University of Kansas* 33: 1-51.
- vanLith J.P., 1956. Notes on *Epeolus*. *Tijdschrift voor Entomologie* 99: 31-45.

Westrich P. & Bülles J., 2016. *Epeolus fallax*, ein Brutparasit von *Colletes hederæ* und eine für Deutschland neue Bienenart (Hymenoptera, Apidae). *Eucera* 10: 15-26.

Tribu des Nomadini : Genre *Nomada* Scopoli 1770

(Apidae, Nomadinae, Nomadini)

Etymologie. du latin *Nomades*, pluriel de *Nomas* qui signifie itinérant, en errance, qui n'a pas d'habitation fixe, ici en référence au comportement parasite de ces abeilles solitaires qui ne possèdent pas de nid propre mais qui errent dans l'environnement à la recherche des nids des espèces-hôtes qu'elles exploitent.

Noms vernaculaires. les nomades (Fr), der Wespenbienen (Al) (= abeilles-guêpes), de wespbijen (Nl) (= abeilles-guêpes)

Morphologie et diagnose

Les nomades sont des abeilles de taille petite à grande (4-17 mm), à langue longue, et à trois cellules submarginales, la première est plus grande que la seconde et la troisième réunies (Figure 199). Les femelles se reconnaissent immédiatement de toutes les autres abeilles par leur allure de guêpe qu'évoquent leurs noms vernaculaires, arborant des bandes de couleurs noire, jaune, rouge et orange. La coloration de leur tégument peut être très variable au sein d'une espèce. Leur abdomen est relativement fuselé et étroit, et présente sa plus grande largeur au niveau des segments 3 et 4. Le pelage est très limité chez les deux sexes, la plupart des espèces sont pratiquement glabres même si certaines présentent des zones de soies rousses, brun délavé ou parfois blanches. Sur le terrain, le dimorphisme sexuel est marqué mais pas toujours évident à déceler pour les novices : il est intéressant de noter qu'on peut notamment distinguer les mâles par leurs yeux de couleur vert pâle à azur alors que les femelles ont les yeux rougeâtres et sombres. Ces caractères sont visibles sur les macrophotographies notamment, et peut permettre de faciliter l'identification des sexes.

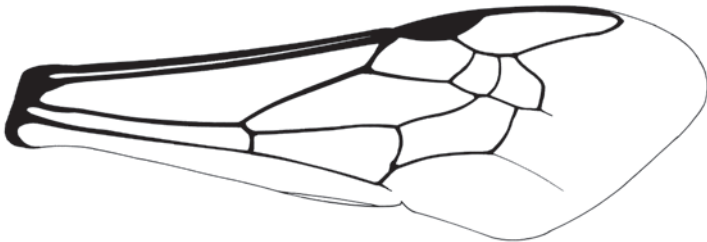


Fig. 199. - Aile antérieure de *Nomada rufipes*.

Répartition géographique et diversité mondiale

Les nomades ont une très large distribution mondiale et sont diversifiées dans toute la zone holarctique contrairement à la zone néotropicale qui comporte relativement peu d'espèces. Il s'agit du genre le plus diversifié d'abeilles-coucous à l'échelle mondiale (plus de 800 espèces décrites et valides). En Europe, la dernière étude en date recense 208 espèces (Smit, 2018). La seule analyse phylogénétique globale disponible à ce jour est celle réalisée par Alexander (1994) qui a subdivisé les *Nomada* en une quinzaine groupes d'espèces aux affinités géographiques et morphologiques plus prononcées; aucun sous-genre n'est donc formellement reconnu à l'heure actuelle.

Biologie

Phénologie. La plupart des nomades sont des abeilles-coucous associées à des espèces-hôtes printanières : on retrouve donc la majorité des espèces dès la fin de l'hiver dans les zones les plus méridionales, et jusqu'au début de l'été. Certaines *Nomada* sont aussi associées à des espèces-hôtes estivales et on peut donc en observer jusqu'à la fin de l'été dans certains habitats particuliers, comme dans les landes à bruyères par exemple où *Nomada rufipes* parasite les nids d'*Andrena fuscipes*, une abeille solitaire qui récolte du pollen exclusivement sur les bruyères (Ericacées).

Reproduction. Comme chez la majorité des abeilles solitaires, la durée de l'accouplement n'excède pas quelques dizaines de secondes et a lieu à proximité du site d'émergence, le plus souvent sur le sol ou sur la végétation (Bergmark *et al.*, 1984). Au cours de l'accouplement, les mâles de certaines espèces de nomades enroulent leurs antennes autour de celles de leurs femelles : ce comportement serait à l'origine d'un phénomène de communication chimique à l'interface des antennes des deux sexes, et contribuerait à l'isolement reproductif entre espèces.

Nidification. Les nomades sont des abeilles-coucous qui ne construisent jamais de nid elles-mêmes: leur dépendance vis-à-vis d'autres abeilles sauvages terricoles est totalement exclusive. Les nomades parcourent donc leur milieu de vie à la recherche de nids de leur(s) hôte(s), et patientent jusqu'au moment où leur(s) hôte(s) quitte(nt) leur nid pour la récolte de pollen et de nectar, indispensable au développement de la nouvelle génération. C'est à ce moment que la femelle de *Nomada* s'infiltré dans le nid de son hôte pour y pondre un oeuf sur les réserves de nourriture accumulées par la propriétaire légitime des lieux. Il semble que la femelle et/ou la larve de nomade soit aussi capable de tuer toute larve-hôte qui se développerait déjà au sein du nid, et ce pour limiter la concurrence alimentaire sur les réserves de pollen et de nectar. Comme la plupart des abeilles-coucous, les femelles de *Nomada* sont équipées d'une cuticule relativement coriace et d'un dard puissant dont elles se servent dans l'éventualité d'une rencontre avec leur(s) hôte(s) dans les nids souterrains ou à proximité de ceux-ci. Lorsque leur(s) hôte(s) sont des abeilles terricoles grégaires qui organisent leurs nids en bourgades, il est fréquent d'observer plusieurs femelles de nomades sur la zone de nidification pendant plusieurs jours, voire plusieurs semaines. A l'inverse, lorsque leur(s) hôte(s) est(sont) strictement solitaire(s), les nomades sont beaucoup plus discrètes et difficiles à localiser dans l'environnement.

Espèces-hôtes. Les *Nomada* sont le plus souvent associées aux abeilles solitaires et terricoles du genre *Andrena* (Andréniés), mais on compte aussi de nombreuses espèces

qui parasitent les nids des lasioglusses (genre *Lasioglossum*, Halictidés), des panurges (genre *Panurgus*, Andrénidés), des mélittes (genre *Melitta*, Mélittidés) ou encore des eucères (genre *Eucera*, Apidés).

Préférences florales. Comme chez toutes les abeilles-coucoucs, les femelles de nomades ne récoltent pas activement de pollen pour alimenter leurs larves. On observe donc les mâles et femelles sur un large spectre de fleurs dont elles prélèvent du nectar et un peu de pollen pour leur propre consommation. De nombreuses espèces de *Nomada* sont très spécifiquement liées à des espèces hôtes, parfois à une seule espèce-hôte, qui sont elles-mêmes spécialisées du point de vue alimentaire, ne récoltant du pollen que sur certaines plantes particulières. Dans ces cas-là, les nomades concernées sont donc elles aussi *de facto* spécialisées d'un point de vue alimentaire, puisqu'elles dépendent exclusivement des ressources alimentaires accumulées par leur(s) hôte(s).

Conseils de préparation

La détermination des mâles se fait sur base des génitalia et parfois de la structure ou de l'organisation des soies sur la surface ventrale des pattes. L'identification des femelles repose notamment sur l'examen du labre qui doit être visible et des mandibules qui doivent donc être écartées afin d'examiner leur structure générale et leur apex (p.ex. mandibules simple ou bifides). De même, les antennes doivent être dégagées et bien visibles, tout comme les sternites ou encore les courtes épines qui marquent l'apex des tibias postérieurs.

Liste des sous-genres (1) et espèces (208)

1. *Nomada* (*Nomada*) *accentifera* Pérez, 1895
2. *Nomada* (*Nomada*) *acutispina* Schwarz & Smit, 2018
3. *Nomada* (*Nomada*) *aeginaica* Schwarz & Smit, 2018
4. *Nomada* (*Nomada*) *agrestis* Fabricius, 1787
5. *Nomada* (*Nomada*) *alboguttata* Herrich-Schäffer, 1839
6. *Nomada* (*Nomada*) *alpigena* Schwarz, Gusenleitner & Mazzucco, 1999
7. *Nomada* (*Nomada*) *argentata* Herrich-Schäffer, 1839
8. *Nomada* (*Nomada*) *argentea* (Schwarz, 1966)
9. *Nomada* (*Nomada*) *ariasi* Dusmet y Alonso, 1913
10. *Nomada* (*Nomada*) *armata* Herrich-Schäffer, 1839
11. *Nomada* (*Nomada*) *arrogans* Schmiedeknecht, 1882
12. *Nomada* (*Nomada*) *atroscutellaris* Strand, 1921
13. *Nomada* (*Nomada*) *babiyi* Schwarz & Standfuss, 2007
14. *Nomada* (*Nomada*) *baccata* Smith, 1844
15. *Nomada* (*Nomada*) *barcelonensis* Cockerell, 1917
16. *Nomada* (*Nomada*) *basalis* Herrich-Schäffer, 1839
17. *Nomada* (*Nomada*) *beaumonti* Schwarz, 1967
18. *Nomada* (*Nomada*) *bifasciata* Olivier, 1811
19. *Nomada* (*Nomada*) *bispinosa* Mocsáry, 1883
20. *Nomada* (*Nomada*) *blepharipes* Schmiedeknecht, 1882
21. *Nomada* (*Nomada*) *bluethgeni* Stoeckhert, 1944
22. *Nomada* (*Nomada*) *bolivari* Dusmet y Alonso, 1913
23. *Nomada* (*Nomada*) *bouceki* Kocourek, 1985
24. *Nomada* (*Nomada*) *braunsiana* Schmiedeknecht, 1882

25. *Nomada (Nomada) breviscapa* Schwarz & Smit, 2018
26. *Nomada (Nomada) cadiza* Schwarz & Gusenleitner 2013
27. *Nomada (Nomada) calimorpha* Schmiedeknecht, 1882
28. *Nomada (Nomada) carnifex* Mocsáry, 1883
29. *Nomada (Nomada) caspia* Morawitz, 1895
30. *Nomada (Nomada) castellana* Dusmet y Alonso, 1913
31. *Nomada (Nomada) cherkesiana* Mavromoustakis, 1955
32. *Nomada (Nomada) collarae* Schwarz, 1964
33. *Nomada (Nomada) concolor* Schmiedeknecht, 1882
34. *Nomada (Nomada) confinis* Schmiedeknecht, 1882
35. *Nomada (Nomada) conjungens* Herrich-Schäffer, 1839
36. *Nomada (Nomada) connectens* Perez, 1884
37. *Nomada (Nomada) corcyraea* Schmiedeknecht, 1882
38. *Nomada (Nomada) coronata* Perez, 1895
39. *Nomada (Nomada) coxalis* Morawitz, 1878
40. *Nomada (Nomada) crenulata* Schwarz, 1987
41. *Nomada (Nomada) cretensis* Schulz, 1906
42. *Nomada (Nomada) cristata* Perez, 1895
43. *Nomada (Nomada) cruenta* Schmiedeknecht, 1882
44. *Nomada (Nomada) cypria* Mavromoustakis, 1952
45. *Nomada (Nomada) cypricola* Mavromoustakis, 1955
46. *Nomada (Nomada) diacantha* Schwarz, 1981
47. *Nomada (Nomada) dira* Mocsáry, 1882
48. *Nomada (Nomada) discedens* Perez, 1884
49. *Nomada (Nomada) discrepans* Schmiedeknecht, 1882
50. *Nomada (Nomada) distinguenda* Morawitz, 1874
51. *Nomada (Nomada) dolosa* Mocsáry, 1883
52. *Nomada (Nomada) duplex* Smith, 1854
53. *Nomada (Nomada) ebmeri* Schwarz & Smit, 2018
54. *Nomada (Nomada) elsei* Schwarz & Smit, 2018
55. *Nomada (Nomada) emarginata* Morawitz, 1877
56. *Nomada (Nomada) eos* Schmiedeknecht, 1882
57. *Nomada (Nomada) errans* Lepeletier, 1841
58. *Nomada (Nomada) erythrocephala* Morawitz, 1871
59. *Nomada (Nomada) fabriciana* (Linnaeus, 1767)
60. *Nomada (Nomada) facilis* Schwartz, 1967
61. *Nomada (Nomada) fallax* Perez, 1913
62. *Nomada (Nomada) femoralis* Morawitz, 1869
63. *Nomada (Nomada) fenestrata* Lepeletier, 1841
64. *Nomada (Nomada) ferruginata* (L., 1767)
65. *Nomada (Nomada) filicornis* Schwarz & Smit, 2018
66. *Nomada (Nomada) flava* Panzer, 1798
67. *Nomada (Nomada) flavigenis* Schwarz & Standfuss, 2007
68. *Nomada (Nomada) flavilabris* Morawitz, 1875
69. *Nomada (Nomada) flavinervis* Brullé, 1832
70. *Nomada (Nomada) flavoguttata* (Kirby, 1802)
71. *Nomada (Nomada) flavopicta* (Kirby, 1802)
72. *Nomada (Nomada) fucata* Panzer, 1798

73. *Nomada (Nomada) fulvicornis* Fabricius, 1793
74. *Nomada (Nomada) furva* Panzer, 1798
75. *Nomada (Nomada) furvoides* Stoeckhert, 1944
76. *Nomada (Nomada) fusca* Schwarz, 1986
77. *Nomada (Nomada) fuscicornis* Nylander, 1848
78. *Nomada (Nomada) gageae* Schwarz & Smit, 2018
79. *Nomada (Nomada) glaberrima* Schmiedeknecht, 1882
80. *Nomada (Nomada) glaucopsis* Perez, 1890
81. *Nomada (Nomada) goodeniana* (Kirby, 1802)
82. *Nomada (Nomada) gransassoi* Schwarz, 1986
83. *Nomada (Nomada) gredosiana* Schwarz & Smit, 2018
84. *Nomada (Nomada) gribodoi* Schmiedeknecht, 1882
85. *Nomada (Nomada) gruenvwaldti* Schwarz, 1979
86. *Nomada (Nomada) guichardi* Schwarz, 1981
87. *Nomada (Nomada) guttulata* Schenck, 1861
88. *Nomada (Nomada) hera* Schwarz, 1965
89. *Nomada (Nomada) hirtipes* Perez, 1884
90. *Nomada (Nomada) hispanica* Dusmet y Alonso, 1913
91. *Nomada (Nomada) hungarica* Dalla Torre & Friese, 1894
92. *Nomada (Nomada) illustris* Schmiedeknecht, 1882
93. *Nomada (Nomada) immaculata* Morawitz, 1874
94. *Nomada (Nomada) imperialis* Schmiedeknecht, 1882
95. *Nomada (Nomada) incisa* Schmiedeknecht, 1882
96. *Nomada (Nomada) insignipes* Schmiedeknecht, 1882
97. *Nomada (Nomada) integra* Brullé, 1832
98. *Nomada (Nomada) italica* Dalla Torre & Friese, 1894
99. *Nomada (Nomada) jaramensis* Dusmet y Alonso, 1913
100. *Nomada (Nomada) kerwilliana* Perez, 1913
101. *Nomada (Nomada) kohli* Schmiedeknecht, 1882
102. *Nomada (Nomada) kornosica* Mavromoustakis, 1958
103. *Nomada (Nomada) kriesteni* Schwarz & Gusenleitner, 2013
104. *Nomada (Nomada) lamellata* Schwarz, 1977
105. *Nomada (Nomada) lapillula* Schwarz & Smit, 2018
106. *Nomada (Nomada) lateritia* Mocsáry, 1883
107. *Nomada (Nomada) lathburiana* (Kirby, 1802)

Diagnose (Photos 64-65). Cette espèce est de relativement grande taille au sein du genre *Nomada* (8-13mm) et les femelles présentent une coloration rougeâtre étendue sur tout le corps et des soies rousses courtes et denses sur le thorax. Chez les femelles, les pattes sont rougeâtres mais les fémurs postérieurs sont noirs, tout comme la surface dorsale du scape antennaire. Les antennes des mâles présentent des nodosités sur chaque segment du flagelle, probablement une adaptation à la reconnaissance des sexes au cours de l'accouplement (voir *supra*). **Distribution.** D'après Smit (2018), cette espèce est largement distribuée en Europe, en Afrique du Nord et jusqu'en Chine en passant par l'Asie Mineure (Géorgie, Arménie, Tadjikistan, Kazakhstan). **Biologie.** Active de mars à juin, elle est intimement associée à plusieurs espèces d'andrènes du sous-genre *Melandrena*, principalement *Andrena vaga* et *A. cineraria*, mais probablement aussi *A. barbarea* et *A. danuvia*.

108. *Nomada* (*Nomada*) *laticrus* Mocsáry, 1883
109. *Nomada* (*Nomada*) *leucophthalma* (Kirby, 1802)
110. *Nomada* (*Nomada*) *limassolica* Mavromoustakis, 1955
111. *Nomada* (*Nomada*) *linsenmaieri* Schwarz, 1974
112. *Nomada* (*Nomada*) *litigiosa* Gribodo, 1893
113. *Nomada* (*Nomada*) *lucidula* Schwarz, 1967
114. *Nomada* (*Nomada*) *luteipes* Schwarz & Smit, 2018
115. *Nomada* (*Nomada*) *maculicornis* Perez, 1884

Diagnose (Photo 66). Cette espèce est de taille moyenne au sein du genre *Nomada* (7-10mm), les deux sexes présentent une coloration « panachée » des antennes : chez les femelles, les segments antennaires 9 à 11 sont noirs alors que le reste des antennes est orangé, et cette zone noire est encore plus étendue sur les antennes des mâles. Le propodéum des femelles est caractérisé par des zones de soies blanches denses bien délimitées. **Distribution.** D'après Smit (2018), cette espèce est distribuée essentiellement dans le sud-ouest de l'Europe, ainsi qu'en Afrique du Nord (Maroc, Algérie, Tunisie). **Biologie.** Active de mars à juin, aucune espèce-hôte n'est connue à ce jour pour cette nomade.

116. *Nomada* (*Nomada*) *mandibularis* Schwarz & Smit, 2018
117. *Nomada* (*Nomada*) *marshamella* (Kirby, 1802)
118. *Nomada* (*Nomada*) *mauritanica* Lepeletier, 1841
119. *Nomada* (*Nomada*) *mavromoustakisi* Schwarz & Standfuss, 2007
120. *Nomada* (*Nomada*) *maxschwarzi* Smit, 2018
121. *Nomada* (*Nomada*) *melanopyga* Schmiedeknecht, 1882
122. *Nomada* (*Nomada*) *melathoracica* Imhoff, 1834
123. *Nomada* (*Nomada*) *merceti* Alfken, 1909
124. *Nomada* (*Nomada*) *minuscula* Noskiewicz, 1930
125. *Nomada* (*Nomada*) *mocsáryi* Schmiedeknecht, 1882
126. *Nomada* (*Nomada*) *moeschleri* Alfken, 1913
127. *Nomada* (*Nomada*) *moravitzii* Radoszkowski, 1876
128. *Nomada* (*Nomada*) *mutabilis* Morawitz, 1870
129. *Nomada* (*Nomada*) *mutica* Morawitz, 1872

Diagnose (Photo 67). Cette espèce est de relativement grande taille au sein du genre *Nomada* (10-12mm) et les femelles présentent des macules jaunes étendues sur tout le corps, notamment deux taches jaunes étendues sur le pronotum, et des pattes rougeâtres. **Distribution.** D'après Smit (2018), cette espèce est largement distribuée en Europe (même si elle n'atteint pas la Scandinavie ou le Royaume-Uni et l'Irlande) jusqu'au Proche-Orient (Israël, Syrie, Turquie). On dispose de peu de données de la région des Balkans où elle est cependant très probablement présente également. **Biologie.** Active de mars à juin, elle est intimement associée à *Andrena ferox* et aussi probablement à *Andrena trimmerana*.

130. *Nomada* (*Nomada*) *nausicaa* Schmiedeknecht, 1882
131. *Nomada* (*Nomada*) *nesiotica* Mavromoustakis, 1958
132. *Nomada* (*Nomada*) *nigrifrons* Schwarz & Smit, 2018
133. *Nomada* (*Nomada*) *nigrilabris* Schwarz & Smit, 2018

134. *Nomada* (*Nomada*) *nigrovaria* Pérez, 1896
135. *Nomada* (*Nomada*) *nobilis* Herrich-Schäffer, 1839
136. *Nomada* (*Nomada*) *noskiewiczi* Schwarz, 1966
137. *Nomada* (*Nomada*) *numida* Lepeletier, 1841
138. *Nomada* (*Nomada*) *obscura* Zetterstedt, 1838
139. *Nomada* (*Nomada*) *obtusifrons* Nylander, 1848
140. *Nomada* (*Nomada*) *oculata* Friese, 1921
141. *Nomada* (*Nomada*) *opaca* Alfken, 1913
142. *Nomada* (*Nomada*) *opaciformis* Schwarz & Smit, 2018
143. *Nomada* (*Nomada*) *oralis* Schwarz, 1981
144. *Nomada* (*Nomada*) *orbitalis* Perez, 1913
145. *Nomada* (*Nomada*) *ottomanensis* Schwarz & Smit, 2018
146. *Nomada* (*Nomada*) *pallispinosa* Schwarz, 1967
147. *Nomada* (*Nomada*) *panurgina* Morawitz, 1869
148. *Nomada* (*Nomada*) *panzeri* Lepeletier, 1841
149. *Nomada* (*Nomada*) *pastoralis* Eversmann, 1852
150. *Nomada* (*Nomada*) *pectoralis* Morawitz, 1878
151. *Nomada* (*Nomada*) *piccioliana* Magretti, 1883
152. *Nomada* (*Nomada*) *piliventris* Morawitz, 1877
153. *Nomada* (*Nomada*) *pilosa* Schwarz & Smit, 2018
154. *Nomada* (*Nomada*) *platythorax* Schwarz, 1981
155. *Nomada* (*Nomada*) *pleurosticta* Herrich-Schäffer, 1839
156. *Nomada* (*Nomada*) *polemediana* Mavromoustakis, 1957
157. *Nomada* (*Nomada*) *posthuma* Blüthgen, 1949
158. *Nomada* (*Nomada*) *priesneri* Schwarz, 1965
159. *Nomada* (*Nomada*) *propinqua* Schmiedeknecht, 1882
160. *Nomada* (*Nomada*) *pruinosa* Pérez, 1895
161. *Nomada* (*Nomada*) *pulchra* Arnold, 1888
162. *Nomada* (*Nomada*) *pygidialis* Schwarz, 1981
163. *Nomada* (*Nomada*) *pyrgosica* Schwarz & Smit, 2018
164. *Nomada* (*Nomada*) *radoszkowskii* Lozinski, 1922
165. *Nomada* (*Nomada*) *rhenana* Morawitz, 1872
166. *Nomada* (*Nomada*) *roberjeotiana* Panzer, 1799
167. *Nomada* (*Nomada*) *rostrata* Herrich-Schäffer, 1839
168. *Nomada* (*Nomada*) *ruginosa* Perez, 1884
169. *Nomada* (*Nomada*) *rubricollis* Schwarz, 1967
170. *Nomada* (*Nomada*) *rubricoxa* Eversmann, 1852
171. *Nomada* (*Nomada*) *rubiventris* Schwarz, 1981
172. *Nomada* (*Nomada*) *ruficornis* (Linnaeus, 1758)
173. *Nomada* (*Nomada*) *rufipes* Fabricius, 1793
174. *Nomada* (*Nomada*) *rufaobdominalis* Schwarz, 1963
175. *Nomada* (*Nomada*) *sabulosa* Radoszkowski, 1876
176. *Nomada* (*Nomada*) *sanguinea* Smith, 1854
177. *Nomada* (*Nomada*) *scheuchli* Schwarz and Standfuss, 2007
178. *Nomada* (*Nomada*) *serricornis* Perez, 1884
179. *Nomada* (*Nomada*) *sexfasciata* (Panzer, 1799)

Diagnose (Photos 68-69). Cette espèce est de relativement grande taille au sein du genre *Nomada* (9-14mm) et les femelles présentent une coloration jaunâtre étendue sur tout le corps. Les mâles et femelles sont caractérisés notamment par des larges bandes jaunes interrompues en leur centre sur chaque segment de l'abdomen. Chez les deux sexes, les antennes sont rougeâtres à l'exception de la surface dorsale du scape antennaire qui est noire, jusqu'aux premiers segments du flagelle. **Distribution.** D'après Smit (2018), cette espèce est largement distribuée en Europe, y compris au Royaume-Uni et en Scandinavie, en Afrique du Nord, et jusqu'en Asie Mineure (Géorgie, Arménie, Tadjikistan, Kazakhstan) en passant par le Proche-Orient (Israël, Iran, Turquie). **Biologie.** Active de mars/avril à juin/juillet, elle est intimement associée à plusieurs espèces d'eucères, principalement *Eucera longicornis*, *E. nigrescens*, mais probablement aussi *E. interrupta*.

- 180. *Nomada (Nomada) sheppardana* (Kirby, 1802)
- 181. *Nomada (Nomada) sicula* Schwarz, 1974
- 182. *Nomada (Nomada) signata* Jurine, 1807

Diagnose (Photo 70). Cette espèce est de relativement grande taille au sein du genre *Nomada* (9-13mm) et les femelles présentent une coloration rougeâtre étendue sur la tête et le thorax, et de larges bandes jaunes ininterrompues en leur milieu sur chaque segment de l'abdomen. Les mâles, eux, présentent notamment deux macules rougeâtres sur les premiers segments dorsaux de l'abdomen, ainsi qu'une paire de points jaunes sur le pronotum (le plus souvent, pas de points chez *N. flava* qui est proche de *N. signata*). **Distribution.** D'après Smit (2018), cette espèce est largement distribuée en Europe, y compris au Royaume-Uni mais pas en Scandinavie, et elle atteint à peine le Proche-Orient en Turquie. **Biologie.** Active de mars/avril à juin/juillet, elle est intimement associée à *Andrena fulva* sur toute son aire de distribution.

- 183. *Nomada (Nomada) similis* Morawitz, 1872
- 184. *Nomada (Nomada) simulatrix* Schwarz & Smit, 2018
- 185. *Nomada (Nomada) smiti* Schwarz 2018
- 186. *Nomada (Nomada) standfussi* Schwarz 2007
- 187. *Nomada (Nomada) stigma* Fabricius, 1804
- 188. *Nomada (Nomada) stoeckherti* Pittioni, 1951
- 189. *Nomada (Nomada) striata* Fabricius, 1793
- 190. *Nomada (Nomada) succincta* Panzer, 1798

Diagnose (Photo 71). Cette espèce, très proche de *N. goodeniana* notamment, est de relativement grande taille au sein du genre *Nomada* (10-13mm) et les deux sexes présentent une coloration jaune et noire bien contrastée. Les bandes jaunes sur les segments dorsaux de l'abdomen sont toujours étroites et parfois légèrement rétrécies en leur milieu, et leur pronotum présente une paire de points jaunes discrets. Le scape antennaire est noir chez les deux sexes, et les flagelles sont orangés (chez le mâle, la face dorsale du flagelle est noire, au moins en partie). **Distribution.** D'après Smit (2018), cette espèce est largement distribuée en Europe, y compris au Royaume-Uni mais pas dans le nord de la Scandinavie; elle atteint le Proche-Orient (Israël, Syrie, Jordanie, Turquie) et l'Asie Mineure (Kazakhstan, Turkménistan). **Biologie et hôte(s).** Active de mars/avril à juin/

juillet, elle est intimement associée à deux grandes andrènes, *Andrena nitida* et *Andrena nigroaenea*, sur toute son aire de distribution.

191. *Nomada* (*Nomada*) *sybarita* Schmiedeknecht, 1882
192. *Nomada* (*Nomada*) *symphyti* Stoeckhert, 1930
193. *Nomada* (*Nomada*) *tarsalis* Schwarz & Smit, 2018
194. *Nomada* (*Nomada*) *tenella* Mocsáry, 1883
195. *Nomada* (*Nomada*) *teunissenii* Schwarz & Smit, 2018
196. *Nomada* (*Nomada*) *thersites* Schmiedeknecht, 1882
197. *Nomada* (*Nomada*) *transitoria* Schmiedeknecht, 1882
198. *Nomada* (*Nomada*) *trapeziformis* Schmiedeknecht, 1882
199. *Nomada* (*Nomada*) *tridentirostris* Dours, 1873
200. *Nomada* (*Nomada*) *trispinosa* Schmiedeknecht, 1882
201. *Nomada* (*Nomada*) *tuberculifera* Schwarz & Smit, 2018
202. *Nomada* (*Nomada*) *umbrosa* Schmiedeknecht, 1882
203. *Nomada* (*Nomada*) *unica* Schwarz & Smit, 2018
204. *Nomada* (*Nomada*) *unispinosa* Schwarz, 1981
205. *Nomada* (*Nomada*) *verna* Schmiedeknecht, 1882
206. *Nomada* (*Nomada*) *villosa* Thomson, 1882
207. *Nomada* (*Nomada*) *warnckeii* Schwarz & Smit, 2018
208. *Nomada* (*Nomada*) *zonata* Panzer, 1798

Documents de références

Alexander B.A., 1994. Species-groups and cladistic analysis of the cleptoparasitic bee genus *Nomada*. *University of Kansas Science Bulletin* 55: 175-238.

Alexander B.A. & Schwarz M., 1994. A catalog of the species of *Nomada* (Hymenoptera: Apoidea) of the world. *The University of Kansas Science Bulletin* 55(7): 239-270.

Amiet F., Herrmann M., Müller A. & Neumeyer R., 2007. Apidae 5. *Ammobates*, *Ammobatoides*, *Anthophora*, *Biastes*, *Ceratina*, *Dasygoda*, *Epeoloides*, *Epeolus*, *Eucera*, *Macropis*, *Melecta*, *Melitta*, *Nomada*, *Pasites*, *Tetralonia*, *Thyreus*, *Xylocopa*. *Fauna Helvetica* 20. Centre suisse de cartographie de la faune (CSCF), Neuchâtel, 356 pp.

Aubert M., Dufrière E., Genoud D. & Scheuchl E., 2010. Sur la présence de *Nomadaduplex* SMITH, 1853 (Hymenoptera, Apidae) et *Andrena binominata* SMITH, 1854 (Hymenoptera, Andrenidae) en France. *Osmia* 4:24-28.

Celary W., 1995. Nomadini (Hym., Apoidea, Anthophoridae) of Poland. *Monografie fauny polski* 20, 281 p.

Dusmet y Alonso J.M., 1913. Los Apidos de España, IV. Gén. *Nomada* FABR. *Memorias de la Sociedad Española de Historia Natural* 9: 203-395.

Perkins R.C.L., 1919. The British species of *Andrena* and *Nomada*. *Transactions of the Entomological Society of London* 1919: 218-319.

Schwarz M. & Gusenleitner F., 2004. Beitrag zur Klärung und Kenntnis parasitärer Bienen der Gattungen *Coelioxys* und *Nomada* (Hymenoptera, Apidae). *Linzer biologische Beiträge* 36(2): 1413-1485.

Smit J., 2018. Identification key to the European species of the bee genus *Nomada* SCOPOLI, 1770 (Hymenoptera: Apidae), including 23 new species. *Entomofauna Monographie* 3: 1-253.

Sous-famille des Xylocopinae

Les Xylocopinae sont considérés comme la sous-famille la plus plésiomorphe des Apidae, c'est-à-dire qui possède le plus de caractères ancestraux (Roig-Alsina & Michener 1993). On y trouve les abeilles charpentières, nom donné en référence à leur comportement de nidification dans le bois ou les tiges. Deux genres sont recensés en Europe, les genres *Xylocopa* et *Ceratina*.

Genre *Ceratina* Latreille 1802

(Apidae, Xylocopinae, Ceratinini)

Étymologie : du grec *cerato-* = corne (en rapport à leurs antennes épaissies)

Noms vernaculaires : les cératines (Fr), the small carpenter bees (En) (= petites abeilles charpentières), der Keulhornbienen (Al) (= abeilles aux antennes comme une jambe), de ertsbijen (Nl) (= abeilles métalliques).

Morphologie et diagnose

Les cératines sont de petites abeilles à langue longue, à trois cellules submarginales (la deuxième presque triangulaire) (Figure 200A), au clypeus proéminent comme les anthophores et les eucères, pratiquement dépourvues de pilosité, et avec la cuticule avec de vifs reflets métalliques bleus chez la plupart des espèces, ou vert doré (*C. chrysomalla*, *C. cyprica*, *C. tarstata*), plus rarement noire (sous-genres *Ceratina s.s.* et *Neoceratina*). Le clypeus porte une tache jaune ou ivoire large chez tous les mâles et petite et centrale chez presque toutes les femelles. Une même tache claire est présente à la base des tibias et fréquemment sur les lobes pronotaux. Chez certaines espèces, cette tache claire s'étend sur les tibias, les tarsi, le labre ou les mandibules, mais nulle part ailleurs pour les espèces européennes. Les antennes sont épaissies vers leur extrémité. L'abdomen est particulier : ovoïde, plus large au niveau des segments 3 et 4 ; pratiquement glabre ; le tergite 6 des femelles ne porte pas de plateau pygidial mais, souvent, une carène longitudinale ; le tergite 7 des mâles est recourbé ventralement ce qui donne l'impression à l'abdomen, en vue dorsale, de n'avoir que six segments comme chez les femelles (Figure 200B) ; chez les femelles, les sternites 2 et 3 portent deux dépressions transversales appelées « glandes à cire ». Chez les deux sexes, le plateau basitibial n'est pas en forme de large écaille à la base du tibia mais est présent sous la forme d'une petite dent dorsale située au tiers de la longueur du tibia postérieur. Chez le sous-genre *Pithitis*, les ailles sont en forme de dents dirigées vers l'arrière.

Les cératines sont réputées pour leur bon caractère, même serrées entre les doigts, elles ne piquent pratiquement jamais.

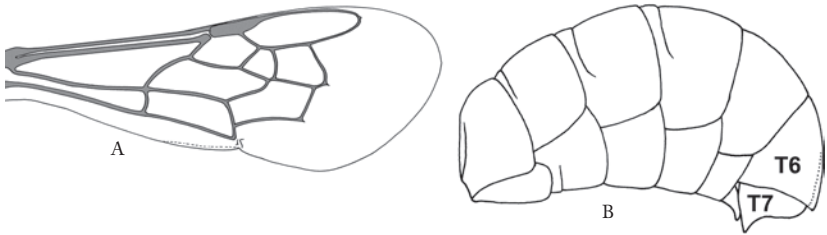


Fig. 200. - *Ceratina cyanea*. A. Aile antérieure droite. B. Metasoma mâle, profil gauche.

Répartition géographique et diversité mondiale

Le genre *Ceratina* est l'unique genre de la tribu des Ceratinini. Tous les genres décrits ont été ramenés au rang de sous-genres par Terzo (2000) et Rehan *et al.* (2010). Tous ces sous-genres sont monophylétiques à l'exception du sous-genre *Ceratina s.s.* qui apparaît clairement paraphylétique, ce qui a fait proposer la création du sous-genre *Dalyatina* par Terzo (2000), sous-genre dans lequel il place *C. parvula*. Toutefois, Rehan *et al.* (2010) ont montré que ce sous-genre *Dalyatina* est polyphylétique. C'est pourquoi nous remplaçons ici l'espèce *C. parvula* dans son sous-genre d'origine, *Ceratina s.s.*

Les cératines sont présentes et abondantes sur tous les continents à l'exception de l'Océanie où seules quelques espèces asiatiques y étendent localement leur distribution (Terzo, 2000). Chaque sous-genre est généralement limité à un seul sous-continent d'où il s'échappe parfois quelque peu. Ainsi, le sous-genre *Euceratina* est endémique de la région ouest-paléartique et d'Asie centrale. Mais on trouve également dans cette région quelques espèces d'autres sous-genres originaires d'Asie (*Neoceratina*) et d'Afrique (*Ceratina s.s.*, *Pithitis*). Au total, on y recense 27 espèces.

Biologie

Phénologie. Les cératines sont toutes des espèces très thermophiles. C'est l'augmentation de la température au cours de la journée qui les rend actives (Terzo *et al.*, 1994). On les rencontre donc essentiellement en été dans les pays du nord de la méditerranée et dès le printemps dans les pays plus chaud du Maghreb et de la Méditerranée orientale. Le nombre d'espèces s'amenuise rapidement dès qu'on s'éloigne du climat méditerranéen, que ce soit en montagne ou vers le nord de l'Europe. Au nord de la France, on ne trouve plus que *C. cyanea*.

Reproduction. L'accouplement chez les cératines a lieu à proximité du site de nidification, le plus souvent sur les inflorescences. Au moins une espèce, *C. dallatorreana*, se reproduit par parthénogénèse thélytoque : les femelles ne sont pas fécondées et ne donnent naissance qu'à des clones femelles. Au vu de la quasi totale absence de mâles dans certaines populations de *C. parvula*, on soupçonne l'espèce de pouvoir également se reproduire de la sorte.

Nidification. Les cératines sont solitaires et rubicoles. Certaines grosses espèces, comme *C. chalcites*, nichent volontiers dans les tiges creuses et sèches de grandes ombellifères. Mais la plupart des espèces niche de préférence dans les tiges sèches et brisées

de la ronce (*Rubus sp.*) dont la moelle est ainsi directement accessible. Elles excavent cette moelle sur une grande longueur pour installer ensuite les cellules en file indienne, séparées par des cloisons de moelle mâchonnée. Les adultes de la future génération émergent en fin de saison et passent ainsi l'hiver à l'état adulte pour ne sortir du nid qu'au printemps ou à l'été suivant.

Parasitisme. On ne leur connaît pas de cleptoparasite parmi les apoïdes. On peut toutefois observer, à l'intérieur des nids, des individus adultes, morts, dont l'abdomen dilaté héberge la puppe d'un diptère.

Préférences florales. Les cératines sont très largement polylectiques mais montrent une préférence pour les labiées, les rosacées, les composées carduées et les dipsacacées qui poussent autour de leur site de nidification dont elles ne s'éloignent guère.

Conseils de préparation :

Il n'est pas utile de sortir les genitalia des mâles. On les identifie surtout à la forme du tergite 7 et à la pilosité de la patte postérieure. On identifie les femelles à la densité de ponctuation de leur face et du thorax, à leur taille, à la forme des taches claires et à la forme de la carène hypostomienne. Il convient donc de redresser la tête et de légèrement écarter les pattes du corps.

Liste des sous-genres (4) et espèces (27)

1. *Ceratina* (*Ceratina*) *cucurbitina* (Rossi 1972)

Diagnose (Photos 72-73). *C. cucurbitina* est l'une des plus communes du genre dans tout le bassin méditerranéen. Facile à identifier, c'est la seule espèce de grande taille (aile antérieure longue de 4,5 à 5 mm chez la femelle, de 4 à 4,5 mm chez le mâle) à être entièrement noire, sans reflet métallique, avec une large tache claire sur le clypeus. Les quelques rares autres espèces noires (sous-genres *Dalyatina* et *Neoceratina*) sont au moins moitié moins grandes. Le tergite 7 du mâle est largement tronqué et non pas pointu et bifide comme chez les autres espèces noires. **Distribution.** Commune partout en Europe jusqu'au 50^e parallèle. **Biologie.** Espèce estivale et qui fait des nids très peuplés, jusqu'à 15 cellules par nid. Très polylectique, elle doit son nom à sa présence fréquente sur les cucurbitacées. **Espèces proches.** Aucune.

2. *Ceratina* (*Ceratina*) *parvula* Smith 1854

Diagnose. *C. parvula* est une espèce très petite et très discrète. Facile à identifier, c'est la plus petite des cératines (longueur de l'aile antérieure inférieure à 2,5 mm), et peut-être même de toutes les abeilles. Elle est entièrement noire, seul le mâle porte une tache claire sur le clypeus, et la tête est entièrement lisse, sans la moindre ponctuation. **Distribution.** Restreinte à la zone thermo-méditerranéenne, en Europe, elle ne s'éloigne guère de plus de 50 km de la côte méditerranéenne, à l'exception peut-être d'une population dans la région de Madrid. On la trouve sur toutes les grandes îles de la méditerranée. C'est la seule cératine présente sur les îles Canaries. **Biologie.** Espèce estivale qui butine à proximité de son site de nidification. Polylectique. Apparemment bivoltine avec une première génération au début de l'été, issue des nids fondés en juin (le cycle de reproduction dure 4 semaines). La seconde génération émerge dans la dernière quinzaine d'août,

voire début septembre. Les exemplaires de cette dernière génération passent l'hiver en hibernaculum pour ressortir au printemps suivant. L'hypothèse d'une reproduction parthénogénétique thélytoque n'est pas à écarter pour cette espèce en France (Le Goff & Terzo, 1999) comme au Maghreb (Daly, 1983) où l'on ne rencontre que des femelles. Les mâles peuvent être très abondants par ailleurs. **Espèces proches.** Les deux autres espèces noires de petite taille (*C. bispinosa* et *C. schwarzi*) ne sont présentes que dans les Balkans. Elles sont plus grandes, nettement plus ponctuées et portent des taches claires étendues sur les tibias antérieurs. Le tergite 7 du mâle de *C. parvula* est tronqué, avec de petites dents latérales, et non pas pointues et bifides comme chez les deux autres espèces noires.

3. *Ceratina (Euceratina) acuta* Friese 1896
4. *Ceratina (Euceratina) albosticta* Cockerell 1931
5. *Ceratina (Euceratina) callosa* (Fabricius 1794)
6. *Ceratina (Euceratina) chalcites* Germar 1839

Diagnose (Photo 74). *C. chalcites* est la plus grande des cératines d'Europe (longueur de l'aile antérieure de 7,5 à 8,5 mm). La cuticule est bleue sombre pour la sous-espèce nominale présente essentiellement en Espagne et en France mais qui s'étend jusqu'en Iran. Elle présente des reflets verts chez la sous-espèce *assoroensis* (Terzo, 1998) présente de l'Italie à l'Iran. Elle est entièrement noire chez la sous-espèce *ebmeri* (Terzo, 1998) présente uniquement dans la région d'Hakkari en Turquie. Le mâle se reconnaît facilement à la présence d'une forte dent sur le sternite 2 (celui de la femelle est bombé). Les taches claires de la femelle sont restreintes au clypeus et aux lobes pronotaux. Chez le mâle, le tergite 7 est longuement pointu à l'apex. Le tibia postérieur porte une longue brosse de soies. Le fémur postérieur porte une courte brosse de soies sur la moitié basale. **Distribution.** De l'Espagne à l'Iran en passant par tous les pays qui bordent la côte nord de la méditerranée. Absente du Maghreb. Vers le nord, pas au-delà des Alpes. Présente en Sicile et en Corse, absente des autres grandes îles méditerranéennes. **Biologie.** Espèce estivale et polylectique. Vu sa grande taille, elle niche plus fréquemment que les autres espèces dans les tiges sèches des ombellifères. **Espèces proches.** La seule espèce qui soit aussi grande que *C. chalcites* est *C. chrysomalla*. Mais cette dernière présente de vifs reflets métalliques dorés et se cantonne à la Turquie, la Grèce et Chypre.

7. *Ceratina (Euceratina) chalybea* Chevrier 1872
8. *Ceratina (Euceratina) chrysomalla* Gerstaecker 1869
9. *Ceratina (Euceratina) cyanea* (Kirby 1802)

Diagnose (Photo 75). *C. cyanea* est l'une des cératines les plus communes du genre dans toute l'Europe. Elle est de petite taille (longueur de l'aile antérieure de 4 à 4,5 mm), à cuticule bleu sombre. La femelle est l'une des rares espèces bleues à n'avoir de tache claire ni sur le clypeus ni sur les lobes pronotaux. La face est très densément ponctuée. Chez le mâle, le tergite 7 est bifide à l'apex et seul le tibia postérieur porte une longue brosse de soies. **Distribution.** C'est la seule espèce présente au delà du 50^e parallèle, jusqu'au sud de la Norvège. **Biologie.** Espèce estivale et polylectique. **Espèces proches.** Parce que la femelle n'a généralement pas d'autres taches claires qu'à la base des tibias, il est facile de la confondre avec *C. nigrolabiata*. Cette dernière est plus méridionale et la face est moins densément ponctuée. Chez le mâle de *C. nigrolabiata*, les dents à l'extrémité du tergite 7 sont fortement émoussées et le tibia postérieur ne porte pas de brosse mais quelques

longues soies éparses. Les quelques rares femelles avec une tache claire sur le clypeus, surtout présentes en Espagne, sont à l'origine de la confusion de l'espèce avec *C. acuta*, une espèce d'Europe de l'Est. Mais la ponctuation diffère chez les deux espèces et le tergite 7 du mâle est pointu et non bidenté chez *C. acuta*.

10. *Ceratina (Euceratina) cypriaca* Mavromoustakis 1949
11. *Ceratina (Euceratina) dallatorreana* Friese 1896
12. *Ceratina (Euceratina) dentiventris* Gerstaecker 1869

Diagnose (Photo 76). *C. dentiventris* est une petite espèce (longueur de l'aile antérieure d'environ 4 mm) d'aspect plus allongé et la tête moins ronde que les autres espèces. Sa couleur métallique est bleutée, parfois verdâtre. La tache claire sur le clypeus de la femelle forme une fine bande longitudinale étroite, parfois absente. Les taches claires sur les genoux s'étendent un peu sur la face dorsale des tibias. Les glandes à cires des tergites 2 et 3 ont une forme en demi-lune caractéristique. Les mâles ont une dent caractéristique sur le sternite 2. Leur tergite 7 est pointu avec l'apex émoussé. **Distribution.** Très thermophile, on la rencontre dans tous les pays qui bordent le nord de la Méditerranée et sur les principales îles à l'exception des Îles Baléares et de Chypre. Elle s'étend vers l'est jusqu'en Turquie et en Géorgie. Au sud de la Méditerranée, elle n'est présente qu'au Maroc et en Tunisie. **Biologie.** Espèce estivale et polylectique. **Espèces proches.** En Europe occidentale, on la confond fréquemment avec *C. dallatorreana* dont la couleur, la taille et la distribution sont semblables. Chez cette dernière, la tache clypéale est plus large, formant un bel ovale allongé. *C. dallatorreana* se reproduit presque exclusivement par parthénogénèse thélytoque, d'où la quasi-totale absence de mâles.

13. *Ceratina (Euceratina) gravidula* Gerstaecker 1869

Diagnose (Photos 77-78). *C. gravidula* est une espèce de bonne taille (longueur de l'aile antérieure d'environ 6 mm), à cuticule bleu sombre. La femelle porte une petite tache claire et imponctuée sur le clypeus. Les lobes pronotaux sont blancs chez les deux sexes. Chez le mâle, le tergite 7 est bifide et émoussé à l'apex et les tibias et fémurs postérieurs portent chacun une longue brosse de soies. **Distribution.** L'espèce est présente depuis le nord de l'Espagne jusqu'en Grèce et la côte occidentale de la Mer Noire, en passant par le midi de la France, l'Italie et la Sicile. **Biologie.** Espèce estivale et polylectique. **Espèces proches.** En Europe, les espèces bleues sombres et de bonnes tailles sont nombreuses : *C. callosa*, *C. chalybea*, *C. Mocsáryi*, *C. nigroaenea*, *C. loewi*, *C. neocallosa*. On distingue les femelles par des caractères tenus de ponctuation de la face et par la forme de la carène hypostomienne plus ou moins développée et arrondie selon les espèces. Les mâles se distinguent à la forme du tergite 7 et à la pilosité des pattes postérieures.

14. *Ceratina (Euceratina) loewi* Gerstaecker 1869
15. *Ceratina (Euceratina) mandibularis* Friese 1896
16. *Ceratina (Euceratina) Mocsáryi* Friese 1896
17. *Ceratina (Euceratina) moricei* Friese 1899
18. *Ceratina (Euceratina) neocallosa* Daly 1983
19. *Ceratina (Euceratina) nigroaenea* Gerstaecker 1869
20. *Ceratina (Euceratina) nigrolabiata* Friese 1896
21. *Ceratina (Euceratina) sakagamii* Terzo 1998

22. *Ceratina (Euceratina) saundersi* Daly 1983
23. *Ceratina (Euceratina) teunissenii* Terzo & Rasmont 1997
24. *Ceratina (Euceratina) zandeni* Terzo 1998
25. *Ceratina (Neoceratina) bispinosa* Handlirsch 1889
26. *Ceratina (Neoceratina) schwarzi* Kocourek 1998
27. *Ceratina (Pithitis) tarsata* Morawitz 1872

Documents de références

Daly, H.V. 1983. Taxonomy and ecology of Ceratinini of North Africa and the Iberian Peninsula (Hymenoptera : Apoidea). *Systematic Entomology*, 8 : 29-62.

Dusmet y Alonso, J. 1923. – Los Apidos de España. VI. Géneros *Xylocopa* Latr. y *Ceratina* Latr. *Memorias de la Real Sociedad Espanola de Historia Natural*, 11 : 269-304.

Friese, H. 1896. Monographie der Bienengattung *Ceratina* (Latr.) (Palearktische Formen). *Természettajzst Fuzetek*, 19 : 34-65.

Hirashima, Y. 1971. Subgeneric classification of the genus *Ceratina* Latreille of Asia and West Pacific, with comments on the remaining subgenera of the world (Hymenoptera, Apoidea). *Journal of the Faculty of Agriculture, Tottori University*, 16/4 : 349-375.

Kocourek, M. 1998. Beiträge zur Kenntnis der Gattung *Ceratina* in der Westpaläarktids und dem turkestanischen Becken (Hymenoptera, Apidae). *Entomofauna (Ansfelden)*, 19/34 : 533-548.

Le Goff, G. & M. Terzo. 1999. Nouvelles observations sur *Ceratina parvula* Smith en France et en péninsule Ibérique (Hymenoptera, Xylocopinae). *Bulletin de la Société entomologique de France*, 104(1) : 53-58.

Rehan, S.M., T.W. Chapman, A.I. Craigie, M.H. Richards, S.J.B. Cooper, M.P. Schwarz 2010. Molecular phylogeny of the small carpenter bees (Hymenoptera : Apidae : Ceratinini) indicates early and rapid global dispersal. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 55 : 1042-1054.

Scheuchl, E. 1995. *Illustrierte Bestimmungstabellen der Wildbienen Deutschlands und Österreichs. Band I : Anthophoridae*. Ed. Erwin Scheuchl, 158 pp.

Terzo, M. 1997. Une nouvelle espèce du genre *Ceratina* en Crète (Hymenoptera: Anthophoridae, Xylocopinae). *Ent. Ber.* 57(6) : 97-100.

Terzo, M. 1998. Annotated list of the species of the genus *Ceratina* (LATREILLE) occurring in the Near East, with descriptions of new species (Hymenoptera: Apoidea: Xylocopinae). *Linzer biol. Beitr.*, 30(2) : 719-743.

Terzo, M. 2000. *Classification phylogénétique des Cératines du monde et monographie des espèces de la région ouest-paléarctique et de l'Asie Centrale (Hymenoptera, Apoidea, Xylocopinae, Ceratina Latreille)*. Thèse de Doctorat, Université de Mons-Hainaut, 263 + XXXIII pp.

Terzo, M. & F.J. Ortiz-Sanchez. 2004. Nuevos datos para las especies de ceratinini de España y Portugal, con una clave para su identificación (Hymenoptera, Apoidea, Xylocopinae). *Graellsia*, 60(1) : 13-26.

Terzo, M. & P. Rasmont. 1996. Redescription de *Ceratina gravidula* Gerstaecker, 1869 et de *C. nigroaenea* Gerstaecker, 1869 (Hymenoptera, Apoidea, Xylocopinae). *Bulletin de la Société Entomologique de France*, 101(1) : 5-12.

Terzo, M., P. Rasmont, J.-C. Verhaeghe & C. Decuyper. 1994. Rearing *Ceratina cucurbitina* (Rossi) (Hymenoptera, Anthophoridae, Xylocopinae). p.530 in : A. Lenoir,

G. Arnold & M. Lepage, *Les Insectes sociaux* ; Paris-Sorbonne, 21-27 août 1994.
Publications de l'Université de Paris-Nord, 583 pp.

Genre *Xylocopa* Latreille 1802

(Apidae, Xylocopinae, Xylocopini)

Étymologie : du grec *xylo-* = bois et *cop-* = tailler, en référence à leur nidification dans le bois.

Noms vernaculaires : les xylocopes ou abeilles perce-bois (Fr), the large carpenter bees (En) (= grosses abeilles charpentières), der Holzbiene (Al) (= abeilles du bois), de houtbijen (Nl) (= abeilles du bois)

Morphologie et diagnose

Les xylocopes sont de très grandes abeilles, à langue longue et à trois cellules submarginales (Figure 201A), la deuxième cellule s'étendant longuement sous la première. Sept espèces appartiennent à la faune européenne, une espèce américaine y a été introduite accidentellement (*X. virginica*) et une espèce d'Afrique subsaharienne y a été observée sans visiblement s'installer durablement (*X. nigrita*). À l'exception de *X. iris*, toutes ces espèces sont plus grandes qu'une reine de bourdon. La face de toutes les xylocopes est plate et large. Leur cuticule est entièrement noire ou brune, sans marque claire à l'exception des mâles de *X. olivieri* dont le clypeus est entièrement jaune et de *X. virginica* dont la face est blanche. *Xylocopa iris*, *X. valga* et *X. violacea* ont tous les trois une cuticule noire, un pelage noir mais très peu abondant, et des ailes noires avec des reflets bleu irisé. Les autres espèces ont un pelage plus coloré, brun, beige, roux, blanc et des ailes hyalines pour la plupart. Chez toutes les femelles, le tibia postérieur porte, à mi-longueur sur la face dorsale, deux fortes dents, précédées ou pas d'une ou deux rangées de dents alignées ou d'une surface bosselée (Figures 201B-E). Leur plateau pygidial forme une épine apicale bordée ou pas de petites dents latérales. Le corps entier est massif et l'abdomen est aplati dorso-ventralement.

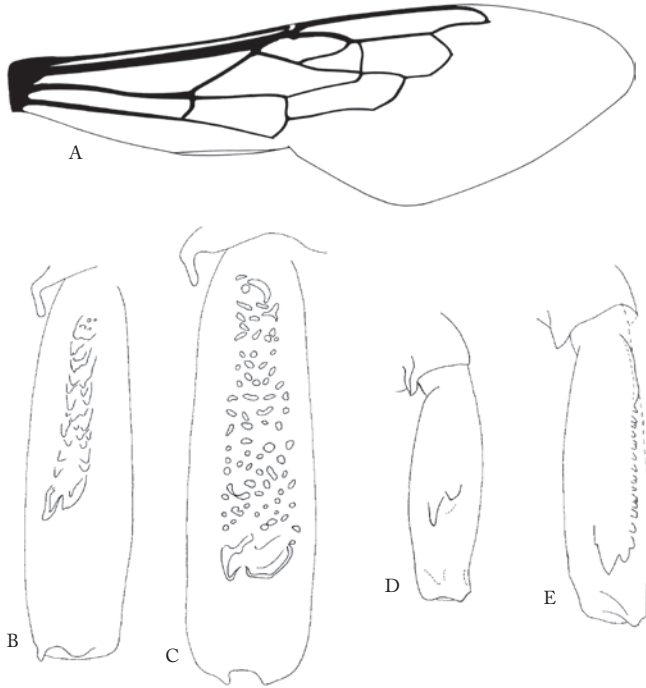


Fig. 201. - Aile antérieure *Xylocopa violacea* (A) et face dorsale du tibia postérieur montrant la carène basitibiale des femelles de *X. violacea* (B), *X. valga* (C), *X. iris* (D) et *X. cantabrita* (E).

Répartition géographique et diversité mondiale

Les xylocopes sont présents et abondants sur tous les continents à l'exception de l'Océanie où leur diversité est moindre. C'est un groupe majoritairement tropical qui apprécie les climats chauds auxquels sa morphologie est adaptée : pelage rare, abdomen aplati. Avec les anthophores, ils occupent ainsi la niche écologique laissée vacante par les bourdons, beaucoup mieux adaptés aux régions plus froides.

Le genre *Xylocopa* est le seul genre de la tribu. On recense environ 200 espèces au monde et seulement 9 en Europe, dont 5 espèces endémiques ou plus ou moins étendue vers l'orient et l'Afrique du nord (*X. valga*, *X. violacea*, *X. iris*, *X. cantabrita*, *X. olivieri*), 2 espèces africaines dont quelques populations semblent s'installer durablement dans le sud de l'Europe (*X. amedaei*, *X. pubescens*), 1 espèce importée accidentellement des Etats-Unis et qui s'est installée en Angleterre (*X. virginica*) et une espèce d'Afrique subsaharienne dont on a retrouvé l'un ou l'autre individu arrivé accidentellement dans le sud de l'Europe mais sans jamais avoir pu observer de population stable (*X. nigrita*).

Biologie

Phénologie. On les rencontre du printemps en automne.

Reproduction. L'accouplement chez les xylocoptes a lieu sur les inflorescences. Chez *X. violacea*, le mâle s'approche et se jette sur une femelle en train de butiner. Si celle-ci ne le repousse pas, la copulation peut durer plusieurs dizaines de secondes. Pendant la copulation, à intervalles réguliers de quelques secondes, le mâle touche les antennes de la femelle avec ses propres antennes, aux niveaux des derniers segments orangés, et émet en même temps un bourdonnement pendant lequel on le voit fortement vibrer de tout son corps.

Nidification. Les xylocoptes sont solitaires et xylicoles. Les grosses espèces nichent dans le bois mort. Elles y creusent une ou plusieurs galeries parallèles au départ d'un orifice unique. Elles y établissent des cellules séparées par des cloisons faites de fibres de bois malaxées. La plus petite espèce, *X. iris*, niche dans de grosses tiges ligneuses d'annuelles desséchées, comme les ombellifères. *Xylocopa olivieri*, comme toutes les espèces du sous genre *Proxylocopa*, niche dans le sol.

Parasitisme. On ne leur connaît pas de cleptoparasite parmi les apoïdes.

Préférences florales. Les xylocoptes sont largement polylectiques mais marquent une nette préférence florale pour les espèces à grande fleur de la famille des légumineuses, des lamiacées, des composées carduées et des liliacées. En France, *X. cantabrita* montre une très nette préférence pour les *Asphodelus*, mais semble moins spécialisée en Espagne et au Maroc.

Conseils de préparation

La taille et la couleur du corps suffit à identifier facilement la plupart des espèces. Seules *X. valga* et *X. violacea* sont toutes deux très grosses et noires. On distingue alors facilement les femelles par la forme des plateaux basitibiaux. Il convient donc de bien dégager la face dorsale du tibia, en rabattant bien les ailes sur le dos de l'animal.

Liste des sous-genres (6) et espèces (8)

1. *Xylocopa (Copoxyla) iris* (Christ 1791) 1758

Diagnose (Figure 201D ; photo 80). C'est la plus petite des espèces à cuticule et pelage noirs et aux ailes noires violacées. Femelle avec, sur la face dorsale du tibia postérieur, deux dents. Mâle avec une bande de pelage gris à l'avant de la face dorsale du thorax.

Distribution. Commune sur tout le pourtour méditerranéen à l'exception de l'Égypte. Vers l'est jusqu'à l'Oural et l'Asie centrale. Vers le nord jusqu'au 50^e parallèle. **Biologie.** Espèce univoltine : d'avril à septembre avec un pic d'abondance en mai pour les mâles et en juillet pour les femelles. Polylectique avec une préférence pour les légumineuses, les lamiées et l'*Eryngium*. Niche dans de grosses tiges ligneuses d'annuelles desséchées, comme les ombellifères. **Espèces proches.** Aucune, vu sa petite taille, parmi les xylocoptes. Par contre, elle est fréquemment confondue avec de grosses abeilles à pelage noir comme *Andrena pilipes* ou *Megachile parietina*. Au Moyen Orient, elle peut aussi être confondue avec d'autres espèces du même sous-genre telle que *X. turanica*.

2. *Xycolopa (Koptorthosma) pubescens* Spinola 1838

Diagnose. Grande espèce immédiatement reconnaissable : la femelle a la cuticule noire avec un pelage jaune vif sur la face dorsale du thorax ; le mâle a un pelage jaune sur tout le corps. Les ailes sont fumées. **Distribution.** Afrique du Nord (du Maroc à l'Égypte), Sahel (Cap Vert, Sénégal, Niger, Cameroun, Ethiopie, Erythrée), Moyen Orient (Israël, Liban, Sud-Est de la Turquie, Iran), Inde. En Europe, elle n'est connue que de quelques stations de l'extrême sud de l'Espagne (Algésiras) et de Grèce (Athènes). Il est également possible que la femelle de *X. caffra* identifiée par Maa dans les collections du Muséum Goulandris et citée par Vicidomini (2006) appartienne en fait à *X. pubescens*. **Espèces proches.** Aucune.

3. *Xycolopa (Proxylcopa) olivieri* Lepelletier 1841

Diagnose. Grande espèce à cuticule brun sombre, aux ailes hyalines et au pelage clair. Femelle avec une simple rangée de dents sur la face dorsale du tibia postérieur. Brosses de récoltes rousses. Mâles avec le clypeus blanc. **Distribution.** De la Grèce, y compris la Crète et Chypre, jusqu'au Moyen Orient et en Iran. **Biologie.** Espèce printanière et estivale. Polylectique avec préférence pour les lamiées, les carduées et les légumineuses. Niche dans le sol. **Espèces proches.** Aucune en Europe. Au Moyen Orient, elle peut être confondue avec les autres espèces du même sous-genre telle que *X. rufa*.

4. *Xycolopa (Rhysoxylocopa) amedaei* Lepelletier 1841

Diagnose. Grande espèce à cuticule brun très sombre, presque noire, aux ailes enfumées et au pelage sombre chez la femelle et brun clair chez le mâle. Femelle avec une simple rangée de dents sur la face dorsale du tibia postérieur. Brosses de récoltes rousses. Mâles avec la face sombre et les pattes brun roux. **Distribution.** Endémique du Maghreb avec une unique station confirmée au Portugal, en Algarve (Moinhos Velhos, Barragem da Bravura). **Biologie.** Niche dans le bois mort, probablement dans le cèdre. **Espèce proche.** *X. cantabrita*.

5. *Xycolopa (Rhysoxylocopa) cantabrita* Lepelletier 1841

Diagnose (Figure 201E). Grande espèce à cuticule brun sombre, aux ailes hyalines et au pelage clair. Femelle avec une simple rangée de dents sur la face dorsale du tibia postérieur. Brosses de récoltes rousses. Mâles avec la face sombre et les pattes rousses. **Distribution.** Endémique de la péninsule ibérique avec une unique population confirmée dans le sud de la France (Var, Massif de la Sainte Baume). **Biologie.** Espèce printanière. Polylectique avec une forte préférence pour les *Asphodelus* en France. Niche dans le bois mort. **Espèce proche.** *X. amedaei*.

6. *Xycolopa (Xylocopa) valga* Gerstaecker 1872

Diagnose (Figure 201C). Grande espèce à cuticule et pelage noirs et aux ailes noires violacées. Femelle avec, sur la face dorsale du tibia postérieur, une plage faite de très nombreux petits tubercules non alignés. Mâle avec les antennes et le pelage entièrement noirs. **Distribution.** Commune dans tous les pays du nord de la Méditerranée, au

Maghreb et en Iran. Vers le nord jusqu'en région parisienne et le sud de l'Allemagne. **Biologie.** Espèce univoltine : d'avril à septembre avec un pic d'abondance en mai pour les mâles et en juillet pour les femelles. Polylectique. Niche dans le bois mort. **Espèces proches.** *X. violacea*.

7. *Xycolopa (Xylocopa) violacea* Linné 1758 –et **planche 10** (mâle et femelle)

Diagnose (Figures 201A-B, Photos 80-81). Grande espèce à cuticule et pelage noirs et aux ailes noires violacées. Femelle avec, sur la face dorsale du tibia postérieur, une double rangée de petites dents. Mâle avec les segments antennaires 11 et 12 orange et avec un pelage gris sur la face dorsale du thorax. **Distribution.** Commune dans tous les pays du nord de la Méditerranée, au Maghreb et en Iran. Vers le nord jusqu'en Scandinavie. Mais l'espèce ne semble pas avoir de population stable au-delà de la Belgique. **Biologie.** Espèce apparemment univoltine : d'avril à septembre avec un pic d'abondance en mai pour les mâles et en juillet pour les femelles. On trouve toutefois un second pic d'abondance pour les deux sexes en octobre. Il s'agit probablement là d'individus qui sorte des nids mais qui ne fondent pas de seconde génération. Polylectique avec une préférence pour les légumineuses à grandes fleurs (genets, gesses...). Niche dans le bois mort. **Espèces proches.** *X. valga*. Au Moyen Orient, elle peut être confondue avec *X. varentzovi*.

8. *Xycolopa (Xylocopoides) virginica* (Linné 1771)

Diagnose. Petite espèce de 20 mm. Mâle et femelle ont la cuticule noire, avec de légers reflets métalliques, un pelage beige clair sur le thorax et le premier tergite abdominal, noir ailleurs, les ailes fumées ; le mâle a la face blanche et de très grands yeux qui se rapprochent fortement sur le vertex. **Distribution.** L'espèce est originaire de tous les états est-américains et canadiens. En Europe, elle s'est implantée en Angleterre, dans le Warwickshire, à proximité du ministère de la défense qui importe de nombreux matériaux en provenance des USA (Falk & Lewington 2015). **Biologie.** Contrairement aux espèces européennes, les femelles peuvent vivre 2 ans et 2 à 3 femelles peuvent occuper un même nid bien qu'une seule ponde (Gerling & Hermann 1978). **Espèces proches.** Aucune.

Espèces accidentelles observées :

Les xylocoptes nichant dans le bois mort, il n'est pas rare que des nids soient ainsi transportés d'un continent à un autre. C'est ce qui explique la présence de *X. virginica* en Angleterre. C'est ce qui explique aussi très probablement la présence dans les collections du musée Goulandris à Athènes de quatre individus appartenant à deux espèces subsahariennes. Vicidomini (2006) y a découvert un couple de *X. (Afroxycopa) nigrita* (Fabricius 1775) capturé entre 1845 et 1875 en Espagne (Cadix) et d'un mâle capturé en Grèce (Zakinthos) par Paolo Magretti. Cette très grande espèce de plus de 30 mm est très facilement reconnaissable : la femelle a la cuticule noire avec un pelage blanc sur la face, les pattes antérieures, les mésopleures et les flancs des tergites abdominaux 2 à 5, noir partout ailleurs, les ailes très sombres ; le mâle a une cuticule brune et un pelage beige à roux sur tout le corps, les ailes hyalines.

Vicidomini (2006) rapporte également la présence d'une femelle de *X. (Koptorthosoma) caffra* (Linné 1767) capturée en Grèce (Zakinthos) par Paolo Magretti, probablement aussi à la fin du 19^e siècle. La femelle est noire avec un pelage

jaune ou blanc sur le métanotum et le premier tergite abdominal. Le mâle est entièrement recouvert d'un pelage jaune.

Aucun autre individu de ces deux espèces facilement reconnaissables n'a été observé depuis plus d'un siècle en Europe. La présence de populations stables en Europe pour ces deux espèces est donc très peu probable.

Documents de références

Dusmet y Alonso, J. 1923. – Los Apidos de España. VI. Géneros *Xylocopa* Latr. Y *Ceratina* Latr. *Memorias de la Real Sociedad Espanola de Historia Natural*, 11 : 269-304.

Falk, S. & R. Lewington. 2015. *Field Guide to the Bees of Great Britain and Ireland*. Ed. Bloomsbury, London, 336 pp.

Greling, D. & H.R. Hermann. 1978. Biology and Mating Behavior of *Xylocopa virginica* L. (Hymenoptera, Anthophoridae). *Behavioral Ecology and Sociobiology*, 3 : 99-111.

Hurd, P. D. & J.S. Moure. 1963. A classification of the large carpenter bees (Xylocopini) (Hymenoptera: Apoidea). *University of California Publications in Entomology*, 29 : 1-365.

Malyshev, S. 1947. The life and instincts of the dwarf carpenter bee, *Xylocopa iris* Christ. *Bulletin de l'Académie des Sciences de l'URSS, Série Biologique*, 1 : 53-77.

Ortiz-Sanchez, F. J. 1989. *Xylocopa cantabrita* Lepeletier, 1841 and *Xylocopa uclesiensis* Pérez, 1901 in the southern Iberian peninsula (Hym. Anthophoridae). *Boletín de la Asociación Española de Entomología*, 13 : 452.

Scheuchl, E. 1995. *Illustrierte Bestimmungstabellen der Wildbienen Deutschlands und Österreichs. Band I: Anthophoridae*. Ed. Erwin Scheuchl, 158 pp.

Terzo, M., S. Iserbyt & P. Rasmont. 2007. Révision des Xylocopinae (Hymenoptera : Apidae) de France et de Belgique. *Annales de la Société entomologique de France (n.s.)*, 43(4) : 445-491.

Terzo, M. & P. Rasmont. 1997. Révision des *Xylocopa* Latreille du sous-genre *Copoxyla* Maa des pays circum-méditerranéens (Hymenoptera, Apoidea). *Bulletin de la Société entomologique de France*, 102(4) : 367-377.

Terzo, M. & P. Rasmont. 2003. *Xylocopa cantabrita* Lepeletier en France (Hymenoptera, Apoidea). *Bulletin de la Société Entomologique de France*, 108(5) : 441-445.

Vicidomini, S. 1997. Bibliografia italiana sulla niologia della tribù Xylocopini (Hymenoptera : Apidae : Xylocopinae : *Xylocopa* Latreille, 1802). *Bollettino del Museo Civico di Storia Naturale di Verona*, 21 : 351-369.s

Vicidomini, S. 2006. Distribuzione della tribù Xylocopini (Hymenoptera: Apidae: Xylocopinae) in Grecia: Species africanesegnalatesull' Isola di Zante. *Annales Musei Goulandris*, 11: 311-314.

Warncke, K. 1982. Die Holzbienen des vorderen Orients (Hym., Apidae). *Linzer Biologische Beiträge*, 14(1) : 23-37.

Famille des Megachilidae

La famille des Megachilidae forme avec les Apidae le groupe des abeilles à langue longue. Les pièces buccales sont donc généralement relativement longues par rapport à la taille du corps (pour plus de détails, voir la partie généralité de cet ouvrage). Les Megachilidae ont aussi la particularité de toujours avoir deux cellules submarginales pour les espèces distribuées en Europe (Figure 202A). Enfin, les femelles des espèces non-cleptoparasites ont une brosse de récolte pour le pollen située sous l'abdomen (Figure 202B). Ces combinaisons de caractères en font une des familles les plus facilement identifiables, y compris sur le terrain.

On recense 25 genres et 456 espèces de Megachilidae en Europe (Rasmont et al. 2017). Ces espèces présentent une variation importante de taille et en comportement de nidification (Michener 2007). Toutes les espèces sont solitaires ou cleptoparasites. Il n'y a pas d'espèces sociales chez les Megachilidae. De nombreuses espèces utilisent des matériaux pour construire en partie ou en totalité leur nid, comme des morceaux de feuilles, de la boue ou encore de la résine. Deux sous-familles sont recensées en Europe : Lithurginae et Megachilinae. Cependant le pattern morphologique est plus facile à distinguer au niveau des 5 tribus recensées en Europe: Anthidiini, Dioxyini, Lithurgini, Osmiini, Megachilini. Les espèces sont donc regroupées par tribu dans le présent catalogue.

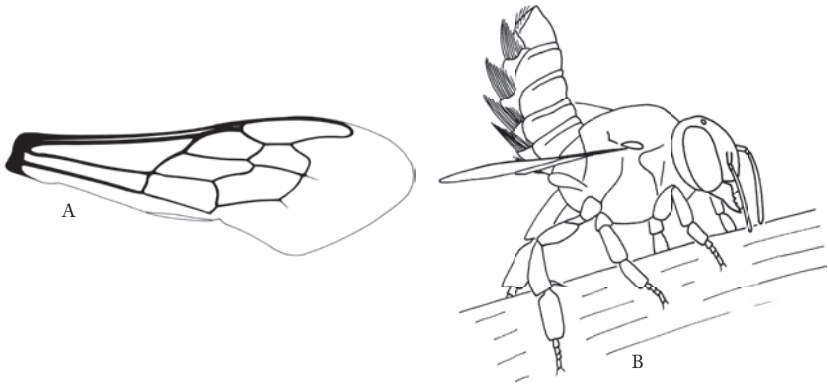


Fig. 202. - *Megachile ericetorum*. A. Aile antérieure avec deux cellules submarginales. B. Femelle avec brosse ventrale.

Sous-famille des Lithurginae, tribu des Lithurgini

Les Lithurgini sont une petite tribu non parasite uniquement représentée en Europe par trois espèces du genre *Lithurgus*. Les Lithurges sont de taille moyenne, et ne présentent pas de maculations jaunes ou de couleur métallique. Les femelles se reconnaissent par leur plateau proéminent à la base du clypeus (Figure 203A). Cette structure est probablement impliquée dans le comportement de nidification. Les mâles possèdent des épines sur le tibia postérieur et un plateau pygidial bien développé sur le tergite 7 (Figures 203B-C).

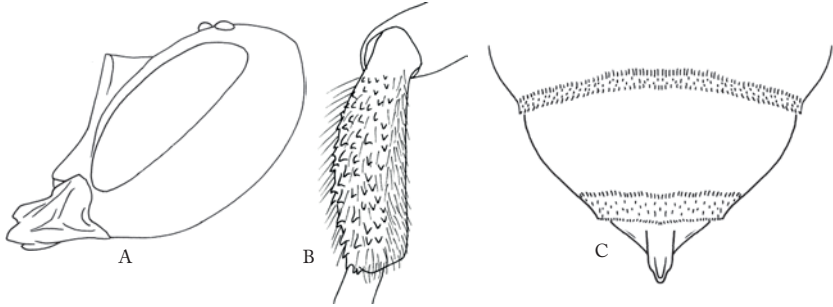


Fig. 203. - *Lithurgus chrysurus*. A. Femelle avec plateau proéminent sur la face. B. Epine sur le tibia postérieur du mâle. C. plateau pygidial sur le tergite 7 du mâle.

Genre *Lithurgus* Latreille 1825

(Megachilidae, Lithurginae, Lithurgini)

Étymologie : du grec *lith-* = la pierre, et *urgus* = ouvrière

Noms vernaculaires : les lithurges (Fr), der Steinbienen (Al) (= les abeilles des pierres)

Morphologie et diagnose

Les lithurges sont des mégachilides de grande taille (jusque 19 mm de long) : langue longue, deux cellules submarginales, femelle avec une brosse de récolte sur la face ventrale de l'abdomen, clypeus non saillant par rapport aux yeux, absence d'arolia sur les pattes mais présence de bandes de soies sur l'abdomen (Michener 2007). On les reconnaît très facilement par leurs mandibules allongées et tridentées alors qu'elles sont larges et avec de nombreuses dents ou avec une large marge masticatoire chez toutes les autres mégachilides non cleptoparasites. La base du clypeus est fortement proéminente chez les femelles (Figure 203A). Les mâles présentent une petite dent à la base du tibia postérieur et un plateau pygidial bien développé sur le tergite 7. Ces derniers sont absents chez toutes les autres mégachilides (Figures 203B-C).

Répartition géographique et diversité mondiale

Le genre *Lithurgus* a une répartition mondiale, de climat tropical à tempéré. On recense deux sous-genres (*Lithurgus* et *Lithurgopsis*) et 25 espèces. La faune européenne comprend seulement le sous-genre nominal et 3 espèces, essentiellement distribué dans les pays du Sud (Espagne, Grèce).

Biologie

Phénologie. Les Lithurges en Europe sont des espèces estivales et univoltines. *Lithurgus chrysurus* commence à voler en mai jusque juillet, alors que *Lithurgus cornutus* vole de juin à août.

Nidification et parasitisme. Les Lithurges nidifient dans des cavités creusées dans du bois mort. Il n'y a pas de tapissage particulier des cellules. Ces nids peuvent être parasités par *Stelis punctulatisissima* and *Stelis simillima* (Banaszak & Romasenko 2001).

Préférences florales. Les lithurges sont spécialisées sur les Carduées essentiellement (chardons, centaurees, ...) et les Malvaceae mais certains espèces sont généralistes.

Liste des sous-genres (1) et espèces (3)

1. *Lithurgus (Lithurgus) chrysurus* Fonscolombe, 1834

Diagnose (Photos 82-83). Cette espèce présente une longueur de 10 à 12 mm. La femelle présente un troisième segment antennaire plus long ou égal à la longueur des quatrième et cinquième segments, la mandibule avec les dents dorsale et ventrale de même taille. Les mâles n'ont pas de soies noires sur le disque des tergites abdominaux. **Distribution.** Cette espèce est présente dans toute la zone ouest-paléarctique, du Maroc au Caucase, et au Nord jusqu'en Allemagne. **Biologie.** Les femelles visitent les Fabaceae et les Asteraceae (Amiet et al. 2004).

2. *Lithurgus (Lithurgus) cornutus* (Fabricius, 1787)

Diagnose (Photo 84). Cette espèce présente une longueur de 15 à 18 mm. La femelle présente un troisième segment antennaire plus court à la longueur des quatrième et cinquième segments, la mandibule avec la dent dorsale nettement plus large que la dent ventrale. Les mâles possèdent des soies noires sur le disque des tergites abdominaux. **Distribution.** La distribution de cette espèce est centrée autour du bassin méditerranéen. A l'Est elle atteint l'Iran et le Caucase. **Biologie.** Les femelles sont polylectiques.

3. *Lithurgus (Lithurgus) tibialis* Morawitz, 1875

Documents de références

Amiet, F., Herrmann, M., Müller, A. and Neumeyer, R. 2004. Apidae 4: *Anthidium*, *Chelostoma*, *Coelioxys*, *Dioxys*, *Heriades*, *Lithurgus*, *Megachile*, *Osmia*, *Stelis*. Centre Suisse de Cartographie de la Faune (CSCF)/Schweizerische Entomologische Gesellschaft (SEG).

Banaszak, J. and Romasenko, L. 2001. *Megachilid bees of Europe (Hymenoptera, Apoidea, Megachilidae)*. Bydgoszcz University, Bydgoszcz.

Van Der Zanden 1986. Die palaarktischen Arten der Gattung *Lithurgus* Latreille, 1825. *Mitteilungen aus dem Zoologischen Museum in Berlin* 62: 53-59.

Sous-famille des Megachilinae, Tribu des Anthidiini

Les Anthidiini sont remarquables grâce à leur coloration souvent tigrée jaune et noir, généralement sans reflet métallique, et avec une pilosité très réduite. Leur taille est assez variable, de 5mm pour les *Anthidiellum* à 20 mm pour certains *Anthidium*. La nervation des ailes est particulière dans la position de la seconde nervure récurrente qui peut être relativement éloignée de la deuxième cubitale transverse (Figure 204A). Les mâles présentent généralement des épines affûtées à l'extrémité de leur abdomen pour

défendre un territoire constitué d'un buisson de fleurs (Figure 204B). On trouve les ~870 espèces d'Anthidiini sur tous les continents mais avec une seule espèce en Australie. Leur comportement de nification est l'un des plus complexe et diversifié de la famille des Megachilidae. Certaines espèces nidifient dans des cavités, dans des coquilles d'escargot, alors que d'autres construisent directement leur nids. Les anthidies utilisent essentiellement de la résine ou du coton comme matériaux de construction.

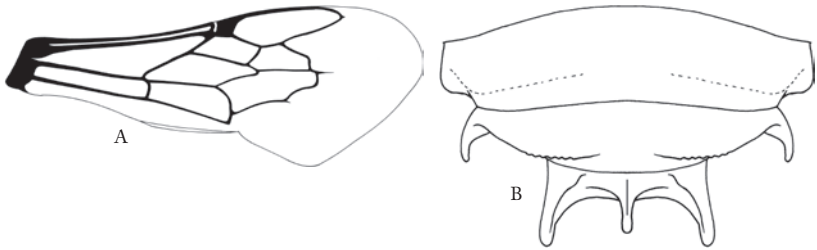


Fig. 204. - A. Aile postérieure d'*Anthidiellum strigatum*.
B. Tergite 7 du mâle d'*Anthidium manicatum*.

La systématique de cette tribu a été relativement instable au niveau générique avec des auteurs qui ont proposé un système très simple avec un seul genre pour toutes les espèces européennes non-cleptoparasites (Warncke 1980) là où d'autres comme Pasteels (1969) ont considéré 47 genres différents pour l'Ancien Monde. Michener (2007) a proposé une taxonomie globale plus cohérente avec 31 genres. Cette proposition a largement été validée par la phylogénie moléculaire développée par Litman *et al.* (2016).

Genre *Afranthidium* Michener 1948

(Megachilidae, Megachilinae, Anthidiini)

Étymologie : anthidies africaines

Noms vernaculaires : les anthidies (Fr), der Wollbienen (Al), de wolbijen (Ni) (= les abeilles lainières), the carder bee (= les abeilles tisseuses).

Morphologie et diagnose

Les *Afranthidium* sont des mégachilides non cleptoparasites relativement petite de 7 à 9 mm en Europe. Elles présentent une langue longue, une brosse ventrale sur l'abdomen, deux cellules submarginales et un clypeus non saillant par rapport aux yeux. Comme la plupart des anthidies, leur cuticule présente de larges taches jaunes sur l'ensemble du corps et la seconde nervure récurrente est postfurcale. Elle se distingue facilement des anthidies des genres *Anthidiellum*, *Rhodanthidium* et *Trachusa* par l'absence d'arolium entre les griffes et des anthidies des genres *Icteranthisidium* et *Pseudoanthidium* par ses axilles arrondis et accolés au scutellum (ils sont légèrement détachés du scutellum chez les *Pseudoanthidium* et en forme de dent chez les *Icteranthisidium*) et du genre *Anthidium* par la marge basale du clypeus et les sutures subantennaires légèrement arquées alors qu'elles sont rectilignes chez ce genre (Figure 205A-B).

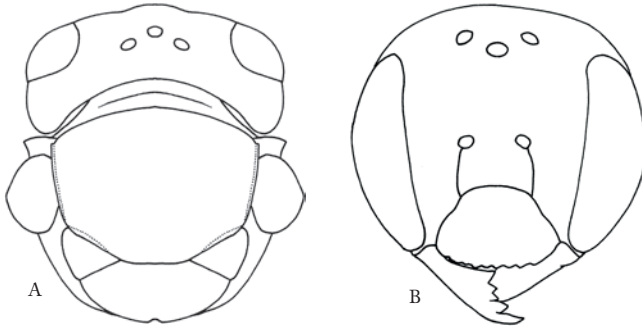


Fig. 205. - *Afranthidium carduele*. A. Tête et mesosoma en vue dorsale avec les axilles arrondis et accolé au scutellum. B. Tête vue de face avec les sutures subantennaires légèrement arquées.

Répartition géographique et diversité mondiale

Selon Litman *et al.* (2016), le genre *Afranthidium* comprend 6 sous-genres (*Afranthidium*, *Capanthidium*, *Domanthidium*, *Mesanthidium*, *Nigranthidium*, *Oranthidium* et *Xenanthidium*). Cette hypothèse est adaptée du système proposé par Michener (2007). La très grande majorité des espèces se trouve uniquement en Afrique sub-saharienne. Les 3 espèces recensées en Europe sont présentes uniquement sur le pourtour méditerranéen (Espagne et Grèce essentiellement).

Biologie

La biologie de ce genre est très peu connue. Les *Afranthidium* volent de mai à juillet. Certaines espèces semblent spécialistes (*A. carduele* et *A. schulthessii*) sur Asteraceae (Ortiz-Sánchez 1990 ; Müller 1996).

Conseils de préparation Les *Afranthidium* se distinguent par les sternites apicaux, les genitalia des mâles et par les dents des mandibules. Il est recommandé de dégager ces structures avant que le spécimen soit rigide.

Liste des sous-genres (1) et espèces (3)

1. *Afranthidium* (*Mesanthidium*) *carduele* (Morawitz, 1876)

Diagnose. Cette espèce présente des tâches jaunes bien développées sur l'ensemble du corps. Warncke (1980) considère *A. malacopygum* (distribué en Espagne et au Magreb) comme une sous-espèce d'*A. carduele*. Ces deux taxons allopatriques sont donc très proches morphologiquement. Ils se distinguent par la ponctuation du vertex et du second tergite qui est plus marquée chez *A. carduele*. **Distribution.** Cette espèce est recensée dans la partie Sud-Est du continent européen, des Balkans jusqu'au Caucase (Warncke 1980). **Biologie.** Elle vole de mai à juillet et collecte du pollen exclusivement sur des plantes de la famille des Asteraceae (Müller 1996, Grace 2010).

2. *Afranthidium* (*Mesanthidium*) *malacopygum* (Gribodo, 1894)

3. *Afranthidium* (*Mesanthidium*) *schulthessii* (Friese, 1897).

Diagnose (Photo T16). *Afranthidium schulthessii* présente une tête et un mésosome entièrement noirs (seules les mandibules ont des tâches jaunes) alors que les deux autres espèces du genre ont des tâches jaunes bien développées sur ces parties du corps.

Distribution. Cette espèce se rencontre en Espagne, au Portugal et au Maroc (Warncke 1980, Ornos et al. 2008). Elle a été recensée à une altitude de 1800 m dans le sud de l'Espagne, mais sa limite est certainement plus élevée (Ornosa & Ortiz-Sánchez 2014).

Biologie. *Afranthidium schulthessii* se rencontre dans les broussailles et les semi-déserts tempérés et méditerranéens. Les femelles semblent oligolectiques sur les astéracées (Ortiz-Sánchez 1990). Ian Cross a signalé l'espèce sur *Asteriscus aquaticus* (Asteraceae) au Portugal. L'espèce vole d'avril à juillet.

Documents de références

Grace, A. 2010. Introductory Biogeography to Bees of the Eastern Mediterranean and Near East. Bexhill Museum, Sussex, U.K.

Litman, J. R., T. Griswold, Danforth B.N. (2016). Phylogenetic systematics and a revised generic classification of anthidiine bees (Hymenoptera: Megachilidae). *Molecular Phylogenetics and Evolution* 100: 183-198.

Michener, D.C. 2007. *The Bees of the World*. The Johns Hopkins University Press, Baltimore.

Müller, A. 1996. Host plant specialization in western palearctic Anthidiini bees. *Ecological Monographs* 66(2): 235-257.

Ornosa, C., Ortiz-Sánchez, F.J. and Torres, F. 2008. Catálogo de los Megachilidae del Mediterráneo Occidental (Hymenoptera, Apoidea). III. Anthidiini y Dioxyini. *Graellsia* 64(1): 61-86.

Ornosa, C. & Ortiz Sánchez, F.J. 2014. *Afranthidium schulthessii*. The IUCN Red List of Threatened Species 2014: e.T19199273A21142196.

Ortiz-Sánchez, F.J. 1990. Contribución al conocimiento de las abejas del género *Anthidium* Fabricius, 1804 en Andalucía (Hym., Apoidea, Megachilidae). *Boletín de la Asociación española de Entomología* 14: 251-260.

Pasteels, J. J. (1969). La systématique générique et subgénérique des Anthidiinae (Hymenoptera, Apoidea, Megachilidae) de l'Ancien Monde. *Mémoire de la Société Royale d'Entomologie Belgique*, 31: 1-148.

Warncke, K. 1980. Die Bienengattung *Anthidium* Fabricius, 1804 in der Westpaläarktis und im turkestanischen Becken. *Entomofauna* 1(10): 119-210.

Genre Anthidiellum Cockerell 1904

(Megachilidae, Megachilinae, Anthidiini)

Etymologie : les petites anthidies

Noms vernaculaires : l'anthidie naine (Fr), de klein harsbijen (NL) (= les petites abeilles à résine), resin bee (En).

Morphologie et diagnose

Les *Anthidiellum* sont des petites mégachilides non cleptoparasites d'environ 5 mm. Comme la plupart des anthidies, leur cuticule présente de larges taches jaunes sur l'ensemble du corps et la seconde nervure récurrente est postfurcale. Ils se distinguent facilement des autres anthidies des genres *Afranthidium*, *Anthidium*, *Icterantheidium* et *Pseudoanthidium* par la présence d'un arolium entre les griffes, et des anthidies des genres *Rhodanthidium* et *Trachusa* par la forme particulière de leur scutellum. Ce dernier est allongé vers l'arrière, avec les côtés anguleux ce qui lui donne une forme subrectangulaire (Figure 206A). Chez les mâles, le tergite 7 ne présente pas d'épine bien développée (Figure 206B).

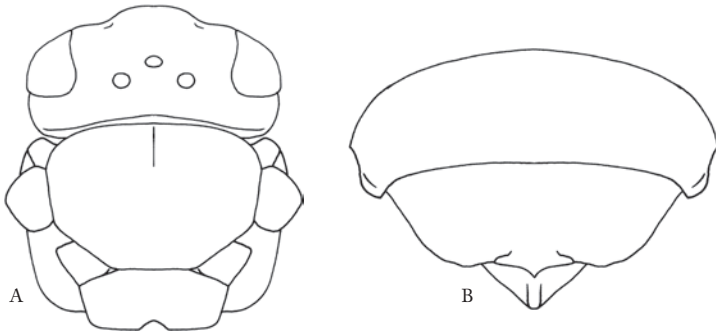


Fig. 206. - *Anthidiellum strigatum*. A. Tête et mesosoma en vue dorsale avec le scutellum de forme subrectangulaire. B. Apex de l'abdomen du mâle avec les tergites sans dent latérale.

Répartition géographique et diversité mondiale

Le genre *Anthidiellum* est recensé partout dans monde (Michener 2007). Sept sous-genres et 44 espèces sont reconnus par Michener (2007). Deux espèces d'anthidie naine faisant partie du sous-genre nominal sont recensées en Europe. *Anthidiellum strigatum* est une espèce relativement commune alors qu'*Anthidiellum brevisculum* est plus rare et voit sa distribution limitée au Sud du continent.

Biologie

Les anthidies naines sont univoltines, solitaires et nichent hors sol. Elles confectionnent des cellules presque entièrement constituées de résine, et collées à un support végétal ou minéral. Le cleptoparasite connu est *Stelis signata*. Les femelles d'*Anthidiellum* sont généralistes mais *A. strigatum* présente une forte préférence pour les légumineuses (surtout *Lotus corniculatus*) (Müller 1996).

Liste des sous-genres (1) et espèces (2)

1. *Anthidiellum (Anthidiellum) brevisculum* (Pérez, 1890)
2. *Anthidiellum (Anthidiellum) strigatum* (Panzer, 1805)

Diagnose (Photo 85). Cette espèce est relativement petite (5mm). Comparé à la seule autre espèce du genre en Europe, l'apex des sternites des femelles n'a pas de dent. Par contre, le sternite 6 du mâle se termine par une longue dent (Warncke 1980). **Distribution.** Cette espèce est recensée dans la majeure partie de l'Europe, de la méditerranée jusqu'en Finlande. Elle est aussi présente en Afrique du Nord et en Asie (Caucase, Iran, Russie). **Biologie.** *Anthidiellum strigatum* vole de mai à septembre. On la trouve dans une grande diversité d'habitat, des forêts boréales au semi-désert. L'espèce est généraliste mais semble localement se spécialiser sur les Fabaceae.

Documents de références

Michener, D.C. 2007. *The Bees of the World*. The Johns Hopkins University Press, Baltimore.

Müller, A. 1996. Host plant specialization in western palearctic Anthidiini bees. *Ecological Monographs* 66(2): 235-257.

Warncke, K. 1980. Die Bienengattung *Anthidium* Fabricius, 1804 in der Westpaläarktis und im turkestanischen Becken. *Entomofauna* 1(10): 119-210.

Genre *Anthidium* Fabricius 1804

(Megachilidae, Megachilinae, Anthidiini)

Étymologie : du grec *antho-* = la fleur et *dia-* = à travers; selon Friese du grec *antho-* = la fleur et *eithos* = la vue

Noms vernaculaires : les anthidies (Fr), der Wollbienen (Al), de wolbijen (Nl) (= les abeilles lainières), the carder bee (= les abeilles tisseuses).

Morphologie et diagnose

Les *Anthidium* sont des mégachilides non cleptoparasites de 6 à 18 mm : langue longue, femelles avec une brosse ventrale sur l'abdomen, deux cellules submarginales, clypeus non saillant par rapport aux yeux. Comme la plupart des anthidies, leur cuticule présente de larges taches jaunes sur l'ensemble du corps et la seconde nervure récurrente est postfurcale. C'est un des seuls genres d'abeilles où les mâles sont largement plus grands que les femelles. Cette différence est due à leur comportement territorial agressif et à la polyandrie des femelles (Lampert *et al.* 2014). Les *Anthidium* se distinguent des genres *Anthidiellum*, *Rhodanthidium* et *Trachusa* par l'absence d'arolium entre les griffes et des anthidies des genres *Afrantheidium*, *Icteranthidium* et *Pseudoanthidium* par ses axilles arrondis et par la marge basale du clypeus et les sutures subantennaires rectilignes alors qu'elles sont courbées chez les autres genres (Figures 207A-B). La forme du metasoma est aussi assez caractéristique, avec des marges qui sont parallèles. Les mâles présentent des épines courbées sur les côtés du tergite 7 qui sont utilisées dans la défense de leur territoire (Figure 204B).

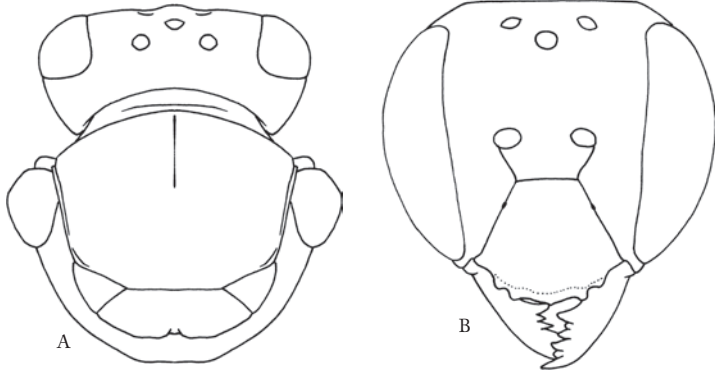


Fig. 207. - *Anthidium manicatum*. A. Tête et mesosoma en vue dorsale avec les axilles arrondis et collés. B. Tête vue de face avec les sutures subantennaires droites.

Répartition géographique et diversité mondiale

Incluant 7 sous-genres et 102 espèces, le genre *Anthidium* est recensé partout dans le monde sauf en Australie (Michener 2007). Il est relativement peu diversifié en Afrique et en Europe. Sur notre continent on recense 3 sous-genres et 17 espèces (Rasmont et al. 2017).

Biologie

Les *Anthidium* sont univoltine et estivale. Les femelles font leur nid dans des cavités pré-existantes (sol, bois, tige) et y aménagent des cellules avec des trichomes de plantes (Westrich 1989). *Stelis punctulatissima* a été recensé comme parasite d'*Anthidium manicatum* et *A. oblongatum* (Amiet et al. 2004). Müller (1996) a étudié les choix floraux de 14 espèces recensées en Europe sur base du pollen présent dans la brosse de récolte des femelles. En règle générale les *Anthidium* apprécient particulièrement les familles de plantes à corolle profonde comme les Fabaceae et les Lamiaceae mais aussi les Asteraceae. Certaines espèces sont considérées comme strictement spécialistes : *A. montanum* sur Fabaceae ; *A. diadema*, *A. spiniventre* et *A. wustneii* sur Asteraceae ; *A. caspicum* sur Campanulaceae. D'autres espèces comme *A. punctatum* ou *A. dalmaticum* ont des préférences marquées pour les Fabaceae et les Lamiaceae respectivement. Enfin il y a aussi des espèces très généralistes comme *A. septemspinosum*.

Conseils de préparation

Les *Anthidium* présentent des ornementsations sur le côté des tergites, il s'agit donc de bien dégager le metasoma pour les exposer. Il est aussi utile d'ouvrir les mandibules.

Liste des sous-genres (3) et espèces (17)

1. *Anthidium (Anthidium) caspicum* Morawitz, 1880
2. *Anthidium (Anthidium) cingulatum* Latreille, 1809
3. *Anthidium (Anthidium) dalmaticum* Mocsáry, 1884
4. *Anthidium (Anthidium) diadema* Latreille, 1809
5. *Anthidium (Anthidium) florentinum* (Fabricius, 1775)

Diagnose (Photos 86-87). Le sous-genre *Anthidium* se distingue par une forte crête sur la mandibule. Les femelles de cette espèce ont des dents sur les côtés des tergites alors qu'ils sont arrondis chez *A. manicatum* (Warncke 1980). Les mâles ont une pilosité sur les tergites 1-3 et le tergite 5 est denté. **Distribution.** Cette espèce est présente partout en Afrique du Nord et en Europe du Sud. Elle devient plus rare vers le Nord. Elle est absente de Scandinavie et du Royaume-Uni (Warncke 1980). **Biologie.** On trouve *A. florentinum* dans des habitats très variés comme les forêts boréales et les prairies tempérées. Les femelles collectent, de juin à octobre, du pollen sur une grande variété de plantes avec une préférence pour les Fabaceae, Lamiaceae et Rosaceae (García-González and Ornos 1999).

6. *Anthidium (Anthidium) loti* Perris, 1852

7. *Anthidium (Anthidium) manicatum* (L., 1758)

Diagnose (Photos 88-89). Le corps d'*Anthidium manicatum* est relativement long, de 11 à 13mm pour les femelles, et de 14 à 17mm pour les mâles. L'espèce la plus proche, *A. punctatum*, est plus petite (6 à 8 mm pour les femelles et 8 à 10 mm pour les mâles). Les tergites des mâles présentent des tâches jaunes sur le côté (sauf le tergite 7 qui est totalement noir) et une bande de soies brunes à l'apex et sur les marges. Le clypeus des femelles est en grande partie jaune. Le tergite 5 du mâle ne présente pas de dent. **Distribution.** Cette espèce est l'une des plus communes du genre. Elle est présente partout en Europe, y compris au Royaume-Uni et en Scandinavie. On la trouve aussi en Afrique du Nord et en Asie. Elle a été introduite accidentellement en Amérique du Nord, en Nouvelle-Zélande, en Argentine et au Brésil où elle est rapidement devenue invasive. **Biologie.** On a recensé cette espèce de mars à septembre dans des habitats forestiers et ouverts. Elle peut être commune dans les jardins. Les femelles utilisent les trichomes des plantes pour nidifier, *Stachys byzantina* est particulièrement appréciée. Elle est très polylectique comme la plupart des espèces invasives (Müller 1996).

8. *Anthidium (Anthidium) montanum* Morawitz, 1864

9. *Anthidium (Anthidium) punctatum* Latreille, 1809

Diagnose (Photos 90-91). *Anthidium punctatum* présente des tâches jaunes moins développées que les autres espèces communes, ce qui lui donne un aspect général plus sombre. La tête des femelles est complètement noire. Les dents du tergite 7 du mâle sont relativement petites, et les taches des tergites sont blanc-jaunâtres. **Distribution.** Cette espèce a une distribution paléarctique, y compris l'Afrique du Nord. Au Nord de sa distribution européenne elle atteint la Norvège et la Suède (Warncke 1980). Elle a aussi été introduite en Equateur. **Biologie.** La phénologie est un peu plus courte que les autres espèces. Elle vole de mai à juillet. Les femelles collectent du pollen sur une grande variété de famille de plante, dans de nombreux types d'habitats, y compris les habitats tropicaux où elle a été introduite.

10. *Anthidium (Anthidium) septemspinum* Lapeletier, 1841

11. *Anthidium (Anthidium) spiniventre* Friese, 1899

12. *Anthidium (Anthidium) taeniatum* Latreille, 1809

13. *Anthidium (Gulanthidium) rotundum* Warncke, 1980

14. *Anthidium (Proanthidium) oblongatum* (Illiger, 1806)

Diagnose (Photos 92-93). Les espèces du sous-genre *Proanthidium* présentent une carène élevée sur le pronotum pour former une lamelle. Les femelles *Anthidium oblongatum* présentent une petite dent aux angles postérieurs du scutellum. **Distribution.** Cette espèce est commune dans toute la région paléarctique. Elle a aussi été introduite aux USA. **Biologie.** Sa phénologie s'étale de mai à octobre. Ses choix floraux sont très variés (Müller 1996).

15. *Anthidium (Proanthidium) undulatifforme* Friese, 1917
16. *Anthidium (Proanthidium) undulatum* Dours, 1873
17. *Anthidium (Proanthidium) wustneii* Mocsáry, 1887

Documents de références

Amiet, F., Herrmann, M., Müller, A. and Neumeyer, R. 2004. Apidae 4: *Anthidium*, *Chelostoma*, *Coelioxys*, *Dioxys*, *Heriades*, *Lithurgus*, *Megachile*, *Osmia*, *Stelis*. Centre Suisse de Cartographie de la Faune (CSCF)/Schweizerische Entomologische Gesellschaft (SEG).

García-González, F. and Ornos, C. 1999. Comportamiento territorial asociado a la poliginia de defensa del recurso en *Anthidium florentinum* (Fabricius, 1775) (Hymenoptera, Megachilidae). Boletín de la Asociación española de Entomología 23(1-2): 41-51.

Lampert, K. P., Pasternak, V., Brand, P., Tollrian, R. and Leese, F. 2014. "Late" male sperm precedence in polyandrous wool-carder bees and the evolution of male resource defence in Hymenoptera. *Animal Behaviour*, 90: 211-217.

Michener C.D. & T. Griswold, 1994. The Classification of Old World Anthidiini. *The University of Kansas Science Bulletin*, 55(9): 299-327.

Müller, A. 1996. Host plant specialization in western palearctic Anthidiini bees. *Ecological Monographs* 66(2): 235-257.

Rasmont P., Devalez Y., Pauly A., Michez D., Radchenko V. 2017. Addition to the checklist of IUCN European wild bees (Hymenoptera: Apoidea). *Annales de la Société entomologique de France (n.s.)*, 53 (1) : 17-32.

Warncke K., 1980. Die Bienengattung *Anthidium* Fabricius, 1804, in der Westpaläarktis und im turkestanischen Becken. *Entomofauna*, 1:119-209.

Genre *Eoanthidium* Popov 1950

(Megachilidae, Megachilinae, Anthidiini)

Étymologie : Du grec *Eo-* = ancien.

Noms vernaculaires : Comme ces espèces ne sont pas présents dans le Nord de l'Europe, elles n'ont pas de nom vernaculaire en français, anglais, allemand ou néerlandais.

Morphologie et diagnose

Les *Eoanthidium* sont des mégachilides non cleptoparasites de 8 à 10 mm : langue longue, femelles avec une brosse ventrale sur l'abdomen, deux cellules submarginales, clypeus non saillant par rapport aux yeux (Michener 2007). Leur cuticule présente de larges taches jaunes sur l'ensemble du corps, y compris le métasome qui présente des

bandes jaunes interrompues au centre. Elle se distingue facilement des anthidies des genres *Afranthidium*, *Anthidium*, *Icteranthidium* et *Pseudoanthidium* par la présence d'un arolium entre les griffes et des genres *Anthidiellum*, *Rhodanthidium* et *Trachusa* par une fosse antennaire avec la marge interne fortement carénée. Chez les femelles, le sternite 6 présente un épaississement ou des dents en bordure préapicale (parfois seulement latéralement). Chez les deux sexes le scutellum est arrondi.

Répartition géographique et diversité mondiale

Michener (2007) mentionne 4 sous-genres (*Clistanthidium*, *Eoanthidium*, *Hemidiellum* et *Salemanthidium*) et 14 espèces pour le monde. Deux sous-genres et 4 espèces sont recensés en Europe, toutes dans le Sud-Est du continent (Balkans, Chypre et Grèce).

Biologie

Les espèces du genre *Eoanthidium* volent de mai à octobre (Mavromoustaki 1960) et peuvent être bivoltines (Standfuss *et al.* 2003). Les choix floraux semblent diversifiés (Mavromoustaki 1960) même si peu de choses sont connues sur ce genre. Müller (1996) mentionne *E. chypeare* comme spécialiste sur le genre *Allium*, *E. judaense* et *E. insulare* comme généralistes.

Conseils de préparation

Les génitalia ont des formes spécifiques. Il vaut mieux les extraire.

Liste des sous-genres (2) et espèces (4)

1. *Eoanthidium* (*Clistanthidium*) *nasicum* (Fries, 1917)
2. *Eoanthidium* (*Eoanthidium*) *chypeare* (Morawitz, 1873)
3. *Eoanthidium* (*Eoanthidium*) *insulare* (Morawitz, 1873)

Diagnose (Photo T17). La carène de la fosse antennaire est relativement peu développée mais bien présente. Le dernier sternite des femelles présente trois dents. Les mâles ont des dents latérales à l'apex des tergites et les dents du sternite 6 de forme presque carrée (Warncke 1980). **Distribution.** En Europe, cette espèce est connue de Croatie, de Grèce (continentale et insulaire) et de Chypre. Elle s'étend à l'Est jusque l'Iran (Warncke 1980). **Biologie.** La phénologie s'étend de mai à octobre, avec deux générations (Standfuss *et al.* 2003). Les choix floraux sont variés : Asteraceae, Caprifoliaceae and Lamiaceae (les genres *Lavandula*, *Carthamus*, *Centaurea* et *Cephalaria*, et les espèces *Carlina involucrate*, *Ballota undulate*, *Satureia thymbra* et *Thymus capitatus*) (Mavromoustakis 1960, Müller 1996, Grace 2010).

4. *Eoanthidium* (*Eoanthidium*) *judaense* (Mavromoustakis, 1945)

Documents de références

Grace, A. 2010. Introductory Biogeography to Bees of the Eastern Mediterranean and Near East. Bexhill Museum, Sussex, U.K.

Mavromoustakis, G.A. 1960. A contribution to our knowledge of the bees (Hymenoptera, Apoidea) of the Island of Rhodos (Greece). Part I. *The Annals and Magazine of Natural History* 13 (2): 281-302.

Michener, C. D. (2007). *The bees of the world, second edition*. Baltimore, The Johns Hopkins University Press.

Michener C.D. & T. Griswold, 1994. The Classification of Old World Anthidiini. *The University of Kansas Science Bulletin*, 55(9): 299-327.

Müller, A. 1996. Host plant specialization in western palearctic Anthidiini bees. *Ecological Monographs* 66(2): 235-257.

Standfuss, K., Standfuss, L. and Schwarz, M. 2003. Zur aktuellen Bienenfauna der Ölbaumzone in SO-Thessalien/Griechenland (Hymenoptera: Apoidea: Apiformes) – 1. Megachilidae. *Entomofauna (Ansfelden)* 24: 293-304.

Warncke K., 1980. Die Bienengattung *Anthidium* Fabricius, 1804, in der Westpaläarkt und im turkestanischen Becken. *Entomofauna*, 1:119-209.

Genre *Icteranthidium* Michener 1948

(Megachilidae, Megachilinae, Anthidiini)

Etymologie : du grec *icter* = jaunisse

Noms vernaculaires : les anthidies jaunes (Fr)

Morphologie et diagnose

Les *Icteranthidium* sont des mégachilides non cleptoparasites de grande taille (jusque 15 mm). Comme la plupart des anthidies, leur cuticule présente de larges taches jaunes sur l'ensemble du corps et la seconde nervure récurrente est postfurcale. Elles se distinguent facilement des anthidies des genres *Anthidiellum*, *Rhodanthidium* et *Trachusa* par l'absence d'arolium ou de soies entre les griffes et des anthidies des genres *Anthidium*, *Afranidium* et *Pseudoanthidium* par leurs axiles en forme de dent (Figure 208A). Le lobe pronotal est surmonté d'une très large et haute lamelle translucide (Figure 208A). Le clypéus est 1,5 fois plus large à l'apex qu'à la base (Figure 208B). La mandibule des femelles présentent 4 dents séparées par des concavités peu marquées.

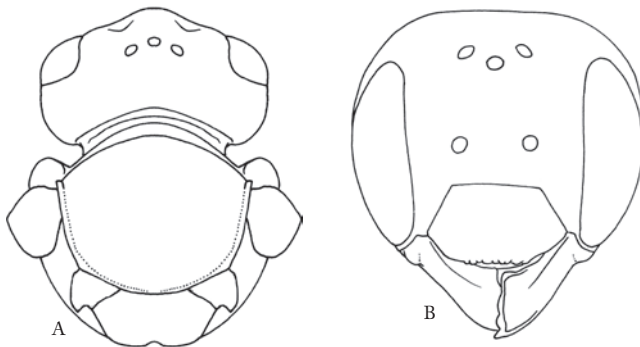


Fig. 208. - *Icteranthidium laterale*. A. Tête et mésosome en vue dorsale.
B. Tête vue de face.

Répartition géographique, diversité mondiale et biologie

Le genre *Icteranthidium* est relativement peu diversifié avec 25 espèces dans le monde dont 5 espèces en Europe (Michener 2007 ; Warncke 1980). Il présente une distribution paléarctique, du Portugal à la Mongolie, et africaine, autour du Sahel (Engel *et al.* 2013). Il est plus abondant en Asie centrale. Les espèces sont univoltines et estivales. Elles nichent hors sol et confectionnent des cellules en résine, collées à une paroi. Il n'a pas de cleptoparasite connu. Les choix floraux sont peu connus mais elles sont probablement polylectiques avec une certaine préférence pour les Carduées dans le cas d'*I. laterale* et pour les *Eryngium* dans le cas de *I. grobmanni* (Müller 1996)

Conseils de préparation

Il est conseillé de dégager les ornements sur le côté des tergites. Il est aussi utile d'ouvrir les mandibules.

Liste des sous-genres (1) et des espèces (5)

1. *Icteranthidium (Icteranthidium) cimbiciforme* (Smith, 1854)
2. *Icteranthidium (Icteranthidium) ferrugineum* (Fabricius, 1787)
3. *Icteranthidium (Icteranthidium) grobmanni* (Spinola, 1838)
4. *Icteranthidium (Icteranthidium) laterale* (Latreille, 1809)

Diagnose (Photo 94). Le vertex est relativement long (4 longueur d'ocelles). Le mesonotum et la face sont noirs alors qu'ils sont en partie jaunes chez les autres espèces. Le clypeus est partiellement jaune. **Distribution.** *Icteranthidium laterale* est présent principalement dans le Sud de l'Europe (Balkans, Bulgarie, France, Portugal, Ukraine). Il est aussi présent au Maroc, au Proche-Orient et en Sibérie (Warncke 1980). **Biologie.** Cette espèce vit dans des habitats ouverts comme des zones sableuses faiblement boisées, de type steppique (Bogusch & Straka 2014). Les femelles collectent de la résine pour confectionner leur nid dans des cavités préexistantes de sol sableux. Müller (1996) décrit cette espèce comme généraliste avec une préférence pour les Carduaceae (Asteraceae).

5. *Icteranthidium (Icteranthidium) ovasi* (Warncke, 1980)

Documents de références

- Bogusch, P. & Straka, J. 2014. *Icteranthidium laterale*. The IUCN Red List of Threatened Species 2014: e.T19198458A21146439.
- Engel, M. S., A. S. Alqarni, et al. 2013. A preliminary list of bee genera in the Kingdom of Saudi Arabia (Hymenoptera: Apoidea). *Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences* 12(1): 85-89.
- Michener, C. D. 2007. *The bees of the world, second edition*. Baltimore, The Johns Hopkins University Press.
- Müller, A. 1996. Host plant specialization in western palearctic Anthidiini bees. *Ecological Monographs* 66(2): 235-257.
- Warncke K., 1980. Die Bienengattung *Anthidium* Fabricius, 1804, in der Westpaläarkt und im turkestanischen Becken. *Entomofauna*, 1:119-209.

Genre *Pseudoanthidium* Friese 1898

(Megachilidae, Megachilinae, Anthidiini)

Étymologie : du grec *pseudo-* = faux (qui ressemble)

Noms vernaculaires : les anthidies (Fr), der Wollbienen (Al), de wolbijen (Nl) (= les abeilles lainières), the carder bee (= les abeilles tisseuses).

Morphologie et diagnose

Les *Pseudanthidium* sont des mégachilides non cleptoparasites de petite taille (7-9 mm) : langue longue, femelle avec une brosse ventrale sur l'abdomen, deux cellules submarginales, clypeus non saillant par rapport aux yeux (Michener 2007). Comme la plupart des anthidies, leur cuticule présente de larges taches jaunes sur l'ensemble du corps et la seconde nervure récurrente est postfurcale. Elles se distinguent facilement des anthidies des genres *Anthidiellum*, *Trachusa* et *Rhodanthidium* par l'absence d'arolium ou de soies entre les griffes et des anthidies des genres *Afranthidium*, *Anthidium* et *Icteranthidium* par leurs axiles arrondis et légèrement détachés du scutellum (en forme de dent chez les *Icteranthidium*, accolés au scutellum chez les *Anthidium* et les *Afranthidium*) (Figure 209A), par la marge basale du clypeus et les sutures subantennaires fortement arquées alors qu'elles sont rectilignes chez le genre *Anthidium* et peu arquées chez les *Afranthidium* (Figure 209B). Par ailleurs, chez les mâles, le tergite 7 a la marge apicale simplement arrondie ou profondément échancrée et le tergite 6 avec la marge apicale simple, arrondie ou légèrement crénelée latéralement (Figures 209C-D). Le genre le plus similaire est le genre *Afranthidium* mais on peut le distinguer des *Pseudoanthidium* par les caractères supplémentaires suivants qui sont rarement présents chez les *Afranthidium* : ponctuation uniforme sur les tergites, lobe pronotal étroitement lamellé, tibia postérieur tuberculé, tergite 6 des mâles sans dent latérale, sternite 3 des mâles avec des soies modifiées (Litman *et al.*, 2016).

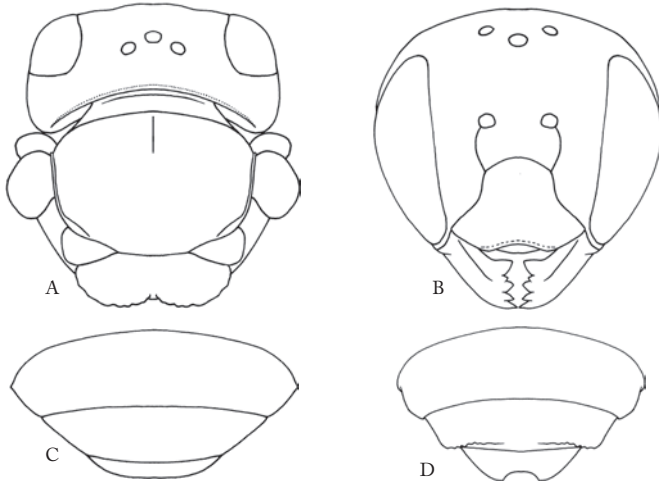


Fig. 209. - *Pseudoanthidium cribratum* et *P. reticulatum*. A-C. Tête et mesonotum en vue dorsale, tête vue de face, et extrémité du metasoma du mâle en vue dorsale de *P. cribratum*. D. Extrémité du metasoma du mâle en vue dorsale de *P. reticulatum*.

Répartition géographique, diversité mondiale et biologie

Selon Litman et al. (2016), le genre *Pseudoanthidium* comprend 12 sous-genres (*Branthidium*, *Exanthidium*, *Gnathanthidium*, *Immanthidium*, *Mesanthidiellum*, *Micranthidium*, *Neanthidium*, *Pseudoanthidium*, *Royanthidium*, *Semicarinella*, *Tuberanthidium* et *Zosteranthidium*) et une soixantaine d'espèces. Il est distribué dans l'Ancien monde (Paléarctique et Afrique) mais la plupart des sous-genres sont endémiques de l'Afrique. Ces anthidies sont univoltines, solitaires et rubicoles. Les cellules sont séparées par des fibres duveteuses récoltées sur les plantes. Les cleptoparasites connus sont *Stelis ornatula* et *Stelis punctulatissima*. Beaucoup d'espèces sont connues pour être oligolectiques sur composées carduées (ex : *Centaurea*).

Conseils de préparation

Il est conseillé de dégager les ornements sur le côté des tergites. Il est aussi utile d'ouvrir les mandibules.

Liste des sous-genres (3) et espèces (9)

1. *Pseudoanthidium (Exanthidium) eximium* Giraud, 1863

Diagnose. Le sous-genre est caractérisé par une petite taille (7-9 mm). Les tâches jaunes sont présentes sur la tête, le mesosoma et le metasoma. Le scutellum est tronqué et anguleux latéralement. Le tergite 5 des femelles a une paire de petits lobes brillants. Le tergite 7 des mâles est profondément bilobé (Michener 2007). **Distribution.** Cette espèce a une distribution ouest-paléarctique, de l'Espagne à l'Iran (Ornosa Ortiz Sánchez 2014). **Biologie.** Cette espèce est recensée dans les habitats tempérés et méditerranéens (maquis et prairies), les semi-déserts et les zones de pâtures. Les femelles sont généralistes et ont été observées récoltant du pollen sur les Apiaceae, Asteraceae et les Lythaceae (Ornosa and Martínez 1995, Müller 1996, Grace 2010).

2. *Pseudoanthidium (Pseudoanthidium) alpinum* Morawitz 1874
3. *Pseudoanthidium (Pseudoanthidium) canariense* (Mavromoustakis, 1954)
4. *Pseudoanthidium (Pseudoanthidium) cribratum* (Morawitz, 1875)

Diagnose. Le sous-genre contient des petites espèces (6-8mm). Les tâches sur les tergites sont interrompues au centre. Le lobe du protonum présente une lamelle (Michener 2007). Le scutellum est émarginé au centre (Figure 209A). Les mâles présentent un peigne de soies sur chaque côté du sternum 5. **Distribution.** Cette espèce est présente au Sud-Est de l'Europe (Grèce), au proche orient et en Iran (Stanec 1968). **Biologie.** *Pseudoanthidium cribratum* vit dans des maquis méditerranéens. Il vole de mai à juillet et a été observé sur des Centaurées (Grace 2010).

5. *Pseudoanthidium (Pseudoanthidium) nanum* (Mocsáry, 1881)
6. *Pseudoanthidium (Pseudoanthidium) scapulare* (Latreille, 1809)

Diagnose (Photo T18). *Pseudoanthidium scapulare* est petite (8mm). Les femelles présentent un clypéus recouvert à la base d'une pilosité. Le basitarse postérieur des mâles est faiblement pileux, laissant apparaître la cuticule, et leur mésonotum est densément ponctué. **Distribution.** *Pseudoanthidium scapulare* est une espèce de la Méditerranée occidentale qui se rencontre en Algérie, en Espagne, en France et au Maroc (Tkalčú

1975a, Ornosá *et al.* 2008). Elle a également été trouvée en Italie, en Slovénie et en Suisse. **Biologie.** L'espèce habite des zones arbustives, des déserts tempérés et chauds, des terres arables et des pâturages de type méditerranéen. Elle vole de juin à septembre (Amiet *et al.* 2004). Elle a été observée visitant des espèces d'Asteraceae. Ses nids sont construits dans des tiges creuses, principalement en *Rubus* sp. et ils sont parasités par *Stelis punctulatissima* et *S. ornata* (Amiet *et al.* 2004).

7. *Pseudoanthidium* (*Pseudoanthidium*) *tenellum* (Mocsáry, 1881)
8. *Pseudoanthidium* (*Royanthidium*) *melanurum* (Klug 1832)
9. *Pseudoanthidium* (*Royanthidium*) *reticulatum* (Mocsary, 1884)

Diagnose. Ce sous-genre contient des espèces robustes de 8 à 9mm de long, avec des tâches jaunes au niveau du vertex. Les marges de tergites 1-4 sont lisses, étroites et noires (Michener 2007). Les femelles de *Pseudoanthidium reticulatum* présentent un clypeus complètement ponctué et une seule dent sur sa marge (Warncke 1980). Les mâles présentent un tergite 6 avec la marge légèrement crénelée, sans dent (Figure 209D). **Distribution.** Cette espèce est recensée dans le sud et le centre de l'Europe. Sa distribution s'étend au Sud au Magrebb et à l'Est à la Turquie et au Caucase (Mavromoustakis 1954, Tkalcú 1975, Warncke 1980, Ornosá and Martínez 1995, Ornosá *et al.* 2008). **Biologie.** *Pseudoanthidium reticulatum* apprécie les habitats forestiers et les marquis. Elle vole de mai à septembre. Elle serait spécialisée sur les Carduac (chardons) (Müller 1996) mais elle a aussi été collectée sur des Rosaceae (Ornosá & Martínez 1995), et sur d'autres Asteraceae comme les Centaurées.

Documents de références

Amiet, F., Herrmann, M., Müller, A. and Neumeyer, R. 2004. Apidae 4: *Anthidium*, *Chelostoma*, *Coelioxys*, *Dioxys*, *Heriades*, *Lithurgus*, *Megachile*, *Osmia*, *Stelis*. Centre Suisse de Cartographie de la Faune (CSCF)/Schweizerische Entomologische Gesellschaft (SEG).

Grace, A. 2010. Introductory Biogeography to Bees of the Eastern Mediterranean and Near East. Bexhill Museum, Sussex, U.K.

Litman, J. R., T. Griswold, Danforth B.N. (2016). Phylogenetic systematics and a revised generic classification of anthidiine bees (Hymenoptera: Megachilidae). *Molecular Phylogenetics and Evolution* 100: 183-198.

Mavromoustakis, G.A. 1954. New and little-known bees of the subfamily Anthidiinae (Apoidea). Part IX. *The Annals and Magazine of Natural History* 12(7): 711-715.

Michener, C. D. 2007. *The bees of the world, second edition*. Baltimore, The Johns Hopkins University Press.

Müller, A. 1996. Host plant specialization in western palearctic Anthidiini bees. *Ecological Monographs* 66(2): 235-257.

Ornosá, C. & Ortiz Sánchez, F.J. 2014. *Pseudoanthidium eximium*. The IUCN Red List of Threatened Species 2014: e.T19199515A21144057.

Ornosá, C. and Martínez, M.D. 1995. Apoidea de Extremadura (Oeste de España) II. Fams. Melittidae y Megachilidae (Hymenoptera). *Boletín de la Asociación española de Entomología* 19(1-2): 165-178.

Ornosa, C., Ortiz-Sánchez, F.J. and Torres, F. 2008. Catálogo de los Megachilidae del Mediterráneo Occidental (Hymenoptera, Apoidea). III. Anthidiini y Dioxyini. *Graellsia* 64(1): 61-86.

Stanek, E. 1968. Neue oder wenig bekannte Megachiliden aus dem Mittelmeergebiet (Hymenoptera, Apoidea, Megachilidae). *Bulletin des Recherches Agronomiques de Gembloux* 3: 355-387.

Tkalcú, B. 1975. Sammelergebnisse der von RNDr. A. Hoffer geleiteten Algerien-Expedition in den Jahren 1971 und 1972 (Hymenoptera: Apoidea). 1. Teil: Megachilidae. *Acta Rerum Naturalium Musei Nationalis Slovaci Bratislava* 21: 165-190.

Warncke K., 1980. Die Bienengattung *Anthidium* Fabricius, 1804, in der Westpaläarktis und im turkestanischen Becken. *Entomofauna*, 1:119-209.

Genre *Rhodanthidium* *Isensee* 1927

(Megachilidae, Megachilinae, Anthidiini)

Etymologie : du grec *rhodo-* = rose (par extension : roux, rouge)

Noms vernaculaires : les anthidies (Fr)

Morphologie et diagnose

Les *Rhodanthidium* sont des mégachilides non cleptoparasites de grande taille (de 11 à 18mm de long) (Michener 2007). Comme la plupart des anthidies, la cuticule présente de larges taches jaunes sur l'ensemble du corps et la seconde nervure récurrente est postfurcale. Elles se distinguent des anthidies des genres *Afranthidium*, *Anthidium*, *Icteranthidium* et *Pseudoanthidium* par la présence d'un arolium entre les griffes, du genre *Anthidiellum* par la forme arrondie du scutellum (Figure 210A) (subretangulaire chez les *Anthidiellum*) et du genre *Trachusa* par la forme dentée du plateau dorsoapical du tibia postérieur, lequel est arrondi chez les *Trachusa*. Les sutures subantennaires sont droites (Figure 210B). Les mâles présentent un tergite 7 avec trois fortes dents apicales, un tergite 6 avec la marge apicale souvent allongée en forme de lobe tronqué et surplombant le tergite 7, et un tibia médian avec une dent dorso-apicale bien individualisée, pointue ou bifide à l'apex (Figures 210C-D). Enfin, leurs taches cuticulaires sont plus souvent rougeâtres que jaunâtres.

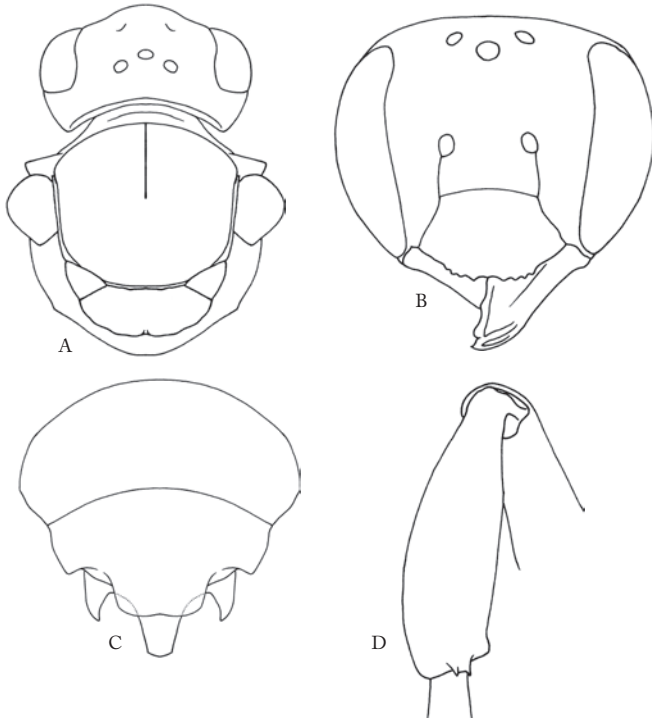


Fig. 210. - *Rhodanthidium sticticum*. A. Tête et mesonotum en vue dorsale.
 B. Tête vue de face. C. Extrémité du metasoma du mâle en vue dorsale.
 D. Tibia médian avec une dent dorso-apicale.

Répartition géographique, diversité mondiale et biologie

Le genre *Rhodanthidium* présente une distribution paléarctique (Michener 2007). Trois sous-genres sont reconnus dont deux sont recensés en Europe (*Asianthidium* et *Rhodanthidium* s.str.). L'ensemble du genre comprend 13 espèces (Michener 2007). Les femelles nichent soit dans le sol et séparent les cellules par des fibres végétales duveuses, soit dans des coquilles d'escargot et séparent les cellules par de la résine. Elles sont polylectiques mais ont une nette préférence pour les légumineuses et les labiées.

Conseils de préparation

Il est conseillé de dégager les ornements sur le côté des tergites. Il est aussi utile d'ouvrir les mandibules.

Liste des sous-genres (2) et espèces (8)

1. *Rhodanthidium* (*Asianthidium*) *caturigense* (Giraud, 1863)

Diagnose. Les mâles de ce sous-genre ont des valves péniennes particulièrement sclérotisées, avec une épine apicale ou pré-apicale. La face des mâles et des femelles ont des tâches jaunes. L'apex des tergites est couvert par des bandes de soies qui couvrent la cuticule. Le premier tergite de la femelle présente un disque ponctué. Le milieu du sternite 6 du mâle possède une extension semi-circulaire (Warncke 1980). **Distribution.** *Rhodanthidium carturigenense* est une espèce rare de montagne que l'on retrouve dans les Pyrénées (Espagne) et les Alpes (France, Italie, Suisse) (Ornosa & Ortiz-Sanchez 2014). En dehors de l'Europe, on la retrouve aussi au Proche Orient. **Biologie.** L'espèce vole de mai à août (Ornosa *et al.* 2008). Les choix floraux sont diversifiés (Müller 1996), principalement sur les Boraginaceae, Brassicaceae, Caprifoliaceae, Lamiaceae, et avec une préférence pour les Fabaceae.

2. *Rhodanthidium (Asianthidium) ducale* (Morawitz, 1876)
3. *Rhodanthidium (Rhodanthidium) acuminatum* (Mocsáry, 1884)
4. *Rhodanthidium (Rhodanthidium) infuscatum* (Erichson, 1835)
5. *Rhodanthidium (Rhodanthidium) septemdentatum* (Latreille, 1809)

Diagnose (Photos 95-96). Les femelles mesurent de 11 à 14mm et les mâles de 13 à 15mm. Les mâles de ce sous-genre présentent deux dents apicales sur le gonostyle. Les femelles présentent deux taches blanches sur les tergites 1-6, une brosse ventrale brun orangé et des mandibules noires. Les mâles présentent un abdomen avec des tâches jaunes. **Distribution.** Cette espèce a une distribution Ouest-paléarctique, du Portugal à l'Iran et au Caucase (Ornosa *et al.* 2008). La sous-espèce nominale, *Rhodanthidium septemdentatum septemdentatum* est distribuée sur le continent européen (Warncke 1980). *Rhodanthidium septemdentatum rufocinctum* (Alfken, 1930) est endémique de la Crète (Grèce) (Warncke 1980). *Rhodanthidium septemdentatum faciale* est présente en Turquie, à Chypre, au Liban, sur l'île de Rhodes et en Israël (Warncke 1980), ainsi qu'en Palestine (Mavromoustakis 1948) et dans le Caucase (Azerbaïdjan) (Warncke 1980). **Biologie.** *Rhodanthidium septemdentatum* habite les forêts et prairies tempérées mais aussi les maquis de type méditerranéen, des terres arables, des pâturages et peut-être même des semi-déserts. Elle a une période de vol de mars à septembre et les femelles sont polylectiques, en ce sens qu'il préfère visiter un large éventail d'espèces de plantes à fleurs, principalement les fleurs d'Asteraceae, Boraginaceae, Lamiaceae et Fabaceae. Les femelles collectent la résine des arbres comme *Pinus halepensis* et fabriquent leurs cellules de couvain dans des coquilles vides d'escargots terrestres (Mavromoustakis 1948).

6. *Rhodanthidium (Rhodanthidium) siculum* Spinola, 1838
7. *Rhodanthidium (Rhodanthidium) sticticum* (Fabricius, 1787)

8. ????

Diagnose (Photo 97). Les mâles de ce sous-genre présentent deux dents apicales sur le gonostyle. Les deux premiers tergites, les mandibules et le clypeus des femelles présentent des tâches jaune-rougeâtre mais le vertex est noir. Les mâles présentent un abdomen avec des tâches rougeâtres, y compris les tergites 6 et 7. Les épines apicales du tergite 7 sont deux fois plus longues que larges (Figure 210C). **Distribution.** Cette espèce est distribuée partout dans la Péninsule ibérique, en France, en Italie et en Croatie. On la retrouve aussi en Afrique du Nord (Dusmet 1908, Tkalčú 1975, Baldock *et al.* 2018). **Biologie.** *Rhodanthidium sticticum* habite dans les maquis méditerranéens. Cette espèce

vole d'avril à août. Les choix floraux sont diversifiés sur les familles des Asteraceae, Fabaceae, Lamiaceae, Malvaceae, Resedaceae, Rosaceae et Scrophulariaceae (Vargas *et al.* 2010). Les femelles nidifient dans des coquilles vides d'escargot (Dusmet 1908).

Documents de références

- Baldock, D., T.J. Wood, et al. (2018). The bees of Portugal (Hymenoptera: Apoidea: Anthophila). *Entomofauna*, supplement 22: 1-164.
- Dusmet, J.M. 1908. Los Ápidos de España. III. Gén. *Anthidium*. *Memorias de la Real Sociedad española de Historia Natural* 5: 153-214.
- Mavromoustakis, G.A. 1948. On the bees (Hymenoptera, Apoidea) of Cyprus. Part I. *The Annals and Magazine of Natural History (London)* 12(199): 541-587.
- Michener, C. D. 2007. *The bees of the world, second edition*. Baltimore, The Johns Hopkins University Press.
- Müller, A. 1996. Host plant specialization in western palearctic Anthidiini bees. *Ecological Monographs* 66(2): 235-257.
- Ornosa, C. & Ortiz Sánchez, F.J. 2014. *Rhodanthidium caturigense*. The IUCN Red List of Threatened Species 2014: e.T19199131A21144823.
- Ornosa, C., Ortiz-Sánchez, F.J. and Torres, F. 2008. Catálogo de los Megachilidae del Mediterráneo Occidental (Hymenoptera, Apoidea). III. Anthidiini y Dioxyni. *Graellsia* 64(1): 61-86.
- Tkalcú, B. 1975. Sammelergebnisse der von RNDr. A. Hoffer geleiteten Algerien-Expedition in den Jahren 1971 und 1972 (Hymenoptera: Apoidea). 1. Teil: Megachilidae. *Acta Rerum Naturalium Musei Nationalis Slovaci Bratislava* 21: 165-190.
- Vargas, P., Ornosa, C., Ortiz-Sánchez, F.J. and Arroyo, J. 2010. Is the occluded corolla of Antirrhinum bee-specialized? *Journal of Natural History* 44: 1427-1443.
- Warncke K., 1980. Die Bienengattung *Anthidium* Fabricius, 1804, in der Westpaläarkt und im turkestanischen Becken. *Entomofauna*, 1:119-209.

Genre *Stelis* Panzer 1806

(Megachilidae, Megachilinae, Anthidiini)

Étymologie : du grec *stele* = pilier, colonne, stèle, pierre gravée.

Noms vernaculaires : les stelis (Fr), der Dusterbienen (Al) (= abeilles sombres), de tubebijen (Nl) (= les abeilles tube), the dark bees (En (= abeilles sombres)).

Morphologie et diagnose

Les *Stelis* sont des anthidies cleptoparasites de taille petite à moyenne (de 4 à 12 mm) : langue longue, femelles sans brosse ventrale sur l'abdomen, deux cellules sub-marginales, clypeus non saillant par rapport aux yeux. Comme la plupart des anthidies, la seconde nervure récurrente est postfurcale (Figure 211A) et la cuticule de certaines espèces présente de larges taches jaunes sur l'ensemble du corps, chez les autres espèces la cuticule est entièrement noire. La pilosité est très rare. Les femelles se distinguent facilement des toutes les autres anthidies par l'absence de brosse de récolte ventrale sur l'abdomen. Les mâles se distinguent des genres *Afranthidium*, *Icterantheidium* et *Pseudoanthidium* par la présence d'un arolium entre les griffes et des anthidies des genres

Anthidiellum, *Anthidium*, *Rhodanthidium* et *Trachusa*, par les axiles parfois modifiées en forme de dent et par la présence, chez les mâles, de deux dents bien écartées à l'apex des tibias antérieurs et médians (Figure 211B) alors qu'il n'y en a qu'une, simple ou bifide, chez toutes les autres anthidies.



Fig. 211. - *Stelis punctulatissima*. A. Aile antérieure avec la seconde nervure récurrente postfurcale. B. Tibia antérieur avec deux dents apicales écartées.

Répartition géographique, diversité mondiale et biologie

On recense 7 sous-genres de *Stelis* dans le monde dont 5 sont présents en Europe (Michener 2007). La distribution du genre est holarctique avec des extensions au Costa Rica et en Afrique (Michener 2007). Les *Stelis* semblent avoir des populations généralement très peu peuplées. On ne connaît pas la biologie de nombreuses espèces. Les *Stelis* sont toutes cleptoparasites d'autres anthidies et d'osmies (*Hoplitis* et *Osmia*). On peut les trouver dans les hôtels à abeilles parasitant les espèces communes. Les femelles visitent le plus souvent les fleurs que fréquentent leurs hôtes.

Conseils de préparation

Il est conseillé de dégager les ornements sur le côté des tergites. Il est aussi utile d'ouvrir les mandibules.

Liste des sous-genres (5) et espèces (24)

1. *Stelis* (*Heterostelis*) *annulata* (Lepelletier, 1841)

Diagnose. Les espèces de ce sous-genre présentent des taches jaunes sur la tête, le mesosome et le métasome (Michener 2007). Les palpes maxillaires sont composés de trois segments. Le lobe pronotal est caréné. Le vertex est relativement long. **Distribution.** Cette espèce est présente autour du bassin méditerranéen (Ornosa *et al.* 2008). **Biologie.** Les habitats sont variés, de maquis aux prairies. L'espèce vole de juillet à septembre. Les femelles parasitent les nids de *Trachusa interrupta* et *T. pubescens* (Amiet *et al.* 2004, Grace 2010).

2. *Stelis* (*Heterostelis*) *gigantea* Friese, 1921
3. *Stelis* (*Heterostelis*) *hispanica* Dusmet y Alonso, 1921
4. *Stelis* (*Heterostelis*) *ruficornis* Morawitz, 1872
5. *Stelis* (*Protostelis*) *signata* (Latreille, 1809)

Diagnose. Cette espèce présente un vertex court, des taches jaunes largement développées sur les tergites, les pattes et le mésosome (Warncke 1992). Sa taille est relativement petite (6-7 mm). Le gonostyle des mâles est de forme triangulaire. **Distribution.** Cette espèce présente une large distribution de l'Espagne à la Finlande, et du Portugal à la Russie. Hors de l'Europe, elle est recensée en Afrique du Nord et en Asie. **Biologie.** Cette espèce vit dans des habitats forestiers mais aussi dans des zones ouvertes. Elle vole de mai à août. Les femelles parasitent les espèces du genre *Anthidiellum* (Westrich 1989 ; Madsen & Calabuig 2010).

6. *Stelis (Pseudostelis) denticulata* Friese, 1899

Diagnose. Les espèces de ce sous-genre présentent souvent des taches jaunâtres sur la tête et le mesosome. Le scutellum est cariné latéralement, à peine plus large que long. Le tibia postérieur a deux dents apicales. **Distribution.** En Europe, cette espèce est seulement connue des îles grecques (Rasmont et al. 2017). Ailleurs elle est recensée au Proche Orient et au Moyen Orient (Warncke 1992). **Biologie.** Inconnue.

7. *Stelis (Pseudostelis) minima* Schenck, 1861

8. *Stelis (Pseudostelis) minuta* Lepeletier & Serville, 1825

9. *Stelis (Stelidomorpha) aegyptiaca* Radoszkowski, 1876

10. *Stelis (Stelidomorpha) nasuta* (Latreille, 1809)

Diagnose. Le clypeus est allongé au-delà des mandibules et bilobé à l'apex chez toutes les espèces de ce sous-genre. La taille est relativement petite (5-7 mm). Les pattes de cette espèce sont rouges mais les antennes sont noires (Warncke 1992). On note deux petites taches jaunes en avant du scutum, et deux petites taches jaunes ovales de chaque côté des tergites abdominaux. **Distribution.** Cette espèce est présente dans une bonne partie de la région Ouest-Paléarctique (Sud et Centre de l'Europe, Nord de l'Afrique, Caucase) et en Asie centrale (Ornosa et al. 2008). **Biologie.** On retrouve cette espèce essentiellement dans les milieux ouverts. Les femelles parasitent les nids de Megachilidae comme *Megachile (Chalicodoma) parietina* and *M. (Ch.) pyrenaica* (Westrich 1989, Amiet et al. 2004).

11. *Stelis (Stelidomorpha) pentelica* Mavromoustakis, 1963

12. *Stelis (Stelis) aculeata* Morawitz, 1880

13. *Stelis (Stelis) breviscula* Nylander, 1848

14. *Stelis (Stelis) franconica* Blüthgen, 1930

15. *Stelis (Stelis) iugae* Noskiewicz, 1962

16. *Stelis (Stelis) odontopyga* Noskiewicz, 1926

17. *Stelis (Stelis) orientalis* Warncke, 1992

18. *Stelis (Stelis) ornatula* (Klug, 1807)

19. *Stelis (Stelis) ortizi* Schwarz & Gusenleitner, 2010

20. *Stelis (Stelis) phaeoptera* (Kirby, 1802)

21. *Stelis (Stelis) punctulatissima* (Kirby, 1802)

Diagnose (Photo T19). Cette espèce présente une taille moyenne (femelle de 7 à 8 mm et mâle de 7 mm). L'apex des tergites 2-4 est transparent et surmonte une bande à pigmentation pâle sur la base des tergites. La tête est anguleuse sur sa marge postérieure.

L'ensemble du corps est largement ponctuée. **Distribution.** Cette espèce est présente partout en Europe, du Portugal à la Suède, du Royaume-Uni à la Russie (Warncke 1992). **Biologie.** Les habitats de cette espèce sont variés. Cette espèce vole de mai à septembre. L'hôte principal est *Anthidium manicatum* mais les femelles peuvent aussi parasiter les nids d'Osmie comme *Osmia aurulenta*, *O. brevicornis* et *O. leaiana* (Baldock 2008), d'*Hoplitis* et de *Megachile* (Banaszak & Romasenko 2001). Les ressources florales sont essentiellement des Asteraceae.

22. *Stelis (Stelis) rhodia* Mavromoustakis, 1960

23. *Stelis (Stelis) scutellaris* Morawitz, 1894

24. *Stelis (Stelis) simillima* Morawitz, 1876

Documents de références

Amiet, F., Herrmann, M., Müller, A. and Neumeyer, R. 2004. Apidae 4: *Anthidium*, *Chelostoma*, *Coelioxys*, *Dioxys*, *Heriades*, *Lithurgus*, *Megachile*, *Osmia*, *Stelis*. Centre Suisse de Cartographie de la Faune (CSCF)/Schweizerische Entomologische Gesellschaft (SEG).

Banaszak, J. and Romasenko, L. 2001. *Megachilid bees of Europe (Hymenoptera, Apoidea, Megachilidae)*. Bydgoszcz University, Bydgoszcz

Baldock, D. 2008. *Bees of Surrey*. Surrey Wildlife Trust, Woking, Surrey.

Grace, A. 2010. Introductory Biogeography to Bees of the Eastern Mediterranean and Near East. Bexhill Museum, Sussex, U.K.

Madsen, H.B. and Calabuig, I. 2010. Kommenteret check liste over Danmarks bier. Del 3: Melittidae & Megachilidae (Hymenoptera, Apoidea). *Entomologiske Meddelelser* 78(2): 73-99.

Ornosa, C., Ortiz-Sánchez, F.J. and Torres, F. 2008. Catálogo de los Megachilidae del Mediterráneo Occidental (Hymenoptera, Apoidea). III. Anthidiini y Dioxyni. *Graellsia* 64(1): 61-86.

Rasmont P., Devalez Y., Pauly A., Michez D., Radchenko V. 2017. Addition to the checklist of IUCN European wild bees (Hymenoptera: Apoidea). *Annales de la Société entomologique de France (n.s.)*, F53 (1): 17-32.

Warncke K., 1992. Die westpaläarktischen Arten der Schmarotzerbienengattung *Stelis* Panzer, 1806 (Hymenoptera, Apidae, Megachilinae). *Entomofauna*, 13(22): 341-376.

Westrich, P. 1989. Die Wildbienen Baden-Württembergs. Eugen Ulmer GmbH, Stuttgart.

Genre *Trachusa* Panzer 1804

(Megachilidae, Megachilinae, Anthidiini)

Etymologie : selon Friese, du grec *trachus* = rugeux

Noms vernaculaires : les anthidies (Fr), der Harzbienen (Al), de harsbijen (Nl) (= abeille à résine)

Morphologie et diagnose

Les *Trachusa* sont des mégachilides non cleptoparasites de longueur variable, entre 9 et 16 mm (Kasperek 2017). Elles ont une langue longue, deux cellules submarginales (Figure 212A), des femelles avec une brosse ventrale sur l'abdomen, un clypeus non saillant par rapport aux yeux (Michener 2007). Les espèces du genre *Trachusa* présentent un arolium entre les griffes, ce qui les différencie des genres *Afranthidium*, *Anthidium*, *Icteranthisidium* et *Pseudoanthidium* qui n'en ont pas. Par ailleurs, la plupart des mâles se reconnaissent par un peigne noir sur les sternites 4 et 5. Les femelles se distinguent par 4 dents à l'extrémité de leurs mandibules. Les différents sous-genres sont d'aspect très différent. Le sous-genre *Trachusa* s.s. comporte une unique espèce (*T. byssina*) répandue dans toute l'Europe et immédiatement reconnaissable car c'est la seule espèce d'anthidie non cleptoparasite qui ne présente pas de marques cuticulaires jaunes en dehors de la face. Les deux autres sous-genres (*Archianthisidium* et *Paraanthidium*) sont méditerranéens et largement maculés de jaunes comme toutes les autres anthidies. Les *Archianthisidium* se reconnaissent à leur deuxième nervure récurrente préfurcale alors qu'elle est postfurcale chez toutes les autres anthidies, y compris chez le genre cleptoparasite *Stelis*. Le sous-genre *Paraanthidium*, comme les autres *Trachusa*, présente à l'apex du tibia un plateau dorsoapical arrondi alors qu'il est denté (Figure 212B), voire bidenté, chez les autres genres d'anthidies à arolia.

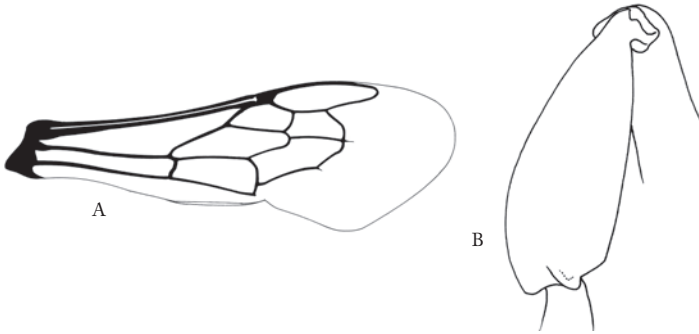


Fig. 212. - A. Aile antérieure de *Trachusa (Trachusa) byssina* avec la seconde nervure récurrente interfurcale. B. Tibia antérieur avec une seule dent apicale de *Trachusa (Paraanthidium) interrupta*.

Répartition géographique et diversité mondiale

Le genre *Trachusa* comprend 11 sous-genres et 49 espèces dans le monde (Litman et al. 2016 ; Kasperek 2017). Les 25 espèces de l'Ancien Monde ont été revues par Kasperek (2017).

Biologie et cycle de développement

Peu de choses sont connues sur la biologie des abeilles du genre *Trachusa*. *Trachusa (Trachusa) byssina* est la seule espèce pour laquelle on connaît l'ensemble du cycle de développement. Les *Trachusa* semblent nidifier en petites bourgades dans le sol. Elles découpent des feuilles qu'elles enroulent pour confectionner les parois de leur nid. Ce dernier est constitué d'une succession de cellules consécutives placées dans une unique

galerie. Les femelles utilisent aussi de la résine pour solidifier l'ensemble. Le clepto-parasite de *Trachusa* (*Trachusa*) *byssina* est *Coelioxys quadridentata*, celui de *Trachusa* (*Paraanthidium*) *interrupta* est *Stelis annulata*; ceux de *Trachusa* (*Archiantidium*) *laeviventre* et *T. laticeps* ne sont pas connus. *Trachusa* (*Trachusa*) *byssina* butine uniquement les légumineuses (principalement *Lotus corniculatus*) et *Trachusa* (*Paraanthidium*) *interrupta* uniquement sur Dipsacacées (principalement *Scabiosa*).

Conseils de préparation

Les organes suivants doivent être visibles pour permettre la reconnaissance du genre et des espèces : mandibules, palpes maxillaires, scutellum et axilles, génitalia et sternites des mâles.

Liste des sous-genres (3) et espèces (6)

1. *Trachusa* (*Archiantidium*) *laeviventris* (Dours, 1873)
2. *Trachusa* (*Archiantidium*) *laticeps* (Morawitz, 1873)
3. *Trachusa* (*Archiantidium*) *pubescens* (Morawitz, 1872)
4. *Trachusa* (*Paraanthidium*) *dumerlei* (Warncke, 1980)
5. *Trachusa* (*Paraanthidium*) *interrupta* (Fabricius, 1781)

Diagnose (Photos 98-99). Le sous-genre *Paraanthidium* est caractérisé par une deuxième nervure récurrente qui arrive après la dernière nervure submarginale. Le scutellum de ce sous-genre est arrondi mais émarginé au centre, les sutures subantennaires sont arquées et les gonostyles du mâle sont bifides. Les femelles possèdent plus que 3 dents à l'extrémité de leurs mandibules. La femelle et le mâle de *T. interrupta* présentent un corps noir et jaune mais les mandibules sont complètement noires. Le peigne du sternite 4 est bien développé chez le mâle, et le pronotum ne présente pas de dent latéro-apicale.

Distribution. *Trachusa interrupta* est une espèce distribuée dans le sud de l'Europe, du Portugal à la Grèce à l'Est, et jusqu'à la Slovaquie au Nord. En dehors de l'Europe, l'espèce est présente au Maroc, en Algérie, en Tunisie, en Turquie, en Syrie et dans le Caucase (Warncke 1980). **Biologie.** Cette espèce préfère les steppes ouvertes et forestières. L'espèce est oligolectique, en ce sens qu'elle préfère se nourrir d'une gamme étroite d'espèces de plantes à fleurs, de Dipsacaceae, principalement d'espèces de *Scabiosa* (Muller, 1996). Les femelles construisent des galeries courtes dans le sol. Leurs cellules de couvain sont constituées de morceaux de feuilles et de résine (Banaszak et Romasenko, 2001).

6. *Trachusa* (*Trachusa*) *byssina* (Panzer, 1798)

Diagnose (Photo 100). Le sous-genre *Trachusa* est caractérisé par une deuxième nervure récurrente qui prolonge la dernière nervure submarginale (Figure 212A) et les palpes maxillaires aussi longs que la galée. La femelle de *Trachusa byssina* est complètement noire et possède trois dents à l'apex de la mandibule. Le mâle présente un métasoma noir et quelques tâches blanches sur la tête. **Distribution.** *Trachusa byssina* est présente dans toute l'Europe continentale entre 42 ° et 64 ° de latitude. En dehors de l'Europe, l'aire de répartition de cette espèce atteint l'Arménie, la Mongolie et la Sibérie russe à l'est (Warncke 1980, Ascher et Pickering 2013). Il est absent des îles britanniques. **Biologie.** *Trachusa byssina* peut être trouvée dans des habitats avec des lisières forestières ou des biotopes peu forestiers. On la trouve depuis le niveau de mer jusqu'en haute altitude (jusqu'à 2 100 m dans les Alpes). La période de vol est de mi-mai à fin septembre. Les

femelles construisent des terriers de 10-15 cm de long dans le sol. Les cellules de couvain sont fabriquées à partir de feuilles et de résine. L'espèce est oligolectique sur Fabaceae (Muller 1996).

Documents de références

Ascher, J.S. and Pickering, J. 2013. Discover Life bee species guide and world checklist (Hymenoptera: Apoidea: Anthophila): http://www.discoverlife.org/mp/20q?guide=Apoidea_species.

Banaszak, J. and Romasenko, L. 2001. *Megachilid bees of Europe (Hymenoptera, Apoidea, Megachilidae)*. Bydgoszcz University, Bydgoszcz.

Kasperek M. (2017) Resin bees of the anthidiine genus *Trachusa* - Identification, taxonomy, distribution and biology of the Old World species. *Entomofauna, supplement*, 21, 1-155

Litman, J. R., T. Griswold, Danforth B.N. 2016. Phylogenetic systematics and a revised generic classification of anthidiine bees (Hymenoptera: Megachilidae). *Molecular Phylogenetics and Evolution* 100: 183-198.

Michener, C. D. 2007. *The bees of the world, second edition*. Baltimore, The Johns Hopkins University Press.

Müller, A. 1996. Host plant specialization in western Palearctic Anthidiini bees. *Ecological Monographs* 66(2): 235-257.

Warncke K., 1980. Die Bienengattung *Anthidium* Fabricius, 1804, in der Westpaläarkt und im turkestanischen Becken. *Entomofauna*, 1:119-209.

Sous-famille des Megachilinae, Tribu des Dioxyini

Genres *Aglaoapis* Cameron 1901, *Dioxys* Lepeletier & Serville 1825, *Ensliniana* Alfken 1938, *Metadioxys* Popov 1947 et *Paradioxys* Mocsáry 1894

(Megachilidae, Megachilinae, Dioxyini)

Étymologie : du latin *aglaos* = splendide, magnifique et *apis* = l'abeille ; *Dioxys* trouve son origine dans deux mots grecs qui signifient « doublement aigu » et qui font vraisemblablement référence aux deux projections en forme d'épine présentes sur le post-scutellum.

Noms vernaculaires : les dioxydes (Fr), der Zweizahnbiene (Al) (= abeilles bidentées), de tweetandige bijen (Nl) (= abeilles bidentées).

Morphologie et diagnose

Tous les genres présentés ici au sein de la tribu des Dioxyini sont très proches d'un point de vue morphologique, comme en atteste le fait que certaines espèces comme *Aglaoapis tridentata* (Nylander, 1848) étaient traditionnellement regroupées au sein du genre *Dioxys*.

Les *Aglaoapis* sont des abeilles de taille moyenne (9-12 mm) qui diffèrent des *Dioxys* notamment par la présence d'une carène transversale le long de la base du labre (carène absente chez les *Dioxys*). Cette carène est visible au-dessus des mandibules lorsque celles-ci sont croisées au repos. Le metanotum présente une projection ou une épine

médiane très prononcée, beaucoup plus prononcée que chez les *Metadioxys*. Les genitalia des mâles d'*Aglaoapis* sont très particuliers et uniques au sein des Dioxyini: ils sont plus larges que longs. La structure de l'aiguillon des femelles qui est étonnamment réduit est aussi très particulière et est décrite par Popov (1953).

Les *Dioxys* sont des abeilles-coucous de taille petite à grande (6-16 mm), morphologiquement très proches du genre précédent: on notera l'absence d'une carène transversale le long de la base du labre (carène absente chez les *Aglaoapis*). La projection médiane sur le metanotum est émoussée, aplatie, et la zone basale du propodéum est très chagrinée, la cuticule présentant en surface une succession de petites fosses à l'aspect brillant. L'abdomen des femelles ne se termine pas de manière aussi fuselée et pointue que chez d'autres genres proches (Figure 213).

Les *Metadioxys* sont des abeilles-coucous de taille moyenne (9-11 mm) qui sont très proches d'un point de vue morphologique des *Aglaoapis* et des *Dioxys* décrits ci-dessus. Ils s'en distinguent cependant par la structure de l'aiguillon des femelles et des genitalias des mâles [plus longs que larges, entre autres caractères décrits par Popov (1953)].

Les *Paradioxys* sont des abeilles-coucous de taille moyenne (7-10 mm) qui sont très proches d'un point de vue morphologique des espèces appartenant aux genres décrits ci-dessus. Les femelles de *Paradioxys* présentent cependant un apex de l'abdomen très conique et tout à fait unique chez les Dioxyini. La zone basale du propodéum présente aussi davantage de rugosités que chez les *Dioxys*. Les genitalias des mâles sont semblables à ceux des *Dioxys* mais légèrement plus étroits et allongés (Michener 2007).

Les *Ensliniana* sont des abeilles-coucous de taille moyenne (7-9 mm) qui sont très proches d'un point de vue morphologique des espèces appartenant aux genres décrits ci-dessus, mais elles s'en distinguent notamment par l'absence d'une projection médiane sur le metanotum, ce qui fait des *Ensliniana* les représentants des Dioxyini au thorax le moins « épineux ». Les genitalias des mâles sont aussi davantage allongés, et de nombreux autres critères observables sur les sternites et tergites terminaux ont été décrits par Popov (1953) et Michener (2007).



Fig. 213. - Corps entier vu de profil d'une femelle de *Dioxys cinctus*.

Répartition géographique et diversité mondiale

Le genre *Aglaoapis* a une distribution très large et disjointe, avec des représentants en Afrique du Sud et dans la région Eurasiennne (Michener 2007). En Europe, la seule espèce recensée, très rare, est *A. tridentata* (Nylander, 1848), que l'on trouve de la Finlande au nord jusqu'à l'Espagne au Sud, en passant par l'Italie, la Grèce et Chypre, et à l'est jusqu'au Caucase, l'Oural, le Kazakhstan et l'Inde.

Le genre *Dioxyys* a une distribution holarctique qui atteint le Mexique (Gogala 1995 ; Michener 2007). On retrouve 9 espèces dans l'Ouest-Paléarctique et 6 en Europe (Rasmont et al. 2017), depuis les Îles Canaries jusqu'à l'Espagne et au Maroc à l'ouest, et à l'est jusqu'en Asie Centrale sans toutefois atteindre la Chine ou le Japon.

Le genre *Metadioxyys* comporte seulement 3 espèces centrées sur l'Ouest-Paléarctique (Maroc, Grèce, Asie du sud-ouest et Ouzbékistan) dont une seule en Europe, *Metadioxyys (Metadioxyys) graeca* (Mavromoustakis, 1963) (Rasmont et al. 2017).

Le genre *Paradioxyys* comporte seulement 2 espèces recensées en Autriche, en Hongrie, en Israël et en Iran; une seule en Europe, *Paradioxyys (Paradioxyys) pannonicus* (Mocsáry, 1877) (Rasmont et al. 2017).

Le genre *Ensliniana* comporte vraisemblablement 3 espèces d'après Michener (2007), avec une distribution qui s'étend de l'Afrique du Nord (Algérie, Tunisie) au Proche-Orient (Israël, Syrie) et jusqu'au Turkmenistan. On recense seulement une espèce dans l'Ouest Paléarctique et en Europe, *Ensliniana bidentata* (Friese, 1899) (Rasmont et al. 2017).

Biologie

Phénologie. Les Dioxyini sont des abeilles-coucous qui sont associées à des espèces-hôtes tant printanières qu'estivales: on retrouve donc la majorité des espèces dès le début du printemps dans les zones les plus méridionales, et jusqu'au coeur de l'été.

Reproduction. Comme chez la majorité des abeilles solitaires, la durée de l'accouplement n'excède pas quelques dizaines de secondes et a lieu à proximité du site d'émergence, le plus souvent sur le sol ou sur la végétation (Bergmark et al., 1984).

Nidification. Les Dioxyini sont des abeilles-coucous qui ne construisent jamais de nid elles-mêmes: leur dépendance vis-à-vis d'autres abeilles sauvages maçonnes, hélicicoles ou autres est totalement exclusive. Les Dioxyini parcourent donc leur milieu de vie à la recherche de nids de leur(s) hôte(s), et patientent jusqu'au moment où leur(s) hôte(s) quitte(nt) leur nid pour la récolte de pollen et de nectar, indispensable au développement de la nouvelle génération. C'est à ce moment que la femelle de l'abeille-coucou s'infiltré dans le nid de son hôte pour y pondre un oeuf sur les réserves de nourriture accumulées par la propriétaire légitime des lieux. Les Dioxyini présentent la particularité d'avoir un aiguillon atrophié, caractéristique surprenante pour un groupe d'abeilles-coucous qui sont amenées à devoir se défendre au cours de rencontres avec leurs hôtes dont ils parasitent les nids. Cependant, les larves des Dioxyini conservent un aspect « hospicide » (« qui tue l'hôte ») au cours de leur développement: pour éviter la compétition, elles utilisent leurs mandibules acérées qui leur permettent de tuer les larves-hôtes qui se développeraient dans les mêmes cellules (Rozen & Özbek, 2004). Ces abeilles-coucous sont globalement très rares, mais les meilleures circonstances pour pouvoir les observer sont vraisemblablement les cas où leur(s) hôte(s) organisent leurs nids en bourgades. Il est alors possible, avec un peu de chance, d'observer plusieurs femelles de Dioxyini sur la zone de nidification pendant plusieurs jours, voire plusieurs semaines. En règle générale, leur(s) hôte(s) est(sont) tout de même strictement solitaire(s), ce qui rend les Dioxyini beaucoup plus discrètes et difficiles à localiser dans l'environnement.

Espèces-hôtes. En Europe, les Dioxyini sont le plus souvent associées aux abeilles solitaires des genres *Hoplitis*, *Osmia* et *Megachile*, notamment *Hoplitis anthocopoides*,

Hoplitis ravouxi, *Osmia andrenoides*, ou encore *Megachile parietina*. Les relations hôtes-coucous sont encore à préciser pour plusieurs espèces.

Préférences florales. Comme chez toutes les abeilles-coucous, les femelles de nomades ne récoltent pas activement de pollen pour alimenter leurs larves. On observe donc les mâles et femelles sur un large spectre de fleurs dont elles prélèvent du nectar et un peu de pollen pour leur propre consommation. Les espèces de Dioxyini recensées en Europe semblent spécifiquement liées à un spectre restreint d'espèces hôtes qui ne sont pas elles-mêmes spécialisées du point de vue alimentaire, même si elles peuvent présenter une préférence pour les Fabacées (*Hoplitis ravouxi*, *Megachile parietina*), les Lamiacées (*Osmia andrenoides*) ou encore les Boraginacées (*Hoplitis anthocopoides*, *Hoplitis ravouxi*).

Conseils de préparation

La détermination des mâles se fait sur base des génitalia et parfois de la structure de la ponctuation sur le corps. L'identification des femelles repose notamment sur l'examen du labre, du mesoscutellum, des sternites et des tergites. De même, les antennes doivent être dégagées et bien visibles, tout comme les sternites.

Liste des genres (5), sous-genres (5) et espèces (10)

Comme indiqué par Rasmont *et al.* (2017), les genres *Dioxys* et *Paradioxys* sont considérés comme masculin et les épithètes spécifiques sont accordées en conséquence.

1. *Aglaopis (Aglaopis) tridentata* (Nylander, 1848)

Diagnose (Photo T20). Contrairement à certaines espèces proches comme *Dioxys cinctus*, tous les tergites sont noirs chez *A. tridentata*. La femelle est reconnaissable à son abdomen ovoïde avec ses a franges plutôt larges et blancs et à son dernier segment émousé. Le mâle est très semblable à la femelle. Les axilles des femelles sont transformées en petites épines (absentes chez les *Metadioxys* et les *Paradioxys*) (Michener 2007). **Distribution.** On retrouve cette espèce essentiellement en Europe méridionale et centrale. Il s'agit de la seule espèce d'*Aglaopis* recensée en Europe, très rare, que l'on trouve de la Finlande au nord jusqu'à l'Espagne au Sud, en passant par l'Italie, la Grèce et Chypre, et à l'est jusqu'au Caucase, l'Oural, le Kazakhstan et l'Inde. **Biologie.** Cette espèce active de mai-juin à juillet-août parasite différentes abeilles sauvages solitaires de la famille des Mégachilidés, notamment *Hoplitis anthocopoides*, *H. ravouxi*, *Osmia andrenoides*, ou encore *Megachile parietina*.

2. *Dioxys (Dioxys) ardens* Gerstaecker, 1869

Diagnose. Chez les femelles, l'abdomen est totalement rouge, dépourvu de bandes de pilosité, et le thorax est recouvert d'une pilosité grisâtre mêlée de soies noires. Les antennes sont rouges, sauf le scape, de même que les pattes (sauf les hanches) et le scutellum. Chez les mâles, le flagelle antennaire est brunâtre à rougeâtre, et le 4^e segment du flagelle est au moins deux fois plus long que le troisième. La taille est de 8 à 10mm environ. **Distribution.** L'espèce est connue exclusivement de l'Espagne (Andalousie), du Maroc, de l'Algérie et de la Tunisie. **Biologie.** Inconnue.

3. *Dioxys (Dioxys) atlantica* Saunders, 1904

4. *Dioxys (Dioxys) cinctus* (Jurine, 1807)

Diagnose (Photo T21). Les deux sexes sont très semblables d'un point de vue morphologique : d'un aspect noir brillant, le corps est recouvert d'une pilosité grisâtre à blanchâtre, y compris sur l'abdomen qui présente des bandes de soies fines et continues sur la marge postérieure de chaque tergite. L'espèce se distingue aussi par la coloration rouge foncé des deux premiers tergites, et ce chez les deux sexes. La taille est de 8 à 12 mm environ. **Distribution.** L'espèce jouit d'une très large distribution géographique en Europe, principalement dans les zones méridionales Méditerranéennes et en Europe centrale. **Biologie.** L'espèce parasite les nids de *Megachile*, notamment les chalicodomes *Megachile pyrenaica*, *Megachile parietina* et probablement *M. sicula*. D'autres hôtes sont vraisemblablement visés sur l'aire de distribution de *Dioxys cinctus*.

5. *Dioxys (Dioxys) lanzarotensis* Tkalcu, 2001

6. *Dioxys (Dioxys) moestus* Costa, 1883

7. *Dioxys (Dioxys) pumilus* Gerstaecker, 1869

8. *Ensliniana (Ensliniana) bidentata* (Friese, 1899)

Diagnose (Photo T22). La seule espèce du genre présente en Europe se distingue des autres espèces de la tribu par les caractères génériques : taille moyenne (7-9 mm), absence de projection médiane sur le metanotum, génitalia des mâles allongés. **Distribution.** On a recensé cette espèce uniquement en Espagne et au Portugal (Ornosa & Ortiz-Sanchez 2014; Baldock *et al.* 2018). Elle a été pour la première fois décrite sur base de spécimens collectés en Israël. Il n'y a pas d'autres informations en provenance d'Europe. **Biologie.** La biologie de cette espèce est très peu connue. L'espèce vole en mai et une observation a été faite au Portugal autour d'un nid d'*Hoplitis zaijanorum* (Ian Cross, pers. comm.).

9. *Metadioxys (Metadioxys) graeca* (Mavromoustakis, 1963)

Diagnose. Taxon initialement décrit par Mavromoustakis comme une sous-espèce de *Metadioxys formosa* (espèce d'Asie Mineure, du Proche-Orient et du Maroc), puis élevé au rang spécifique par Warncke (1977). **Distribution.** Grèce, y compris la Crète. Chez les femelles : espace à l'arrière des ocelles et au sommet de la tête recouvert d'une pilosité éparse, et le sternite 6 élargi au point de déborder et d'être visible du dessus, autour du tergite correspondant; apex de l'abdomen arrondi. **Biologie.** Inconnue.

10. *Paradioxys (Paradioxys) panonicus* (Mocsáry, 1877)

Diagnose. Espèce à l'abdomen rougeâtre dont les segments sont marqués apicalement par de fines bandes continues de pilosité blanche. L'apex de l'abdomen est conique et pointu, les derniers segments sont d'un rouge sombre qui tire sur le noir. Les pattes médianes et postérieures des femelles sont rougeâtres également. Le thorax est noir, recouvert d'une fine pilosité blanche jusque sur les flancs (pleures). **Distribution.** Espèce connue d'Autriche et de Hongrie. **Biologie.** Hurd (1958) indique que les *Paradioxys* sont associés à des espèces-hôtes appartenant au genre *Megachile*, mais il existe peu d'information plus précises, en particulier en Europe.

Documents de références

Amiet F., Herrmann M., Müller A. & Neumeier R., 2004. Apidae 4: *Anthidium*, *Chelostoma*, *Coelioxys*, *Dioxys*, *Heriades*, *Lithurgus*, *Megachile*, *Osmia*, *Stelis*. Centre Suisse de Cartographie de la Faune (CSCF)/Schweizerische Entomologische Gesellschaft (SEG).

Baldock D., Wood T.J., Cross I. & Smit J. (2018) The bees of Portugal (Hymenoptera: Apoidea: Anthophila). Entomofauna, supplement, 22, 1-164.

Gogala A., 1995. Phylogenetic relationships of the bee genus *Dioxys* Lepeletier & Serville, 1825 (Hymenoptera: Megachilidae, Megachilinae). *Acta Entomologica Slovenica* 3: 43-48.

Hurd P.D. Jr., 1958. American bees of the genus *Dioxys* Lepeletier & Serville. University of California Publications in Entomology, 14, 275-302.

Khodaparast R. & Monfared A., 2012. A survey of bees (Hymenoptera: Apoidea) from Fars Province, Iran. *Zootaxa* 3445:37-58.

Ornosa C., Ortiz-Sánchez F.J. & Torres F., 2008. Catálogo de los Megachilidae del Mediterráneo Occidental (Hymenoptera, Apoidea). III. Anthidiini y Dioxyni. *Graellsia* 64(1): 61-86.

Ornosa, C. & Ortiz Sánchez, F.J. 2014. *Ensliniana bidentata*. The IUCN Red List of Threatened Species 2014: e.T19198335A21143580.

Michener C.D., 1996. The first South African dioxyine bee and a generic review of the tribe Dioxyni. Contributions on Hymenoptera and Associated Insects Dedicated to Karl V. Krombein, Memoirs of the Entomological Society of Washington: Vol. 17 (ed. by B.B. Norden and A.S. Menke), pp. 142-152. Entomological Society of Washington, Washington, District of Columbia.

Michener C.D., 2007. *The Bees of the World*, 2nd edn. The Johns Hopkins University Press, Baltimore, Maryland.

Popov V.B., 1936. Toward knowledge of the genus *Dioxys* Lep. *Trudy Zoologicheskova Instituta, Akademii Nauk SSSR* 3: 3-32 (in Russian).

Popov V.B., 1953. The reduction of the sting apparatus of Dioxynae [sic], a parasitic subfamily of bees. *Trudy Zoologicheskova Instituta, Akademii Nauk SSSR* 13: 337-351 (in Russian).

Rozen Jr. J.G. & Favreau M.S., 1967. Biological notes on *Dioxys pomonae pomonae* and on its host, *Osmia nigrobarbata* (Hymenoptera: Megachilidae). *Journal of the New York Entomological Society* 75:197-203.

Rozen Jr. J.G. & Özbek H., 2004. Immature Stages of the cleptoparasitic bee *Dioxys cincta* (Apoidea: Megachilidae: Megachilinae: Dioxyni). *American Museum Novitates* 3443: 1-12.

Warncke K., 1977. Beitrag zur Systematik der westpaläarktischen Bienengattung *Dioxys*. *Reichenbachia* 16: 265-282.

Sous-famille des Megachilinae, Tribu des Megachilini

Les Megachilini sont connues sous le nom d'abeilles coupeuses de feuille mais toutes les espèces ne sont pas coupeuses de feuilles (Trunz *et al.* 2016). Par exemple le genre *Coelioxys* comprend uniquement des espèces cleptoparasites. En Europe, Les Megachilini se distinguent d'un point de vue morphologique par l'absence d'arolium entre les griffes de leurs pattes, et l'absence de tâche jaune importante sur le corps. Les

Megachilini sont la tribu la plus diversifiée des Megachilidae en termes d'espèces, comprenant près de 50 % de la diversité mondiale.

Genre *Coelioxys* Latreille 1809

(Megachilidae, Megachilinae, Megachilini)

Étymologie : du grec *coel-* = creux, cavité et *ox-* = aigu, pointu, en référence à la forme du dernier segment abdominal des femelles

Noms vernaculaires : les coelioxys (Fr), der Kegelbienen (Al), de kegelbijen (Nl) (= abeilles en cône)

Morphologie et diagnose

Les coelioxys sont des mégachiles cleptoparasites de 7 à 16 mm. Ils présentent une langue longue, une femelle sans brosse ventrale sur l'abdomen, deux cellules submarginales et un clypeus non saillant par rapport aux yeux. Ils se distinguent des Anthidiini par l'absence de tache cuticulaire jaune, des Lithurgini par l'absence de plateau pygidial et des Osmini par l'absence d'arolium entre les griffes. Les femelles se distinguent facilement des *Megachile* par l'absence de brosse de récolte ventrale sur l'abdomen. La forme en cône de leur abdomen, terminé en pointe, et leurs axilles modifiées en forme de dent (Figure 214A) permettent de ne pas les confondre avec les Dioxyini chez qui l'abdomen est plus ovoïde et les axilles arrondis (à ne pas confondre avec le scutellum denté chez le genre *Dioxys*). Comme chez beaucoup d'abeilles cleptoparasites, la pilosité est courte et forme des taches blanches feutrées au moins sous forme de bandes apicales sur les tergites abdominaux mais parfois aussi sur l'ensemble du corps, surtout chez les mâles. Les mâles se reconnaissent immédiatement à leur tergite 7 qui porte 4 à 8 dents (Figure 214B). Enfin, mâles et femelles ont les yeux velus, caractère qu'on ne retrouve que chez l'abeille mellifère.

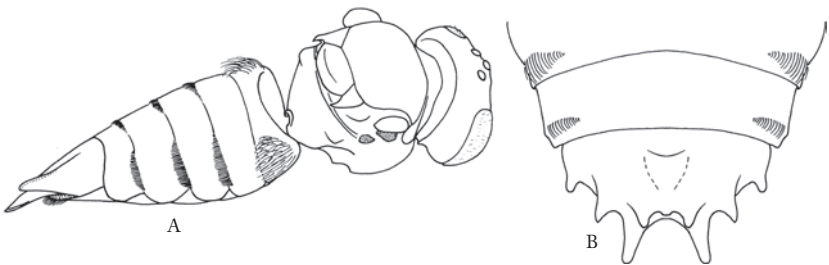


Fig. 214. - A. Vu de profil du corps entier d'une femelle de *Coelioxys* (*Coelioxys*) *mandibularis* avec les axilles pointues. B. Apex du métasome du mâle de *Coelioxys* (*Allocoelioxys*) *afrus*.

Répartition géographique et diversité mondiale

Le genre *Coelioxys* est cosmopolite et très diversifié, avec au moins 481 espèces actuellement reconnues et enregistrées sur presque tous les continents, sauf l'Antarctique et la plupart des pays, à l'exception de l'Islande, Nouvelle-Zélande et quelques petits archipels et îles des océans Indien et Pacifique (Michener 2007 ; Rocha Filho & Packer 2017). Warncke (1992) place le genre *Radoszkowskiana* comme sous-genre de *Coelioxys*. Pour la région ouest-paléarctique, il reconnaît au total 34 espèces et 4 sous-genres (*Allocoelioxys*, *Argcoelioxys*, *Coelioxys* s.str., *Radoszkowskiana*). Rocha Filho & Packer (2017) ont récemment démontré que *Radoszkowskiana* est bien un genre à part (comme proposé par Michener 2007), reconnaissent 20 sous-genres à l'échelle globale, transfèrent des espèces entre sous-genres et mettent en synonymie des sous-genres européens (ex : *Mesocoelioxys* devient synonyme de *Allocoelioxys*).

Biologie et cycle de développement

Le comportement de parasitisme est probablement apparu 5 ou 6 fois indépendamment chez les Megachilidae (Litman *et al.* 2013). Les *Coelioxys* sont essentiellement parasites du genre *Megachile* mais elles peuvent également être les parasites d'autres mégachilides (*Hoplitis*, *Osmia* et *Trachusa*) ainsi que, en Europe, des abeilles du genre *Anthophora* (Rocha Filho & Packer 2017). Leur comportement de parasitisme est assez variable. Chez certaines espèces, la femelle pond son œuf dans le nid de l'hôte avant que la femelle hôte n'y pondre son propre œuf alors que d'autres espèces le font après (Baker 1971 ; Rozen & Kamel 2007). Les *Coelioxys* sont donc capables de parasiter des nids ouverts, ce qui est un comportement évolué chez les Megachilidae (Litman *et al.* 2013). Dans ce cas de figure, c'est la larve du parasite qui va tuer la larve de l'hôte grâce à des adaptations morphologiques particulières des premiers stades de développement (mandibules pointues).

Concernant les choix floraux, la plupart des espèces sont largement polylectiques et se nourrissent essentiellement du nectar des Composées carduées, des labiées, des légumineuses et des boraginacées. On les trouve toutefois plus fréquemment sur les plantes que visitent leurs hôtes.

Conseils de préparation

Pour les mâles, les genitalia n'ont pas grande importance. On les reconnaît essentiellement à la forme de leurs taches de soies blanches feutrées, et au nombre et à la forme des dents du tergite 7. On reconnaît également les femelles grâce à leur pilosité mais aussi à la forme de leur tergite 6.

Liste des sous-genres (6) et espèces (28)

Comme indiqué par Rasmont *et al.* (2017), le genre *Coelioxys* est considéré comme masculin et les épithètes spécifiques sont accordés. D'après la révision du genre par Rocha Filho & Packer (2017), on recense 6 sous-genres en Europe : *Allocoelioxys*, *Coelioxys* s.str., *Liothyrapis*, *Melissoctonia*, *Paracoelioxys* et *Rozeniana*. C'est cette classification qui est suivie dans ce catalogue.

1. *Coelioxys* (*Allocoelioxys*) *acanthopygus* Alfken, 1940
2. *Coelioxys* (*Allocoelioxys*) *acanthurus* (Illiger, 1806)
3. *Coelioxys* (*Allocoelioxys*) *afrus* Lepeletier, 1841
4. *Coelioxys* (*Allocoelioxys*) *argenteus* Lepeletier, 1841

5. *Coelioxys (Allocoelioxys) artemis* Schwarz, 2001
6. *Coelioxys (Allocoelioxys) brevis* Eversmann, 1852
7. *Coelioxys (Allocoelioxys) caudatus* Spinola, 1838
8. *Coelioxys (Allocoelioxys) coturnix* Pérez, 1884
9. *Coelioxys (Allocoelioxys) echinatus* Förster, 1853
10. *Coelioxys (Allocoelioxys) elegantulus* Alfken, 1934
11. *Coelioxys (Allocoelioxys) elongatulus* Alfken, 1938
12. *Coelioxys (Allocoelioxys) elsei* Schwarz, 2001
13. *Coelioxys (Allocoelioxys) emarginatus* Förster, 1853
14. *Coelioxys (Allocoelioxys) baemorrhous* Förster, 1853
15. *Coelioxys (Allocoelioxys) obtusus* Pérez, 1884
16. *Coelioxys (Allocoelioxys) polycentris* Förster, 1853
17. *Coelioxys (Coelioxys) quadridentatus* (Linnaeus, 1758)
18. *Coelioxys (Liothyrapis) decipiens* Spinola, 1838
19. *Coelioxys (Melissoctonia) conoideus* (Illiger, 1806)

Diagnose (Photos 101-102). Le sous-genre *Melissoctonia* peut être différencié de tous les autres sous-genres de *Coelioxys* par une combinaison originale de caractères pour les deux sexes: le lobe pronotal est nettement caréné, discret, ne formant pas lamelle ; les axilles sont longues, avec la partie apicale libre plus longue que la partie basale; la bande apicale des sternites 2-5 est interrompue au centre du sternite. Par ailleurs, la mandibule des femelles est visiblement courbée à la moitié sur la surface extérieure, et chez les mâles, la marge apicale du sternite 4 est légèrement émarginée. *Coelioxys conoideus* est la seule espèce de ce sous-genre en Europe. **Distribution.** L'espèce est répartie dans toute l'Europe depuis la péninsule ibérique et le Royaume-Uni, jusque la Grèce, Chypre et la Russie européenne. Elle est absente des régions les plus septentrionales et orientales de l'Europe. On le trouve également en Turquie et en Afrique du Nord. **Biologie.** Cette espèce vit dans différents environnements, tels que forêts boréales, tempérées et méditerranéens, les dunes de sable côtières, les terres arables, les zones agricoles et les semi-déserts. Les espèces hôtes connues sont *Megachile lagopoda*, *M. maritima*, *M. ericetorum* et *Anthophora plagiata* (Warncke 1992, Proshchalykin 2006, C. Praz, comm. Pers. 2014). Les plantes visitées sont des Ericaceae, des Rosaceae (*Rubus ulmifolius*), des Plumbaginaceae (*Limonium* spp.) et des Fabaceae (*Vicia cracca*) (Grace 2010). *Coelioxys conoideus* vole de mai à septembre.

20. *Coelioxys (Paracoelioxys) alatus* Förster, 1853
21. *Coelioxys (Paracoelioxys) elongatus* Lepeletier, 1841
22. *Coelioxys (Paracoelioxys) inermis* (Kirby, 1802)
23. *Coelioxys (Paracoelioxys) mandibularis* Nylander, 1848
24. *Coelioxys (Paracoelioxys) osmiai* Alfken, 1928
25. *Coelioxys (Rozeniana) aurolimbatus* Förster, 1853

Diagnose (Photos 103-104). Les caractéristiques du sous-genre *Rozeniana* sont les suivantes : le scutellum ne présente pas de tâches de soies appliquées ; les axilles sont nettement courbées apicalement ; les bandes apicales des sternites 2-5 sont complètes. Par ailleurs, chez les femelles, la mandibule est visiblement courbée en centre et le sternite est entaillé. Chez les mâles, la marge apicale du sternite 4 est entière. Concernant *C. aurolimbatus*, elle est caractérisée par une bande apicale complète sur le sternite 4 même

si cette bande se rétrécit au centre. **Distribution.** *Coelioxys aurolimbatus* est largement répandu dans toute l'Europe, de l'Espagne aux Pays-Bas et à la Pologne, en passant par la Grèce et la Russie européenne. À l'Est, elle atteint l'Asie centrale. **Biologie.** L'espèce se retrouve dans les forêts tempérées et méditerranéennes, les prairies, les zones humides, les semi-déserts, les terres arables et les pâturages. Elle vole de mai à septembre. Elle a été observée visitant les Asteraceae (*Cirsium* sp.), Lythraceae, Lamiaceae (*Stachys* sp., *Origanum* sp.), les Rosaceae et les Fabaceae (*Onobrychis viciifolia*) (Grace 2010). Comme toutes les espèces du genre, *C. aurolimbatus* est exclusivement cleptoparasite, en ce sens qu'elle parasite les nids d'autres espèces d'abeilles. Les espèces hôtes identifiées sont *Megachile ericetorum* (C. Praz, comm. Pers., 2014), *Chalicodoma ericetorum*, *C. levebrevi*, *Anthophora parietina* et *A. plagiata*.

26. *Coelioxys* (*Rozeniana*) *rufescens* Lepeletier & Serville, 1825

27. *Coelioxys* (?) *lanceolatus* Nylander, 1852

28. *Coelioxys* (?) *obtusispinus* Thomson, 1872

Documents de références

Grace, A. 2010. Introductory Biogeography to Bees of the Eastern Mediterranean and Near East. Bexhill Museum, Sussex, U.K.

Litman J.R., Praz C.J., Danforth B.N., Griswold T.L. & Cardinal S. 2013. Origins, evolution, and diversification of cleptoparasitic lineages in long-tongued bees. *Evolution*, 67: 2982-2998.

Pasteels J. J. 1977. Les Megachilini parasites (*Coelioxys* s. l.) d'Afrique noire. Subdivision générique et subgénérique. Descriptions d'espèces nouvelles et rectifications de nomenclature (Hymenoptera, Apoidea, Megachilidae). *Revue de zoologie africaine*, 91 : 161-197.

Michener, C. D. 2007. *The bees of the world, second edition*. Baltimore, The Johns Hopkins University Press.

Proshchalykin, M. Yu. 2006. Bees of the genus *Coelioxys* Latreille, 1809 (Hymenoptera, Apoidea) from the Russian Far East. *Euroasian entomological journal* 5(4): 318-324.

Rocha Filho L.C.D., Packer L. 2017. Phylogeny of the cleptoparasitic Megachilini genera *Coelioxys* and *Radoszkowskiana*, with the description of six new subgenera in *Coelioxys* (Hymenoptera: Megachilidae). *Zoological Journal of the Linnean Society*, 180: 354-413.

Warncke K. 1992. Die westpaläarktischen Arten der Bienengattung *Coelioxys* LATR. (Hymenoptera, Apidae, Megachilinae). *Ber. naturf. Ges.*, 53: 31-77.

Genre *Megachile* Latreille 1802

(Megachilidae, Megachilinae, Megachilini)

Étymologie : du grec *mega-* = grand et *chilo-* = la lèvre

Noms vernaculaires : les mégachiles (Fr), the leavecutter bees (En) (= abeille coupeuses de feuilles), der Mörtel- und Blattschneiderbienen (Al), de behangersbijen (Nl) (= abeilles tapisseries)

Morphologie et diagnose

Les mégachiles sont des mégachilides non cleptoparasites de 7 à 17 mm : langue longue, femelle avec une brosse ventrale sur l'abdomen, deux cellules submarginales, clypeus non saillant par rapport aux yeux. Elles se distinguent des Anthidiini par l'absence de tache cuticulaire jaune, des Lithurgini par l'absence de plateau pygidial et des Osmiini par l'absence d'arolium entre les griffes. Elles se distinguent enfin des genres cleptoparasites comme *Coelioxys*, *Dioxys* et *Aglaopis* par la présence d'une brosse de récolte ventrale chez les femelles et l'absence de scutellum ou d'axiles modifiés en dents ou en plateau chez les mâles. La plupart des espèces présentent des bandes de soies claires sur l'abdomen, les autres, souvent de grande taille (sous-genre *Chalicodoma*) ont un pelage épais.

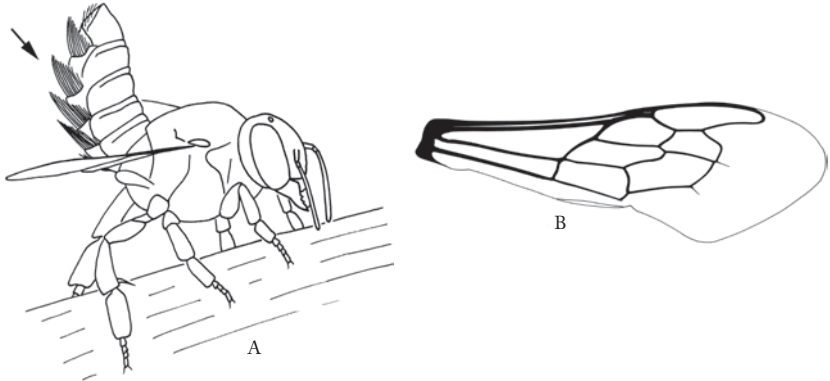


Fig. 215. - A. Femelle du genre *Megachile* avec une brosse de récolte ventrale.
B. Aile antérieure de *Megachile* (*Pseudomegachile*) *ericetorum*.

Répartition géographique et diversité mondiale

Le genre *Megachile* est recensé sur tous les continents, des zones tropicales aux zones boréales, en passant par les zones tempérées (Michener 2007). Il est un des genres les plus diversifiés d'abeilles et comprend pas loin de 1400 espèces et 55 sous-genres, avec une diversité maximale sous les tropiques (Ascher & Pickering, 2014). L'origine de ce genre est probablement en Afrique tropicale, avec des colonisations multiples des autres continents (Trunz *et al.* 2016). Les capacités de colonisation de ce groupe sont remarquables, avec plusieurs espèces invasives, comme *M. sculpturalis*, récemment introduit d'Asie en Europe (Le Féon & Geslin 2018). La taxonomie de ce genre n'a pas toujours été claire et des groupes d'espèces ont été reconnus comme genre séparé. Pour l'Europe, les espèces récolteuses de boue ont parfois été classées dans un genre à part, le genre *Chalicodoma*. Les *Creightonella* ont aussi été reconnues par certains auteurs comme un genre séparé (Pasteels 1970). Sur base d'une phylogénie moléculaire et d'arguments morphologiques, Trunz *et al.* (2016) ont proposé une nouvelle classification sub-générique pour le genre *Megachile*, et Praz (2017) a détaillé les implications taxonomiques de cette nouvelle classification. Une clé de détermination des sous-genres est aussi disponible de ce dernier article. Nous suivons cette proposition dans le présent ouvrage en considérant 8 sous-genres pour la faune européenne (*Anodonteutricharaea*, *Callomegachile*, *Chalicodoma*, *Creightonella*, *Eutricharaea*, *Megachile*, *Pseudomegachile* et

Xanthosarus). La taxonomie au niveau de l'espèce reste encore à revoir pour beaucoup de groupes d'espèces, avec probablement la description d'espèces cryptiques.

Biologie et cycle de développement

Les Mégachiles sont des abeilles solitaires non-cleptoparasites. Elles sont d'importantes pollinisatrices des cultures, avec une espèce, *Megachile rotundata*, qui est utilisée pour polliniser la luzerne. Les Mégachiles présentent une relativement grande diversité de comportements de nidification, avec deux catégories principales, les espèces qui coupent des morceaux de feuilles (ou de pétales) et utilisent les morceaux pour construire leurs nids, et les espèces qui utilisent de la boue et/ou de la résine. Les nids des Mégachiles peuvent être parasités par d'autres abeilles du genre *Coelioxys*. De nombreuses espèces de *Megachile* sont généralistes, mais aussi plusieurs espèces ont des claires préférences pour les Asteraceae (ex : *Megachile pilicrus*), les Fabaceae (ex : *M. ericetorum*, *M. pyrenaica*) ou le genre *Epilobium* (*Megachile lapponica*) (Westrich 1989).

Conseils de préparation

L'extraction des génitalia est nécessaire pour pouvoir déterminer les espèces des sous-genres *Eutricharaea* et *Megachile*. Par ailleurs, de manière générale, la pilosité doit être préparée de manière impeccable (donc pas trop « collée » si le spécimen est humide). Enfin, il est utile de bien dégager les mandibules et les pattes.

Liste des sous-genres (8) et espèces (80)

La classification subgénérique suivie dans ce catalogue correspond à celle proposée par Trunz *et al.* (2016) et Praz (2017). Les espèces correspondent à la liste de Nieto *et al.* (2014) auxquelles sont ajoutées les 5 nouvelles espèces recensées par Rasmont *et al.* (2017), et sont retirées quelques espèces mises en synonymie.

1. *Megachile* (*Anodontetricharaea*) *albohirta* (Brullé, 1839)
2. *Megachile* (*Anodontetricharaea*) *troodica* Mavromoustakis, 1953
3. *Megachile* (*Callomegachile*) *breviceps* Friese, 1898
4. *Megachile* (*Callomegachile*) *sculpturalis* Smith, 1853
5. *Megachile* (*Chalicodoma*) *fuerteventurae* Tkalcù, 1994
6. *Megachile* (*Chalicodoma*) *manicata* Giraud, 1861
7. *Megachile* (*Chalicodoma*) *albo cristata* (Smith, 1853)
8. *Megachile* (*Chalicodoma*) *albonotata* Radoszkowski, 1886
9. *Megachile* (*Chalicodoma*) *apennina* Benoist, 1940
10. *Megachile* (*Chalicodoma*) *baetica* (Gerstaecker, 1869)
11. *Megachile* (*Chalicodoma*) *canescens* (Brullé, 1832)
12. *Megachile* (*Chalicodoma*) *cressa* (Tkalcù, 1988)
13. *Megachile* (*Chalicodoma*) *cypricola* Mavromoustakis, 1938
14. *Megachile* (*Chalicodoma*) *ghilianii* Spinola, 1843
15. *Megachile* (*Chalicodoma*) *hungarica* Mocsáry, 1877
16. *Megachile* (*Chalicodoma*) *lefebvrei* (Lepeletier, 1841)
17. *Megachile* (*Chalicodoma*) *lucidifrons* Ferton, 1905
18. *Megachile* (*Chalicodoma*) *montenegrensis* Dours, 1873
19. *Megachile* (*Chalicodoma*) *parietina* (Geoffroy, 1785)
20. *Megachile* (*Chalicodoma*) *pyrenaica* (Lepeletier, 1841)

Diagnose (Photos 105-106). Les femelles de ce sous-genre peuvent être reconnues grâce aux caractères suivants : une marge apicale du clypéus convexe et denticulée, une mandibule allongée avec une marge apicale droite au-dessus de deux dents apicales. Les mâles de ce sous-genre sont caractérisés aussi par une mandibule relativement longue, sans projection inférieure, et qui possède 3 dents. Par ailleurs la carène pré-apicale du tergite 6 des mâles est denticulée. A l'intérieur de ce sous-genre, *Megachile pyrenaica* fait partie du groupe de *Megachile parietina* où les mâles présentent un tergite 6 sans dent latérale, et les femelles ont une pilosité branchue sur le clypeus. A l'intérieur de ce groupe d'espèces, on distingue les mâles et les femelles par leurs tarsi orange et leur pilosité gris-clair à gris-brun. **Distribution.** *Megachile pyrenaica* est présente de l'Europe occidentale en Espagne jusqu'en Asie centrale (Ascher et Pickering, 2014). **Biologie.** Cette espèce possède des nids exposés et solides construits avec de la boue probablement mélangée à des sécrétions. Les cellules sont placées sur divers substrats, parfois même sur des branches, mais aussi cachées sous une pierre (Le Goff 2007). L'espèce est parasitée par *Stelis nasuta* et *Dioxys cincta* (Westrich 1989, Amiet *et al.* 2004). L'espèce peut être oligolectique sur Fabaceae (Müller *et al.* 1997), bien que Gogala (2013) mentionne que cette espèce visite aussi les Lamiaceae. L'espèce habite des zones ouvertes montagneuses telles que des prairies et des zones rocheuses.

21. *Megachile (Chalicodoma) roeweri* Alfken, 1928
22. *Megachile (Chalicodoma) rufescens* (Pérez, 1879)

Diagnose (Photos 107-108). Cette espèce fait partie du même sous-genre et du même groupe d'espèces que *M. pyrenaica*. Elle s'en distingue par des tarsi brun foncé et pas orange. **Distribution.** L'espèce est présente en France et probablement en Espagne (Ascher et Pickering 2014). **Biologie.** Il n'y a aucune information disponible sur l'écologie de cette espèce mis à part le fait qu'elle vole pendant l'été et qu'elle semble nidifier sur des tiges (Fabre 1882).

23. *Megachile (Chalicodoma) rufitarsis* (Lepelletier, 1841)
24. *Megachile (Chalicodoma) sicula* (Rossi, 1792)
25. *Megachile (Creightonella) albisecta* (Klug, 1817)
26. *Megachile (Creightonella) doriae* Magretti, 1890
27. *Megachile (Eutricharaea) anatolica* Rebmann, 1968
28. *Megachile (Eutricharaea) apicalis* Spinola, 1808
29. *Megachile (Eutricharaea) basilaris* Morawitz, 1875
30. *Megachile (Eutricharaea) binominata* Smith, 1853
31. *Megachile (Eutricharaea) burdigalensis* Benoist, 1940
32. *Megachile (Eutricharaea) canariensis* Pérez, 1839
33. *Megachile (Eutricharaea) concinna* Smith, 1879
34. *Megachile (Eutricharaea) deceptoris* Pérez, 1890
35. *Megachile (Eutricharaea) fertoni* Pérez, 1895
36. *Megachile (Eutricharaea) flabellipes* Pérez, 1895
37. *Megachile (Eutricharaea) giraudi* Gerstaecker, 1869
38. *Megachile (Eutricharaea) gothalauniensis* Pérez, 1902
39. *Megachile (Eutricharaea) hobmanni* Tkalcù, 1994
40. *Megachile (Eutricharaea) leachella* Curtis, 1828

Diagnose (Photo 109). Les femelles de ce sous-genre sont caractérisées par une brosse ventrale au moins en partie blanche, et des sternites avec une bande apicale blanche en-dessous de la scopa. Chez les mâles, le disque du tergite 6 est couvert d'une pilosité claire et dense cachant la cuticule, et la mandibule possède trois dents et une projection inférieure. La femelle de *M. leachella* présente un tergite 6 avec deux tâches de poils clairs, inséparable de *M. pilidens* sur le terrain. La brosse de récolte est blanche sur les sternites 1-5 et noire sur le sternite 6. Le mâle de cette espèce a une dent sous la base de la mandibule, visible en main avec une loupe en vue frontale. Par ailleurs, le gonostyle est bifide et long. **Distribution.** Cette espèce est largement répandue de l'Espagne à l'Asie centrale, en passant par l'Europe centrale et septentrionale, le Royaume-Uni et la Scandinavie (C. Praz, comm. Pers., 2014). **Biologie.** L'espèce est polylectique, en ce sens qu'elle préfère se nourrir d'une large gamme d'espèces de plantes à fleurs : Crassulaceae, Fabaceae et Lamiaceae (Westrich 1989), avec une préférence pour *Lotus corniculatus* (Peeters *et al.* 1999). Les nids sont creusés dans le sol et les cellules de couvain sont constituées de disques de feuilles de différentes espèces de plantes (Westrich 1989, Amiet *et al.* 2004). Plusieurs cellules sont alignées dans un même nid et son entrée est recouverte de feuilles (Meng et Xu, 2008). Pour la construction d'une cellule, 11 à 14 morceaux de feuilles sont nécessaires (Meng et Xu, 2008). *Megachile leachella* effectue six à neuf voyages de pollen et de nectar pour chaque cellule (Meng et Xu, 2008). En Europe du Nord, *M. leachella* est principalement présente sur les dunes de sable côtières, de juin à fin août (Westrich 1989). En Europe centrale, *M. leachella* se trouve principalement dans les habitats sableux.

41. *Megachile (Eutricharaea) leucomalla* Gerstaecker, 1869
42. *Megachile (Eutricharaea) melanogaster* Eversmann, 1852
43. *Megachile (Eutricharaea) minutissima* Radoszkowski, 1876
44. *Megachile (Eutricharaea) opacifrons* Pérez, 1897
45. *Megachile (Eutricharaea) patellimana* Spinola, 1838
46. *Megachile (Eutricharaea) picicornis* Morawitz, 1877
47. *Megachile (Eutricharaea) pilidens* Alfken, 1924
48. *Megachile (Eutricharaea) pugillatoria* Costa, 1863
49. *Megachile (Eutricharaea) rotundata* (Fabricius, 1787)
50. *Megachile (Eutricharaea) schmiedeknechti* Costa, 1884
51. *Megachile (Eutricharaea) semicircularis* van der Zanden, 1996
52. *Megachile (Eutricharaea) tenuistriga* Alfken, 1938
53. *Megachile (Eutricharaea) walkeri* Dalla Torre, 1896
54. *Megachile (Megachile) dacica* Mocsáry, 1879
55. *Megachile (Megachile) alpicola* Alfken, 1924
56. *Megachile (Megachile) benoisti* (Tkalcü, 1977)
57. *Megachile (Megachile) bombycina* Radoszkowski, 1874
58. *Megachile (Megachile) centuncularis* (L., 1758)

Diagnose (Photo 110). Au sein du sous-genre *Megachile*, les femelles présentent : une mandibule avec 5 dents, et une lame coupante au second espace inter-dents mais pas au troisième ; un clypeus plat avec des punctuations fortes et la cuticule brillante entre les punctuations. Les mâles présentent une morphologie assez homogène au sein de ce sous-genre. Ils n'ont pas de dent sur la coxa, et leurs mandibules ont trois dents et le gonostyle est toujours bifide (jamais simple). La femelle de *M. centuncularis* est

caractérisée par une brosse généralement entièrement orange, y compris sur les sternites 5-6 (chez les autres espèces du sous-genre, la brosse est noire ou brun-sombre, au moins sur S6) ; des tâches de poils étroites et peu marquées sur les côtés des tergites. Le mâle de *M. centuncularis* présente un tergite 6 avec une carène préapicale entière et le disque sans poils clairs. **Distribution.** *Megachile centuncularis* est réparti dans les régions de l'est paléarctique et nordique. En dehors de l'Europe, on la retrouve en Afrique du Nord (Ascher et Pickering 2014). **Biologie.** Cette espèce habite les lisières des forêts, les clairières, les zones ouvertes et les terres en jachère. Les femelles nichent dans le sol, dans des cavités existantes en bois ou dans des tiges creuses. Ses cellules de couvain sont constituées de disques de feuilles. Les nids peuvent être parasités par l'abeille-coucou *Coelioxys inermis*, et peut-être aussi de *C. elongata* et *C. mandibularis* (Amiet *et al.* 2004). L'espèce est polylectique (Peeters *et al.* 1999, Westrich 1989, Amiet *et al.* 2004) en ce sens qu'elle se nourrit d'une grande variété d'espèces végétales.

59. *Megachile (Megachile) genalis* Morawitz, 1880

60. *Megachile (Megachile) lapponica* Thomson, 1872

61. *Megachile (Megachile) ligniseca* (Kirby, 1802)

Diagnose (Photo 111). Au sein du sous-genre *Megachile* (voir critères ci-dessus pour reconnaître ce sous-genre), la femelle de *Megachile ligniseca* est de grande taille (12-14mm), et difficile à séparer sur le terrain d'espèces semblables. Elle est cependant relativement plus allongée que *M. lagopoda* et *M. maritima*. Le mâle ressemble à *M. centuncularis* mais il est un peu plus grand. **Distribution.** La distribution de cette espèce est limitée à l'ouest de la région paléarctique (Ascher et Pickering 2014), où elle est présente en Europe de la France à l'est jusqu'en Russie. **Biologie.** L'espèce est polylectique (Westrich 1989, Gogala 2013). Les nids sont construits dans diverses cavités préexistantes, principalement dans des galeries creusées dans le bois, avec des cellules couvertes par des disques de feuilles (Westrich 1989, Müller *et al.* 1997, Amiet *et al.* 2004). Elle est parasitée par *Coelioxys alata* et peut-être aussi de *C. elongata* (Amiet *et al.* 2004). L'espèce habite les clairières et les lisières de forêts (C. Praz, comm. Pers., 2014).

62. *Megachile (Megachile) melanopyga* Costa, 1863

Diagnose (Photo 112). Au sein du sous-genre *Megachile* (voir critères ci-dessus pour reconnaître ce sous-genre), la femelle est facile à reconnaître avec les bandes de poils jaune-orange sur les tergites, continues et denses. Le mâle ressemble à *M. centuncularis* mais les bandes de poils sur les tergites sont plus fournies et presque continues sur les tergites 2 à 5, et le disque du tergite 6 a des poils clairs appressés. **Distribution.** *Megachile melanopyga* est principalement distribuée dans l'est de la région paléarctique et au Proche-Orient (Ascher et Pickering, 2014). En Europe, l'espèce est présente depuis l'Espagne jusqu'en Russie. **Biologie.** L'espèce est recensée dans des habitats ouverts tels que des prairies. *Megachile melanopyga* est polylectique mais collecte principalement du pollen d'Asteraceae (Michener 2007, Gogala 2013). En partie bivoltine, l'espèce vole de mai à septembre (Gogala 2013) et leurs nids sont fabriqués dans la végétation (Gogala 2013). Les cellules de couvain sont constituées de disques de feuilles (Westrich 1989, Amiet *et al.* 2004).

63. *Megachile (Megachile) octosignata* Nylander, 1852

64. *Megachile (Megachile) pilicrus* Morawitz, 1877
 65. *Megachile (Megachile) pyrenaica* Pérez, 1890
 66. *Megachile (Megachile) versicolor* Smith, 1844

Diagnose (Photo 113). Au sein du sous-genre *Megachile* (voir critères ci-dessus pour reconnaître ce sous-genre), la femelle est très semblable à *M. centuncularis*, mais la brosse ventrale est noire sur le sternite 6 (et en partie sur le sternite 5). Le mâle est identique à *M. centuncularis*. **Distribution.** *Megachile versicolor* est commune dans toute l'Europe et en Russie. Elle est également présente en Sibérie occidentale et dans les provinces de l'Extrême-Orient russe (Ascher et Pickering, 2014). **Biologie.** L'espèce habite des habitats ouverts tels que des prairies. *Megachile versicolor* est généralement active de juin à septembre et a une génération par an (Else 2013). La femelle coupe des feuilles pour tapisser les cellules de son nid (Else 2013). Elle est parasitée par l'abeille coucou *Coelioxys inermis* (Amiet *et al.* 2004). L'espèce est polylectique (Peeters *et al.* 2012).

67. *Megachile (Pseudomegachile) ericetorum* (Lepelletier, 1841)

Diagnose (Photo 114). Ce sous-genre présente une morphologie très variable. *Megachile ericetorum* appartient au groupe de *ericetorum* défini par Praz (2017). Les mâles ont une coxa antérieure avec une dent ; une mandibule avec trois dents sans projection inférieure ; une carène pré-apicale sur le tergite 6. Les femelles ont une mandibule longue et étroite ; un clypéus plat avec une petite dent apicale au centre. La femelle de *M. ericetorum* est facile à reconnaître par les bandes apicales brun-orange continues sur les tergites, la forme du corps allongé et les mandibules droites à dent peu marquée, approchant la morphologie observée chez les *Chalicodoma*. Le mâle de *M. ericetorum* se distingue par la forme du tergite 7, en pointe triangulaire dirigée vers l'arrière, visible de dessus au milieu de l'émargination de la carène du tergite 6. **Distribution.** La distribution de *Megachile ericetorum* se limite à l'ouest de la région Paléarctique, où elle est présente du sud-ouest (Espagne) au nord-est (Finlande) de l'Europe. En dehors de l'Europe, on la retrouve aussi au nord de l'Afrique (Ascher et Pickering, 2014). **Biologie.** Cette espèce habite des habitats ouverts avec des plantes hôtes appropriées, y compris des prairies, des zones boisées, des lisières de forêts, des clairières et des bords de route (C. Praz, comm. Pers., 2014). Les femelles de *M. ericetorum* nichent dans des cavités préexistantes (Westrich 1989, Peeters *et al.* 1999, Amiet *et al.* 2004) qui peuvent être parasitées par *Coelioxys aurolimbata* (C. Praz, comm. Pers. 2014). Elles construisent des cellules en boue mélangée à de la résine. Les femelles sont probablement oligolectiques sur Fabaceae (Westrich 1989, Amiet *et al.* 2004).

68. *Megachile (Pseudomegachile) farinosa* Smith, 1853
 69. *Megachile (Pseudomegachile) forsteri* Gerstaecker, 1869
 70. *Megachile (Xanthosarus) analis* Nylander, 1852
 71. *Megachile (Xanthosarus) atlantica* Benoist, 1934
 72. *Megachile (Xanthosarus) circumcincta* Kirby, 1802

Diagnose (Photos 115-116). La plupart des femelles de ce sous-genre possèdent une mandibule très large, avec la première dent plus large que les autres et une marge coupante au troisième espace inter-dents. Les femelles sont aussi caractérisées par un clypéus finement et densément ponctué et une scopa rouge-orange à la base et sombre

à l'apex. Chez les mâles, la pointe de la coxa antérieure est toujours bien développée ; les tarses antérieurs sont jaunes ou blancs (étroits ou très élargis) ; le disque du tergite 6 n'est généralement pas couvert de pilosité blanche. La femelle de *M. circumcincta* est reconnaissable à sa taille moyenne et l'absence de bandes de poils continues et denses sur le métasoma. Le mâle de *M. circumcincta* est reconnaissable en main grâce aux pattes antérieures blanches, modifiées, mais peu élargies comparées aux autres trois espèces illustrées ici (*M. lagopoda*, *M. maritima*, *M. willughbiella*) ; le dernier segment antennaire est élargi en spatule. **Distribution.** *Megachile circumcincta* est une espèce très commune, présente partout dans la région Holarctique (Amérique du Nord et Eurasie), y compris les régions subarctiques. Elle est largement distribuée en Europe de l'Espagne à la Finlande, et du Royaume-Uni à l'Ukraine (Ascher et Pickering, 2014). **Biologie.** Les cellules de couvain sont tapissées de disques de feuilles et placées dans des galeries souterraines ou des cavités existantes (Amiet *et al.* 2004, Westrich 1989, Nielsen 1902). L'espèce vole de la fin mai au début d'août et est polylectique (Amiet *et al.* 2004). *Megachile circumcincta* est l'hôte de nombreuses espèces d'abeilles coucou : *Coelioxys elongata*, *C. mandibularis*, *C. quadridentata* et *C. rufescens* (Amiet *et al.*, 2004, Else, 2012). En Europe du Nord, *M. circumcincta* niche dans les dunes côtières et les landes intérieures en creusant des terriers dans le sol et dans le bois (Erlandsson 1955) ; des populations existent encore sur les vastes systèmes de dunes côtières de l'est de l'Écosse (G.R. Else, obs. pers., 1982). En Allemagne, l'espèce se trouve principalement dans les zones sablonneuses, les carrières ou les terres en jachère dans les zones agricoles (Westrich 1989) ; tandis que dans les Alpes, l'espèce est présente dans divers habitats ouverts.

73. *Megachile (Xanthosarus) diabolica* Friese, 1898

74. *Megachile (Xanthosarus) fulvimana* Eversmann, 1852

75. *Megachile (Xanthosarus) lagopoda* (L., 1761)

Diagnose (Photo 117). Au sein du sous-genre *Xanthosarus* (voir critères ci-dessus pour reconnaître ce sous-genre), la femelle de *M. lagopoda* se distingue par une grande taille, une morphologie robuste et le métasoma large. Les bandes de poils sont jaune-blanc, fines mais denses sur les tergites 2-5. La brosse de récolte est orange, plus sombre sur les derniers sternites. Les mâles de *M. lagopoda* sont aussi de grande taille, avec les pattes antérieures élargies, et le dernier segment antennaire pas élargi (au contraire de *M. maritima* et *M. willughbiella*). **Distribution.** *Megachile lagopoda* est répandu dans toute l'Europe, de l'Espagne à la Scandinavie, et de la côté atlantique jusque la Russie européenne (Ascher et Pickering, 2014). **Biologie.** Cette espèce niche dans des terriers ou des cavités souterraines, avec des cellules constituées de disques de feuilles (Westrich 1989, Gogala 2013). *Coelioxys conoidea* est son espèce coucou (C. Praz, comm. Pers., 2014). Les femelles sont polylectiques (Westrich, 1989) mais elles semblent préférer les Asteraceae (Westrich, 1990). L'espèce affectionne les habitats ouverts avec des plantes hôtes abondantes, y compris des prairies et des zones arbustives. En Europe centrale, on le trouve principalement dans les prairies sèches. L'espèce est univoltine (une génération par an) et elle vole de juillet à septembre (Gogala 2013).

76. *Megachile (Xanthosarus) maackii* Radoszkowski, 1874

77. *Megachile (Xanthosarus) maritima* (Kirby, 1802)

Diagnose (Photo 118). Au sein du sous-genre *Xanthosarus* (voir critères ci-dessus pour reconnaître ce sous-genre), la femelle de *M. maritima* est similaire à celle de *M. lagopoda* mais la brosse de récolte est blanchâtre à la base sur les segments S2 et au milieu de S3 (alors qu'elle est jaune-orange chez *M. lagopoda*). Le mâle de *M. maritima* est aussi similaire au mâle de *M. lagopoda* (mais le dernier segment antennaire est élargi chez cette espèce contrairement à *M. lagopoda*), et il est difficile à distinguer également de *M. willughbiella*. **Distribution.** L'aire de répartition de *Megachile maritima* est limitée à l'ouest de la région Paléarctique, où elle est présente en Europe depuis le nord et l'est de l'Espagne jusqu'à la Russie (Ascher et Pickering, 2014). En dehors de l'Europe, l'espèce est présente en Asie centrale, en Sibérie et en Mongolie. **Biologie.** Bien qu'O.W. Richards ait trouvé un nid dans un mur (Croyde, Devon en août 1944), les galeries des nids sont le plus souvent creusées dans le sol (Else 2012). Cette abeille affectionne en particulier les sols sablonneux et légers, au moins en zone côtière. Les différentes cellules sont construites à partir de sections soigneusement coupées de feuilles vertes provenant de diverses plantes (par exemple, les espèces de saule) (Else 2012). L'espèce semble polylectique (Westrich 1989).

78. *Megachile (Xanthosarus) nigriventris* Schenck, 1870

79. *Megachile (Xanthosarus) willughbiella* (Kirby, 1802)

Diagnose (Photos 119-120). Au sein du sous-genre *Xanthosarus* (voir critères ci-dessus pour reconnaître ce sous-genre), la femelle de *M. willughbiella* est similaire à celle de *M. maritima* et *M. lagopoda*, mais un peu plus petite, pas vraiment identifiable sur le terrain. Le mâle est similaire à *M. maritima*, un peu plus petit, pas identifiable sur le terrain non plus. **Distribution.** *Megachile willughbiella* est une des espèces les plus communes du genre *Megachile*. Elle est distribuée sur toute la région paléarctique, y compris le Japon (Ascher et Pickering, 2014). **Biologie.** Cette espèce habite les lisières forestières, les clairières, les prairies, les jardins ruraux et les parcs dans les zones urbaines. *Megachile willughbiella* est clairement une espèce polylectique (Gogala 2013). Elle niche dans des terriers creusés dans du bois en décomposition ou dans des cavités préexistantes, où les cellules sont constituées de restes de feuilles (Gogala, 2013). Les nids sont souvent construits dans des jardins, dans des endroits ensoleillés et abrités, dans des crevasses sur du bois mort ou sur le sol (Else 2013). L'espèce est parasitée par *Coelioxys elongata* et *C. quadridentata* (Amiet *et al.*, 2004). Elle est en partie bivoltine (deux générations par an) et elle vole de juin à septembre dans le Sud de l'Europe (Gogala 2013).

80. *Megachile* (?) *bioculata* Pérez, 1902

Documents de références

Müller, A., Krebs, A. and Amiet, F. 1997. Bienen: Mitteleuropäische Gattungen, Lebensweise, Beobachtung. Naturbuch Verlag, Augsburg.

Amiet, F., Herrmann, M., Müller, A. and Neumeyer, R. 2004. Apidae 4: *Anthidium*, *Chelostoma*, *Coelioxys*, *Dioxys*, *Heriades*, *Lithurgus*, *Megachile*, *Osmia*, *Stelis*. Centre Suisse de Cartographie de la Faune (CSCF)/Schweizerische Entomologische Gesellschaft (SEG).

Ascher, J.S. and Pickering, J. 2014. Discover Life bee species guide and world checklist (Hymenoptera: Apoidea: Anthophila). Available at: http://www.discoverlife.org/mp/20q?guide=Apoidea_species&flags=HAS:&guide=Apoidea_species&cl=EI.

- Else, G.R. 2012. Bees, Wasps and Ants Recording Society. *Megachile circumcincta*.
- Else, G. R. 2012. Bees Wasps & Ants Recording Society 2013. *Megachile maritima*.
- Else, G. R. 2013. Bees, Wasps & Ants Recording Society. *Megachile willughbiella*.
- Erlandsson, S. 1955. Die schwedischen Arten der Gattung *Coelioxys* Latr. (Hym. Apidae). *Opusc. Ent.* 20: 174-191.
- Fabre JH 1882. Nouveaux souvenirs entomologiques. Études sur l'instinct et les moeurs des insectes. Delagrave, Paris, 355 pp.
- Gogala, A. 2013. Bee Fauna of Slovenia: Checklist of Species (Hymenoptera, Apoidea). Available at: <http://www2.pms-lj.si/andrej/apoidea.htm>.
- Le Féon V. & Geslin B. 2018. Écologie et distribution de l'abeille originaire d'Asie *Megachile sculpturalis* Smith 1853 (Apoidea – Megachilidae – Megachilini) : un état des connaissances dix ans après sa première observation en Europe. *Osmia*, 7 : 31-39.
- Le Goff G 2007. La nidification de *Megachile (Chalicodoma) pyrenaica* Lapeletier dans la province de Granada (Espagne) (Hymenoptera Apoidea Megachilidae). *Lambillionea* 107: 277-281.
- Michener, C. D. 2007. *The bees of the world, second edition*. Baltimore, The Johns Hopkins University Press.
- Pasteels, J.J. 1970. Espèces nouvelles de Megachilidae (Hymenoptera Apoidea) d'Afrique Noire. I. *Creightonella* Cockerell et *Chalicodoma* Lapeletier. *x*, 72: 205-232.
- Peeters, T.M.J., Raemakers, I.P. and Smit, J. 1999. Voorlopige atlas van de Nederlandse bijen (Apidae). European Invertebrate Survey Nederland, Leiden.
- Praz C. (2017) Subgeneric classification and biology of the leafcutter and dauber bees (genus *Megachile* Latreille) of the western Palearctic (Hymenoptera, Apoidea, Megachilidae). *Journal of Hymenoptera Research*, 55, 1-54.
- Meng, Y. H. and Xu, H. L. 2008. Nesting behavior of *Megachile leachella* (Hymenoptera: Megachilidae). *Acta Entomologica Sinica* 11: 012.
- Trunz V., Packer L., Vieu J., Arrigo N. & Praz C. (2016) Comprehensive phylogeny, biogeography and new classification of the diverse bee tribe Megachilini: Can we use DNA barcodes in phylogenies of large genera? *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 103, 45-259.
- Westrich, P. 1989. Die Wildbienen Baden-Württembergs. Eugen Ulmer GmbH, Stuttgart.

Sous-famille des Megachilinae, Tribu des Osmiini

Les Osmiini sont des mégachilides non cleptoparasites (à de très rares exceptions près) de 3,5 à 16 mm : langue longue, femelle avec une brosse ventrale sur l'abdomen, deux cellules submarginales, clypeus non saillant par rapport aux yeux. Elles se distinguent des Anthidiini par l'absence de tache cuticulaire jaune, des Lithurgini par l'absence de plateau pygidial et des Megachilini par la présence d'un arolium entre les griffes. Elles sont connues sous le nom d'abeilles maçonnes car certaines espèces construisent leur nid en boue. Elles comprennent plus de 1000 espèces à travers le monde (Ungricht *et al.* 2008) et sont présentes sur pratiquement tous les continents (excepté l'Australie et l'Amérique du Sud). Elles sont surtout diversifiées dans les zones à climat méditerranéen (Praz *et al.* 2008). Une phylogénie de la tribu a été réalisée sur la base d'arguments moléculaires par Praz *et al.* (2008). Cette étude permet de définir clairement certains genres d'Osmiini

comme les genres *Heriades*, *Hoplitis* et *Osmia*, dont les limites étaient assez floues sur base d'arguments morphologiques.

Documents de références

Amiet F., Herrmann M., Müller A., Neumeyer R. 2004. *Fauna Helvetica – Apidae* 4. Anthidium, Chelostoma, Coelioxys, Dioxys, Heriades, Lithurgus, Megachile, Osmia, Stelis. Fauna Helvetica 9, herausgegeben von Centre suisse de cartographie de la faune und der Schweizerischen Entomologischen Gesellschaft : 273pp.

Banaszak J., Romasenko L. 2001. *Megachilid bees of Europe. Second edition – corrected and supplemented*. 239 pp.

Müller A. 2019. Palaeartic Osmiine Bees. ETH Zürich, <http://blogs.ethz.ch/osmiini/>

Müller A., Praz C., Dorchin A. 2018. Biology of Palaeartic *Wainia* bees of the subgenus *Caposmia* including a short review on snail nesting in osmiine bees (Hymenoptera, Megachilidae). *Journal of Hymenoptera Research*, 65: 61-89.

Praz C.J., Müller A., Danforth B.N., Griswold T.L., Widmer A., Dorn S. 2008. Phylogeny and biogeography of bees of the tribe Osmiini (Hymenoptera: Megachilidae). *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 49(1) : 185-197.

Scheuchl E. 2006. Illustrierte Bestimmungstabellen der Wildbienen Deutschlands und Österreichs. Band II : Megachilidae / Melittidae. Publié par l'auteur, 192 pp.

Scheuchl E., Willner W. 2016. *Taschenlexikon der Wildbienen Mitteleuropas*. Quelle & Meyer Verlag GmbH & Co., Wiebelsheim, 920 pp.

Ungricht S., Müller A., Dorn S. 2008. A taxonomic catalogue of the Palaeartic bees of the tribe Osmiini (Hymenoptera : Apoidea : Megachilidae). *Zootaxa* 1865 : 1-253.

Genre *Chelostoma* Latreille 1809

(Megachilidae, Megachilinae, Osmiini)

Étymologie : du grec *chel-* = griffe et *stoma* = bouche, en référence à la grande dent sous la mandibule que présentent certaines espèces

Noms vernaculaires : les chelostomes (Fr), scissor bees (En) (= abeilles ciseaux), der Mauerbienen (Al) (= abeilles des murs), klokjesbijen (Nl) (= abeilles des campanules)

Morphologie et diagnose

Les chelostomes sont des Osmiini de 3,5 à 14 mm, d'aspect élancé, à la cuticule noire et au pelage rare, formant de fines bandes claires sur les tergites abdominaux. Elles constituent le groupe frère de tous les autres genres de la tribu. Contrairement aux *Heriades* et aux *Hoplosmia*, leurs axiles ne sont pas modifiés en forme de dent (Figure 216A). Comme chez les *Protosmia*, l'enclos propodéal est bien visible, le pelage est clairsemé et l'allure est élancée alors que chez les *Osmia* et les *Hoplitis* l'enclos propodéal est vestigial, le pelage épais au moins sur le thorax, et l'allure est massive. Chez les *Chelostoma*, l'enclos propodéal est aussi long que le metanotum, ce qui n'est pas le cas chez les *Protosmia*. De plus, les femelles de *Chelostoma* n'ont pas brosse de soies à l'apex du leur très long labre (Figure 216B) et le tergite 7 des mâles n'est jamais entièrement caché sous le tergite 6, ce qui n'est pas le cas chez les *Protosmia*.

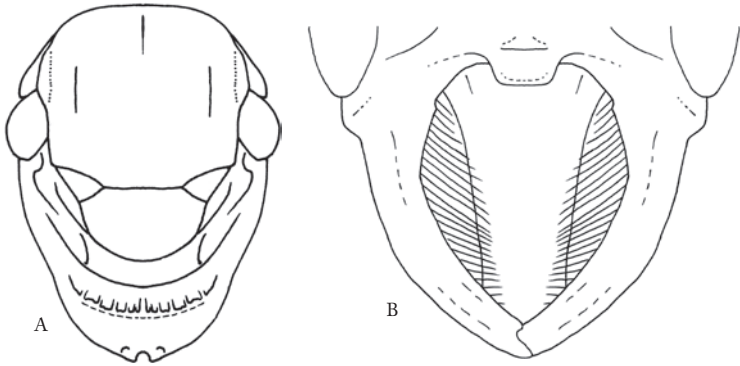


Fig. 216. - *Chelostoma distinctum*. A. Mandibule et labre. B. Mesosoma en vue dorsale.

Répartition géographique et diversité mondiale

Les chelostomes comportent 45 espèces paléarctiques et 9 espèces néarctiques, réparties en 5 sous-genres (Michener 2007)

Biologie et cycle de développement

Les chelostomes sont printanières ou estivales. Elles nichent dans des cavités pré-existantes, principalement dans le bois ou les tiges creuses. Les cellules sont séparées par de la boue séchée et le nid est obturé par un mortier de boue et de grains de sable. Les nids peuvent être cleptoparasités par les *Stelis*, par les guêpes chrysidés, sapygides et Ichneumonoides et par les diptères du genre *Anthrax*. La très grande majorité des espèces est oligolectique ou monolectique, principalement sur Campanulaceae, Hydrophyllaceae et Ranunculaceae (Sedivy *et al.*, 2008).

Conseils de préparation

Il convient d'écartier les mandibules des femelles pour les observer et ainsi dégager la marge apicale du clypeus et le labre dont les formes sont souvent diagnostiques. Pour les mâles, il convient de rendre bien visible le dernier tergite, les sternites abdominaux et les genitalia.

Liste des sous-genres (3) et des espèces (25)

1. *Chelostoma* (*Chelostoma*) *comosum* Müller, 2012
2. *Chelostoma* (*Chelostoma*) *diodon* Schletterer, 1889
3. *Chelostoma* (*Chelostoma*) *edentulum* Pérez, 1895
4. *Chelostoma* (*Chelostoma*) *emarginatum* (Nylander, 1856)
5. *Chelostoma* (*Chelostoma*) *florisomne* (L., 1758)
6. *Chelostoma* (*Chelostoma*) *grande* (Nylander, 1852)
7. *Chelostoma* (*Chelostoma*) *lucens* (Benoist, 1928)
8. *Chelostoma* (*Chelostoma*) *mocsaryi* Schletterer, 1889
9. *Chelostoma* (*Chelostoma*) *siciliae* Müller, 2012
10. *Chelostoma* (*Chelostoma*) *transversum* (Friese, 1897)
11. *Chelostoma* (*Foveosmia*) *campanularum* (Kirby, 1802)
12. *Chelostoma* (*Foveosmia*) *distinctum* (Stoekchert, 1929)

13. *Chelostoma (Foveosmia) forcipatum* (Benoist, 1928)
14. *Chelostoma (Foveosmia) foveolatum* (Morawitz, 1868)
15. *Chelostoma (Foveosmia) hellenicum* (Benoist, 1938)
16. *Chelostoma (Foveosmia) incognitum* Müller, 2012
17. *Chelostoma (Foveosmia) laticaudum* (Benoist, 1938)
18. *Chelostoma (Foveosmia) longifacies* Müller, 2012
19. *Chelostoma (Foveosmia) styriacum* Schwartz & Gusenleitner, 1999
20. *Chelostoma (Gyrodromella) aegaeicum* Müller, 2012
21. *Chelostoma (Gyrodromella) handlirschi* Schletterer, 1889
22. *Chelostoma (Gyrodromella) nasutum* Pérez, 1895
23. *Chelostoma (Gyrodromella) proximum* Schletterer, 1889
24. *Chelostoma (Gyrodromella) rapunculi* (Lepeletier, 1841)

Diagnose (Photo 121). Le corps de la femelle est long de 8 à 9 mm, celui de mâle de 9 à 11 mm. Contrairement aux espèces du sous-genre *Chelostoma*, les femelles des espèces des sous-genres *Foveosmia* et *Gyrodromella* ont un labre moins de deux fois plus long que large, et les mâles n'ont pas le tergite 7 terminé par deux grands lobes. Les *Gyrodromella* se distinguent des *Foveosmia* par la présence d'une carène préoccipitale, et par une protubérance sur le sternite 2 chez les mâles. **Distribution.** Presque toute l'Europe continentale. Absente des Îles britanniques, de Norvège et des îles méditerranéennes à l'exception de la Sicile. Afrique du Nord, Proche Orient, Asie mineure et Asie centrale. **Biologie.** Mâles et femelles semblent monolectiques sur le genre *Campanula* mais visitent également d'autres plantes, peut-être uniquement pour le nectar, telles que les *Echium*, *Malva*, *Knautia*, *Crepis* (Müller 2019). Ils volent de mai à août. Les mâles sont surtout abondants entre début juin et mi-juillet et les femelles entre mi-juin et fin juillet. L'espèce est cleptoparaïstée par *Stelis minuta* et des guêpes du genre *Sapyga*.

25. *Chelostoma (incertae sedis) ventrale* Schletterer, 1889

Documents de références

Michener, C. D. 2007. *The bees of the world, second edition*. Baltimore, The Johns Hopkins University Press.

Müller A. 2019. Palaearctic Osmiine Bees. ETH Zürich, <http://blogs.ethz.ch/osmiini/>

Sedivy C., Praz C.J., Müller A., Dorn S. 2008. Patterns of host-plant choice in bees of the genus *Chelostoma* : the constraint hypothesis of host-range evolution in bees. *Evolution*, 62(10) : 2487-2507.

Torres F., Ornosá C., Ortiz-Sánchez F.J. 2012. Claves y datos nuevos de las especies ibéricas del género *Chelostoma* Latreille, 1809 (Hymenoptera, Megachilidae, Osmiini). *Graellsia*, 68(2) : 263-280.

Genre *Haetosmia* Popov 1952

(Megachilidae, Megachilinae, Osmiini)

Etymologie : du grec aetó = aigle (?)

Noms vernaculaires : aucun.

Morphologie et diagnose

Les *Haetosmia* sont des Osmiini fort semblables aux *Osmia* (voire diagnose du genre *Osmia*) de petite taille (max. 7 mm), à l'allure massive, à cuticule noire à rousse recouverte de bandes et taches, d'un fin pelage blanc duveteux plus ou moins étendu sur le corps. Comme les *Osmia* et les *Hoplitis*, l'enclos propodéal est vestigial. Par contre, les sillons parapsidaux sont très allongés, les lobes pronotaux présentent une forte carène et les pattes antérieures présentent un probasitarse élargi (Figure 217), frangé comme le tibia de longues soies et recouvert d'une épaisse brosse de soies sur la face interne. Les femelles se distinguent également par la présence de longues soies incurvées et massuées à l'apex sur les palpes labiaux. Les mâles présentent deux dents latérales sur le tergite 6, comme chez les *Hoplitis*.



Fig. 217. - Probasitarse élargi de *Haetosmia* (*Haetosmia*) *circumventa*.

Répartition géographique et diversité mondiale

Le genre *Haetosmia* ne comporte que six espèces réparties depuis les Îles Canaries jusqu'en Asie centrale et dans la corne de l'Afrique (Michener 2007). Elles affectionnent les habitats sablonneux désertiques et semi-désertiques.

Biologie et cycle de développement

Les espèces peuvent présenter deux à trois générations par an et volent aussi longtemps que dure la période de floraison des *Heliotropium*. Le mode de reproduction est inconnu. Pour le comportement de nidification, seule la nidification d'*Haetosmia vechti* est connue (Gotlieb *et al.* 2014). Il s'agit d'une galerie creusée dans le sol sablonneux terminée par une chambre sphérique dans laquelle la femelle construit un petit groupe de cellules verticales tapissées par une paroi ferme de feuilles mastiquées de *Centaurea* et d'*Heliotropium*, et recouvertes de petits cailloux et grains de sable. Il n'y a pas de parasite recensé pour ce genre. Par ailleurs, toutes les espèces butinent exclusivement sur les espèces du genre *Heliotropium* (Boraginacées) pour la collecte de pollen que les femelles récoltent à l'aide de soies particulières présentes sur les palpes labiaux. Ce pollen est probablement transféré vers la brosse abdominale ventrale à l'aide des brosses de soies situées sur les probasitarses élargis des pattes antérieures. Elles visitent occasionnellement d'autres espèces de plantes, telle que *Neurada procumbens*, pour la collecte de nectar.

Conseils de préparation

La seule espèce du genre assurément présente en Europe (Îles Canaries) se reconnaît aisément à ses probasitarses élargis et ses lobes pronotaux carénés. Ecarter légèrement les pattes du corps est donc suffisant pour les femelles. Pour les mâles, il est toujours utile de ressortir les génitalia et de bien exposer la face ventrale de l'abdomen.

Liste des sous-genres et des espèces

1. *Haetosmia (Haetosmia) circumventa* (Peters, 1974)

Diagnose. Le corps a une longueur totale de 4,5 à 5,5 mm. La cuticule est noire à l'exception d'une fine frange testacée à l'apex des tergites abdominaux et à l'apex du clypeus des femelles. La pilosité est duveteuse blanche couvrant pratiquement tout le corps chez le mâle, moins dense sur le vertex et le mésonotum de la femelle. **Distribution.** Il s'agit d'une espèce très thermophile dont la distribution s'étend des Îles Canaries à la Péninsule arabique, tout autour du Sahara et du désert d'Arabie, ainsi que dans le Hoggar. **Biologie.** L'espèce est au moins bivoltine dans les Îles Canaries, en Afrique du Nord et aux Emirats arabes. On ne connaît rien de son mode de nidification sinon qu'elle doit très probablement nicher dans le sol sablonneux.

2. *Haetosmia (Haetosmia) vechti* (Peters, 1974)

Haetosmia vechti est présente depuis l'Asie centrale jusqu'aux côtes méditerranéennes du Proche Orient. Sa présence à Chypre n'est pas renseignée mais il n'est pas improbable qu'on l'y découvre un jour. Par contre, sa présence sur l'île de Poros (Grèce) renseignée par Peters (1974) est jugée très improbable par Müller & Griswold (2017) étant donné la situation très éloignée de cette île par rapport à l'aire de distribution connue de l'espèce et l'absence d'habitat sablonneux sur cette île rocheuse. Nous gardons ici l'espèce dans le catalogue européen comme suggéré par Nieto *et al.* (2014).

Documents de références

Gotlieb A., Pisanty G., Rozen J.G. Jr., Müller A., Röder G., Sedivy C., Praz C. 2014. Nests, floral preferences, and immatures of the bee *Haetosmia vechti* (Hymenoptera : Megachilidae : Osmiini). *American Museum Novitates*, 3808 : 1-20.

Michener, C. D. 2007. *The bees of the world, second edition*. Baltimore, The Johns Hopkins University Press.

Müller A., Griswold T. 2017. Osmiine bees of the Genus *Haetosmia* (Megachilidae, Osmiini): biology, taxonomy and key to species. *Zootaxa*, 4358(2) : 351-364.

Peters D.S. 1974. Über die Untergattung *Haetosmia* Popov, 1952 (Insecta : Hymenoptera : Megachilidae : Osmia). *Senckenbergiana Biologica*, 55 : 293-309.

Genre *Heriades Spinola 1808*

(Megachilidae, Megachilinae, Osmiini)

Etymologie : du grec ἑριός (eriou) = fils de laine, en référence aux bandes de soies présentes sur la marge apicale de leurs tergites abdominaux.

Noms vernaculaires : les hériades (Fr), resin bees (En) (= abeilles à résine), der Löcherbienen (Al) (= abeilles mineuses), de tronkenbijen (Nl) (= abeilles des troncs)

Morphologie et diagnose

Les hériades sont des Osmiini de 6 à 8 mm, d'aspect élancé, à cuticule noire et peu pileuse, phylogénétiquement proches des genres *Hofferia* et *Stenoberiades*. Comme les *Hoplosmia*, mais contrairement aux autres Osmiini, leurs axiles sont modifiés en forme de dent (Figure 218). On les reconnaît assez facilement à leur aspect élancé, à leur cuticule noire sans reflet métallique, à la carène qui sépare les faces antérieure et dorsale du premier tergite abdominal, à l'enclos propodéal bien visible et caréné, au postscutellum qui présente deux dents contre le scutellum (Figure 218). Chez les *Hoplosmia*, il n'y a pas de carène sur le premier tergite, l'enclos propodéal est vestigial, le postscutellum n'est pas denté et est surplombé par le scutellum.



Fig. 218. - Corps vu de profil d'une femelle de *Heriades truncorum* avec les axiles modifiés en dent.

Répartition géographique et diversité mondiale

Le genre *Heriades* est présent dans toute l'Eurasie, l'Afrique (y compris Madagascar), l'Amérique du Nord et l'Amérique Centrale jusqu'au nord de la Colombie (Michener 2007). Il est absent d'Amérique du Sud et d'Océanie. Il comporte environ 140 espèces réparties en huit sous-genres.

Biologie

Les hériades sont solitaires, estivales et univoltines. Elles sont rubicoles ou réutilisent des galeries creusées dans le bois par d'autres insectes (Benoist 1929). Elles séparent les cellules par de la résine qu'elles récoltent sur les arbres. Les femelles collectent du pollen uniquement sur des Asteraceae telles que les *Aster*, *Chrysanthemum*... Le comportement des femelles sur les inflorescences de ces plantes est remarquable. Elles maintiennent les étamines sous le ventre avec les pattes postérieures et font avec leur abdomen un va et vient vertical afin de capturer le pollen dans leur brosse de récolte ventrale. Dans le même temps, elles lèchent le nectar des fleurs situées directement sous leur tête et avancent ainsi de fleur en fleur sur le capitule.

Conseils de préparation

Il convient d'écarter les mandibules des femelles pour les observer et ainsi que la marge apicale du clypeus qui peut être crenelée ou porter de petits tubercules. Pour les

mâles, il convient de rendre bien visible le dernier tergite, les sternites abdominaux et les genitalia.

Liste des sous-genres (3) et espèces (6)

1. *Heriades (Heriades) crenulata* Nylander, 1856
2. *Heriades (Heriades) labiata* (Pérez, 1896)
3. *Heriades (Heriades) rubicola* Pérez, 1890
4. *Heriades (Heriades) truncorum* (Linnaeus, 1758)

Diagnose (Photos 122-123). Le corps est long de 6 à 8 mm, élancé, à cuticule noire et avec une pilosité clairsemée. Les tergites présentent de fines franges de soies blanches à leur extrémité. La marge apicale du clypeus de la femelle porte deux petites protubérances médianes. Les sternites 1 et 2 du mâle sont recouverts de longues soies et le tergite 6 présente deux fortes dépressions avant la marge apicale. **Distribution.** L'espèce est abondante dans toute l'Europe, du Portugal au sud de la Scandinavie, du sud de l'Angleterre à l'Europe centrale. Elle est également abondante en Afrique du Nord, en Asie mineure et au Proche Orient. Elle est observée plus localement en Algérie, en péninsule arabe, en Asie centrale et jusqu'à l'extrême Est de la Russie et de la Chine. Elle est arrivée accidentellement dans l'Etat du Maryland aux USA. **Biologie.** L'espèce est univoltine. Les mâles volent de début juin à fin août, les femelles de début juin à septembre. Les femelles nichent dans des tiges creuses ou des galeries creusées dans le bois par d'autres insectes et qu'elles obturent avec de la résine sur laquelle elles collent des grains de sable. Elles sont oligolectiques sur les astéracées à fleurs radiées telles les *Senecio*, *Tanacetum*, *Aster*, *Pulicaria*, *Achillea*, *Leucanthemum*... (Benoist 1929, Almeida Correia 1979). Leurs nids sont cleptoparasités par l'abeille *Stelis breviscula* et la guêpe *Sapygina decemguttata*.

5. *Heriades (Michenerella) punctulifera* Schletterer, 1889
6. *Heriades (Rhopaloheriades) clavicornis* Morawitz, 1875

Documents de références

Almeira Correia M. de, Lourdes M. 1979. Étude de la biologie de l'abeille solitaire *Heriades truncorum* L. (Hymenoptera, Apoidea, Megachilidae) Université Pierre et Marie Curie Paris 6, 1979. Thèse. 424.51

Benoist R. 1929. Les *Heriades* de la faune française (Hym. Apidae). *Annales de la Société entomologique de France*, 98: 131-141.

Michener, C. D. 2007. *The bees of the world, second edition*. Baltimore, The Johns Hopkins University Press.

Genre *Hofferia* Tkalců 1984

(Megachilidae, Megachilinae, Osmiini)

Étymologie : ?

Noms vernaculaires : aucun

Morphologie et diagnose

Les *Hofferia* sont des Osmiini de 8,5 à 10,5 mm, fort semblables aux genres *Chelostoma* et *Stenoheriades* par leur corps élancé, leur cuticule noire avec des franges de soies blanches sur les tergites abdominaux et le labre particulièrement long des femelles (Figure 219) (Müller et Trunz 2014). Les femelles se distinguent des *Chelostoma* notamment par l'absence de soies sur la marge interne des mandibules et par la présence d'une forte dent sur la marge apicale du sternite 6. Elles se distinguent également des *Stenoheriades* par l'absence de soies sur la marge apicale du labre. Les mâles d'*Hofferia* se distinguent des mâles de *Chelostoma* par la présence d'une forte carène transverse préapicale sur le tergite 6, et des mâles de *Stenoheriades* par la marge apicale du tergite 7 non échancrée et sans dent apicale, et l'absence de carène entre les faces dorsale et antérieure du tergite 1.



Fig. 219. - Tête en vue apicale d'*Hofferia schmiedeknechti* avec le labre très développé.

Répartition géographique et diversité mondiale

Ce genre ne comporte que deux espèces : *H. schmiedeknechti* d'Europe du sud-est au Proche Orient et *H. mauritanica* endémique d'Afrique du Nord (Michener 2007).

Biologie et cycle de développement

Les espèces de ce genre sont univoltines. Elles volent principalement de fin mai à juillet. Les femelles construisent leurs nids probablement dans des galeries creusées dans le bois mort par d'autres insectes. Les cellules seraient séparées par de la résine comme chez la plupart des genres phylogénétiquement proches des *Heriades*. Il n'y a pas de parasite connu. Enfin, les femelles semblent spécialisées sur les Astéracées.

Conseils de préparation

Il est conseillé d'écarter les mandibules des femelles pour pouvoir observer le labre. Il faut aussi redresser l'abdomen des mâles pour pouvoir observer la forme des tergites 6 et 7.

Liste des sous-genres (1) et espèces (1)

1. *Hofferia* (*Hofferia*) *schmiedeknechti* (Schletterer, 1889)

Diagnose (Photo T23). La femelle présente une tête allongée, le clypeus est quatre fois plus large que long et le labre est plus long que les mandibules. **Distribution.** Cette espèce a été recensée depuis le Sud-Est de l'Europe (Bulgarie, Grèce, Macédoine, Roumanie) jusqu'à l'extrême Est de la Turquie ainsi qu'au Proche Orient. **Biologie.**

L'espèce niche dans les galeries creusées dans le bois par des larves de coléoptères (Müller et Trunz 2014). Les cellules sont tapissées de résine et la galerie est obturée par un bouchon de résine et de grains de sable. L'espèce est univoltine et vole de mi-mai à juillet. Elle est oligolectique sur astéracées carduées (*Carduus*, *Centaurea*, *Onopordum*, *Sylibum*).

Documents de références

Michener, C. D. 2007. *The bees of the world, second edition*. Baltimore, The Johns Hopkins University Press.

Müller A., Trunz V. 2014. Palaearctic osmiine bees of the genera *Hofferia* and *Stenoheriades* (Megachilidae, Osmiini): biology, taxonomy and key to species. *Zootaxa*, 3765(2) : 175-186.

Genre *Hoplitis* Klug 1807

(Megachilidae, Megachilinae, Osmiini)

Étymologie : du grec *hoplo-* = arme (par extension: avec une dent ou un éperon) et *iti-* = (?) le pèlerin, en référence aux dents latérales du tergite 6 des mâles

Noms vernaculaires : les hoplitis (Fr), der Mauerbienen (Al) (= abeilles des murs), kleine metselbijen (Nl) (= petites abeilles maçonnes)

Morphologie et diagnose

Les *Hoplitis* sont des Osmiini de 6 à 16 mm phylogénétiquement et morphologiquement proches du genre *Osmia*. Contrairement aux *Heriades* et aux *Hoplosmia*, leurs axiles ne sont pas modifiés en forme de dent (Figure 220A). Comme chez les *Osmia*, mais contrairement aux *Chelostoma* et *Protosmia*, l'enclos propodéal est vestigial, leur pelage est souvent coloré et leur allure est massive alors que les *Chelostoma* et les *Protosmia* ont un enclos propodéal bien visible, un pelage rare, limité aux bandes abdominales claires, et leur allure est élancée. Les mâles d'*Hoplitis* se reconnaissent alors facilement par la présence de dents latérales sur le tergite 6 (Figure 220B), absentes chez les *Osmia*. Les femelles d'*Hoplitis* se reconnaissent à leur mandibule allongée (Figure 220C), plus longue que leur marge masticatoire, ce qui est l'inverse chez les *Osmia*. Les *Hoplitis* n'ont pas de reflet métallique sur la cuticule et leur pelage n'est pas épais. Ce pelage ne couvre jamais entièrement l'abdomen, il forme plutôt des bandes apicales plus ou moins épaisses. À l'inverse, beaucoup d'*Osmia* ont une cuticule avec de vifs reflets métalliques et un pelage uniforme et épais, sur tout le corps, y compris l'abdomen, sans former de bandes. Enfin, les *Hoplitis* n'ont pas le protarse élargi comme les *Haetosmia* (Figure 220D).

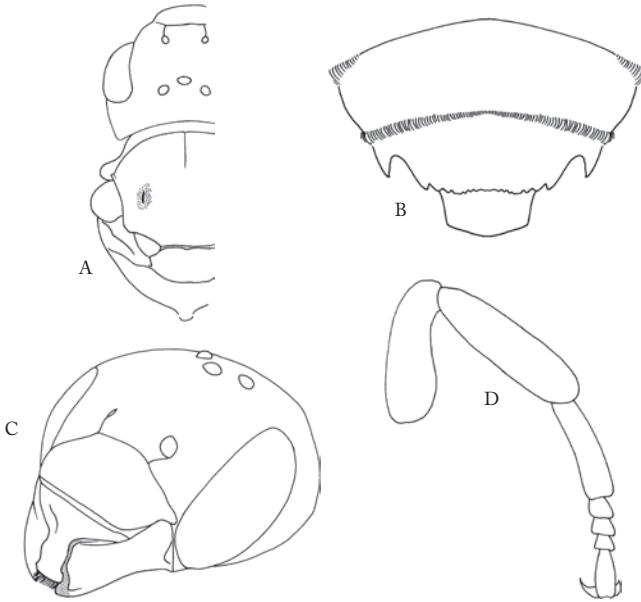


Fig. 220. - *Hoplitis adunca*. A. Tête et mésosome en vue dorsale.
 B. Apex du métasome du mâle avec des dents matérales sur le tergite 6.
 C. Tête vu de côté. D. Probasitarse non élargi.

Répartition géographique et diversité mondiale

On classe actuellement dans le genre *Hoplitis* une partie des espèces jadis classées dans le genre *Anthocopa* (sous-genre *Anthocopa* = *Arctosmia*). Ce dernier genre a disparu et ses autres sous-genres sont maintenant rattachés aux genres *Hoplosmia* (sous-genres *Hoplosmia* et *Odontanthocopa* = *Odontberythrosmia*) et *Osmia* (sous-genre *Erythrosmia*). A l'inverse, le sous-genre *Allosmia* quitte le genre *Hoplitis* pour être maintenant rattaché au genre *Osmia*.

Au sens moderne, le genre *Hoplitis* comporte environ 376 espèces décrites et plusieurs dizaines d'espèces encore à décrire. Elles sont regroupées en une vingtaine de sous-genres et sont présentes sur tous les continents à l'exception de l'Amérique du Sud et de l'Océanie. La grande majorité des espèces (300) sont présentes en région paléarctique (Ungricht *et al.* 2008, Sevidy *et al.* 2013, Nieuwenhuijsen 2014).

Biologie et cycle de développement

Toutes les espèces de *Hoplitis* sont univoltines et estivales. Une partie des espèces vole de juin à juillet, l'autre jusqu'en août. La plupart des espèces du sous-genre *Alcidamea* sont rubicoles. Toutes les autres espèces du genre fabriquent un nid de boue séchée accolé à une pierre ou occupent des cavités préexistantes dans le sol, les murs, le bois, les coquilles d'escargots. Les cleptoparasites des *Hoplitis* sont *Stelis minuta*, *Stelis ornatula*, *Stelis phaeoptera*, *Stelis punctulatissima*, *Aglaopis tridentata* et *Coelioxys mandibularis*. Les *Hoplitis* du sous-genre *Bytinskia* (absent d'Europe) sont elles-mêmes cleptoparasites.

Beaucoup d'espèces sont oligolectiques : *H. acuticornis*, *H. tridentata* et *H. ravouxi* sur les légumineuses (principalement *Vicia* et *Lathyrus*), *H. adunca*, *H. anthocopoides* et *H. lepeletieri* sur *Echium*, *H. ciliaris* sur *Helianthemum*, *H. villosa* sur composées. Les autres sont polylectiques mais souvent avec une nette préférence pour les légumineuses, les carduées et les boraginacées.

Conseils de préparation

L'identification des femelles se fait notamment grâce à la forme des mandibules, de la carène hypostomale, du proboscis et de la ponctuation de l'enclos propodéal et du tergite 1. Il convient donc de redresser la tête, d'en écarter les mandibules et d'étirer le proboscis, et d'écarter légèrement les ailes pour pouvoir observer la face dorsale de l'abdomen. Il en va de même pour les mâles chez qui il est aussi conseillé de redresser l'extrémité de l'abdomen pour pouvoir en observer la face ventrale et la forme des tergites 6 et 7, et d'extraire les genitalia.

Liste des sous-genres (9) et espèces (102)

1. *Hoplitis (Alcidamea) abnormis* van der Zanden, 1992
2. *Hoplitis (Alcidamea) acuticornis* (Dufour & Perris, 1840)
3. *Hoplitis (Alcidamea) bicallosa* (Morawitz, 1876)
4. *Hoplitis (Alcidamea) bispinosa* van der Zanden, 1992
5. *Hoplitis (Alcidamea) brachypogon* (Pérez, 1870)
6. *Hoplitis (Alcidamea) campanularis* (Morawitz, 1877)
7. *Hoplitis (Alcidamea) caularis* (Morawitz, 1875)
8. *Hoplitis (Alcidamea) ciliaris* (Pérez, 1902)
9. *Hoplitis (Alcidamea) claviventris* (Thomson, 1872)
10. *Hoplitis (Alcidamea) curtula* (Pérez, 1896)
11. *Hoplitis (Alcidamea) curvipes* (Morawitz, 1872)
12. *Hoplitis (Alcidamea) fulva* (Eversmann, 1852)
13. *Hoplitis (Alcidamea) galbula* (Warncke, 1991)
14. *Hoplitis (Alcidamea) grandiscapa* (Pérez, 1895)
15. *Hoplitis (Alcidamea) grossepunctata* (Kohl, 1905)
16. *Hoplitis (Alcidamea) laboriosa* (Smith, 1878)
17. *Hoplitis (Alcidamea) limassolica* (Mavromoustakis, 1937)
18. *Hoplitis (Alcidamea) leucomelana* (Kirby, 1802)

Diagnose (Photo 124). Le corps est long de 4,5 à 6 mm seulement, et la cuticule est noire. La femelle est très peu velue, la pilosité la plus visible forme des bandes blanches étroites à l'extrémité des tergites abdominaux. Le mâle a une pilosité beige, à peine plus dense que celle de la femelle sur la face et la face dorsale du thorax. Chez le mâle, le dernier article antennaire est aplati et recourbé. **Distribution.** L'espèce est présente dans toute l'Europe, vers le Nord jusqu'au sud de la Norvège. Elle est absente en Irlande. On la trouve vers l'Est jusqu'en Corée. Elle est aussi recensée en Afrique du Nord et en Asie mineur. **Biologie.** Les femelles sont polylectiques mais avec une nette préférence pour les fabacées telles que le *Lotus*. La phénologie est monovoltine, de mi-mai à septembre. Les femelles nichent dans des galeries linéaires, dans des tiges creuses ou dans le bois mort, qu'elles obturent par divers matériaux tels que des petits cailloux et autres particules sèches. Les nids peuvent être cleptoparasités par des *Stelis* et une grande diversité d'autres hyménoptères : Ichneumonides, *Eurytoma*, *Melittobia*.

19. *Hoplitis (Alcidamea) mitis* (Nylander, 1852)
20. *Hoplitis (Alcidamea) mollis* Tkalčú, 2001
21. *Hoplitis (Alcidamea) occidentalis* Müller, 2012
22. *Hoplitis (Alcidamea) praestans* (Morawitz, 1893)
23. *Hoplitis (Alcidamea) princeps* (Morawitz, 1873)
24. *Hoplitis (Alcidamea) stellaris* (Warncke, 1991)
25. *Hoplitis (Alcidamea) subbuttea* (Warncke, 1991)
26. *Hoplitis (Alcidamea) tridentata* (Dufour & Perris, 1840)

Diagnose (Photo 125). Le corps est long de 10 à 12 mm, à cuticule noire. Les mâles et les femelles ont une pilosité beige à rousse bien visible sur la face et le thorax, et formant d'épaisses bandes à l'extrémité des tergites abdominaux, la pilosité est plus dense encore chez le mâle. Le vertex présente une fine carène préoccipitale. La marge apicale du tergite 7 du mâle est tridentée. **Distribution.** L'espèce est présente dans toute l'Europe continentale jusqu'au sud de la Russie. Elle est absente des îles méditerranéennes à l'exception de la Sardaigne, absente d'Angleterre et de Scandinavie. **Biologie.** Monovoltine, elle vole de mai à août. Les femelles sont oligolectiques sur fabacées mais ont aussi été observées sur *Echium* et *Lythrum*. Rubicole, la femelle creuse une galerie dans la moelle de tiges sèches. Elle est cleptoparasitée par plusieurs espèces de *Stelis* ainsi que par des guêpes des genres *Chrysis*, *Sapyga*, *Aritranis* et des diptères du genre *Miltogramma*.

27. *Hoplitis (Alcidamea) tuberculata* (Nylander, 1848)
28. *Hoplitis (Anthocopa) agis* (Benoist, 1929)
29. *Hoplitis (Anthocopa) albiscopa* (Friese, 1899)
30. *Hoplitis (Anthocopa) anipuncta* (Alfken, 1935)
31. *Hoplitis (Anthocopa) antigae* (Pérez, 1895)
32. *Hoplitis (Anthocopa) batyamae* (van der Zanden, 1986)
33. *Hoplitis (Anthocopa) bisulca* (Gerstaecker, 1869)
34. *Hoplitis (Anthocopa) cretaea* (Tkalčú, 1992)
35. *Hoplitis (Anthocopa) cristatula* (van der Zanden, 1990)
36. *Hoplitis (Anthocopa) cypriaca* (Mavromoustakis, 1938)
37. *Hoplitis (Anthocopa) dalmatica* (Morawitz, 1871)
38. *Hoplitis (Anthocopa) fasciculata* (Alfken, 1934)
39. *Hoplitis (Anthocopa) furcula* (Morawitz, 1875)
40. *Hoplitis (Anthocopa) graeca* (Tkalčú, 2001)
41. *Hoplitis (Anthocopa) grumi* (Morawitz, 1894)
42. *Hoplitis (Anthocopa) jakovlevi* (Radoskowski, 1874)
43. *Hoplitis (Anthocopa) manuelae* Müller, 2012
44. *Hoplitis (Anthocopa) mocsáryi* (Friese, 1895)
45. *Hoplitis (Anthocopa) nicolaei* Müller, 2012
46. *Hoplitis (Anthocopa) obtusa* (Friese, 1899)
47. *Hoplitis (Anthocopa) papaveris* (Latreille, 1799)
48. *Hoplitis (Anthocopa) peniculifera* Müller, 2012
49. *Hoplitis (Anthocopa) perezii* (Ferton, 1895)
50. *Hoplitis (Anthocopa) pulchella* (Pérez, 1895)
51. *Hoplitis (Anthocopa) saundersi* (Vachal, 1891)
52. *Hoplitis (Anthocopa) saxialis* (van der Zanden, 1994)
53. *Hoplitis (Anthocopa) serainae* Müller, 2012

54. *Hoplitis (Anthocopa) villosa* (Schenck, 1853)
55. *Hoplitis (Anthocopa) yermasoyiae* (Mavromoustakis, 1938)
56. *Hoplitis (Anthocopa) zaijanorum* (Benoist, 1927)
57. *Hoplitis (Chlidoplitis) lyscholmi* (Friese, 1899)
58. *Hoplitis (Formicapis) maritima* (Ramonkova, 1985)
59. *Hoplitis (Formicapis) robusta* (Nylander, 1848)
60. *Hoplitis (Hoplitis) adunca* (Panzer, 1798)

Diagnose (Photos 126-127). Le corps est long de 8 à 12 mm, à cuticule noire. La femelle est peu velue, cette pilosité est blanche, un peu plus dense sur la face et les flancs du thorax, formant des bandes étroites à l'extrémité des tergites abdominaux (Müller 2016). Celle des mâles est beige à rousse, plus dense que la femelle, surtout sur la face et la face dorsale du thorax. La brosse ventrale de la femelle est blanche mais apparaît vite bleue une fois chargée de pollen d'*Echium*. **Distribution.** L'espèce est présente dans toute l'Europe, y compris dans les îles méditerranéennes, mais aussi en Afrique du Nord, vers l'Est jusqu'en Asie centrale, vers le Nord jusqu'au Danemark. **Biologie.** L'espèce est monolectique sur le genre *Echium*. Monovoltine et principalement estivale, elle vole cependant d'avril à septembre, pendant la période de floraison de sa plante hôte. Elle niche dans les cavités les plus diverses formant une galerie, séparant les cellules par de l'argile et obturant le nid par un mélange d'argile et de divers matériaux (fibres de bois, grains de sable...). Elle est cleptoparasitée par les *Dioxys* et *Stelis* et une grande diversité d'autres hyménoptères : *Chrysis*, *Chrysura*, *Eurytoma*, *Leucopsis*, *Melittobia*, *Monodontomerus*, *Neochalcis*, *Sapyga*.

61. *Hoplitis (Hoplitis) annulata* (Latreille, 1811)
62. *Hoplitis (Hoplitis) anthocopoides* (Schenck, 1853)
63. *Hoplitis (Hoplitis) benoisti* (Alfken, 1935)
64. *Hoplitis (Hoplitis) biamata* (Costa, 1885)
65. *Hoplitis (Hoplitis) carinata* (Stanek, 1969)
66. *Hoplitis (Hoplitis) fabrei* van der Zanden, 1987
67. *Hoplitis (Hoplitis) fertoni* (Pérez, 1891)
68. *Hoplitis (Hoplitis) galichicae* Müller, 2016
69. *Hoplitis (Hoplitis) hilbera* Müller, 2012
70. *Hoplitis (Hoplitis) holmboei* (Mavromoustakis, 1949)
71. *Hoplitis (Hoplitis) idaensis* (Warncke, 1991)
72. *Hoplitis (Hoplitis) insularis* (Schmiedeknecht, 1885)
73. *Hoplitis (Hoplitis) jberingii* (Ducke, 1898)
74. *Hoplitis (Hoplitis) lepeletieri* (Pérez, 1879)
75. *Hoplitis (Hoplitis) lithodorae* Müller, 2012
76. *Hoplitis (Hoplitis) loti* (Morawitz, 1867)
77. *Hoplitis (Hoplitis) manicata* (Morice, 1901)
78. *Hoplitis (Hoplitis) marchali* (Pérez, 1902)
79. *Hoplitis (Hoplitis) monticola* Müller, 2012
80. *Hoplitis (Hoplitis) mucida* (Dours, 1873)
81. *Hoplitis (Hoplitis) ochraceicornis* (Ferton, 1902)
82. *Hoplitis (Hoplitis) pallicornis* (Friese, 1895)
83. *Hoplitis (Hoplitis) perambigua* (Peters, 1975)
84. *Hoplitis (Hoplitis) pici* (Friese, 1899)

85. *Hoplitis (Hoplitis) ravouxi* (Pérez, 1902)

Diagnose (Photo 128). Corps long de 8 à 10 mm seulement, à cuticule noire avec le tibia postérieur jaune. La femelle est très peu velue, la pilosité la plus visible forme de fines bandes blanches à l'extrémité des tergites abdominaux. Son clypeus a une marge apicale très dentée et présente souvent une bande longitudinale imponctuée et brillante. Le mâle a les premiers segments du funicule antennaire plus larges que longs et partiellement jaunes. **Distribution.** L'espèce est recensée dans toute l'Europe continentale jusqu'au sud de la Russie. Elle est absente des îles méditerranéennes à l'exception de la Sardaigne, absente d'Angleterre et de Scandinavie. **Biologie.** Les femelles sont polylectique mais avec une nette préférence pour les fabacées telles que le *Lotus*. Monovoltine et très thermophile, elle vole d'avril à août. La femelle construit deux à huit cellules avec du mortier (mélange d'argile, de petits cailloux et de sécrétions corporelles) dans les anfractuosités de la roche. Elle est cleptoparasitée par *Aglaopis tridentata* ainsi que par des guêpes des genres *Chrysis* et *Chrysura*.

86. *Hoplitis (Hoplitis) strymonia* Tkalčú, 1998
87. *Hoplitis (Hoplitis) submanicata* van der Zanden, 1984
88. *Hoplitis (Hoplitis) tkalcuella* Le Goff, 2003
89. *Hoplitis (Megahoplitis) tigrina* (Morawitz, 1872)
90. *Hoplitis (Micreriades) antaliae* Tkalčú, 2000
91. *Hoplitis (Micreriades) baemi* Tkalčú, 2001
92. *Hoplitis (Micreriades) illyrica* (Noskiewicz, 1926)
93. *Hoplitis (Micreriades) mazzuccoi* (Schwarz & Gusenleitner, 2005)
94. *Hoplitis (Micreriades) parnesica* (Mavromoustakis, 1958)
95. *Hoplitis (Micreriades) tenuispina* (Alfken, 1937)
96. *Hoplitis (Pentadentostmia) cadiza* (Warncke, 1991)
97. *Hoplitis (Pentadentostmia) laevifrons* (Morawitz, 1872)
98. *Hoplitis (Pentadentostmia) moricei* (Friese, 1899)
99. *Hoplitis (Pentadentostmia) nitidula* (Morawitz, 1877)
100. *Hoplitis (Pentadentostmia) pomaria* (Warncke, 1991)
101. *Hoplitis (Pentadentostmia) quinquespina* (Friese, 1899)
102. *Hoplitis (Stenosmia) albatra* (Warncke, 1991)

Documents de références

Müller A. 2016. *Hoplitis (Hoplitis) galichicae* spec. nov., a new osmiine bee species from Macedonia with key to the European representatives of the *Hoplitis adunca* species group (Megachilidae, Osmiini). *Zootaxa*, 4111(2): 167-176.

Nieuwenhuijsen H. 2014. Determinatietabel voor de Nederlandse soorten metselbijen (*Hoplitis* en *Osmia*). *Hymeno Varia*, 8: 29-39.

Sedivy C., Dorn S., Müller A. 2013. Molecular phylogeny of the bee genus *Hoplitis* (Megachilidae: Osmiini) – how does nesting biology affect biogeography? *Zoological Journal of the Linnean Society*, 167: 28-42.

Ungricht S., Müller A., Dorn S. 2008. A taxonomic catalogue of the Palaearctic bees of the tribe Osmiini (Hymenoptera: Apoidea: Megachilidae). *Zootaxa* 1865: 1-253.

Genre *Osmia* Panzer 1806

(Megachilidae, Megachilinae, Osmiini)

Étymologie : du grec *osme* = l'odeur, le parfum

Noms vernaculaires : les osmies (Fr), des Mauerbienen (Al) (= abeilles des murs), de metselbijen (Nl) (= abeilles maçonnes)

Morphologie et diagnose

Les osmies sont des mégachilides de 6 à 16 mm. Contrairement aux *Heriades* et aux *Hoplosmia*, leurs axiles ne sont pas modifiés en forme de dent (Figure 221A). Comme chez les *Hoplitis*, mais contrairement aux *Chelostoma* et *Protosmia*, l'enclos propodéal est vestigial, leur pelage est souvent coloré et leur allure est massive alors que les *Chelostoma* et les *Protosmia* ont un enclos propodéal bien visible, un pelage rare, limité aux bandes abdominales claires, et leur allure est élancée. Les mâles d'osmies ne présentent pas de dents latérales sur le tergite 6 comme c'est le cas chez les *Hoplitis*. Les femelles ont une mandibule courte mais très large (Figure 221B), avec une marge masticatoire plus longue que la mandibule, ce qui est l'inverse chez les *Hoplitis*. Les osmies ont souvent une cuticule avec de vifs reflets métalliques et leur pelage est épais, couvrant souvent l'entièreté de l'abdomen, sans former ou se limiter aux bandes apicales comme c'est le cas chez les *Hoplitis*.

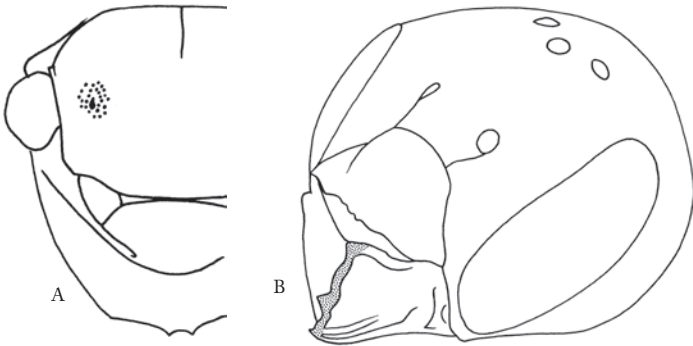


Fig. 221. - A. Mesosoma en vue dorsale d'*Osmia fulviventris*.
B. Tête vu de côté d'*Osmia leiana*.

Répartition géographique et diversité mondiale

Le genre *Osmia* comporte au moins 206 espèces paléarctiques réparties en 12 sous-genres et 141 espèces néarctiques (Ungricht *et al.* 2008). Quelques rares espèces étendent leur distribution aux régions orientale et néotropicale.

Biologie et cycle de développement

Contrairement aux *Hoplitis* qui sont tous estivaux, un bon nombre d'espèces d'osmies sont printanières. Ces espèces printanières ont généralement un pelage très épais et une cuticule sans reflet métallique. Par ailleurs, les osmies ne construisent pas

de nid en boue séchée, sont peu rubicoles, et un bon nombre d'espèces nichent dans les coquilles d'escargot. Les autres réutilisent des cavités existantes, dans le sol, entre les pierres, dans le bois ou les végétaux ou réutilisent les nids de boue séchée construits par les mégachiles. Les osmies ont pour cleptoparasites des *Coelioxys*, *Dioxys* et *Stelis*, ainsi que des guêpes Chrysididae, Pteromalidae et Sapygidae. Enfin, la plupart des espèces sont polylectiques avec toutefois une préférence pour les composées, les légumineuses et les boraginacées. Les espèces suivantes sont oligolectiques: *O. andrenoides* sur labiées; *O. fulviventris*, *O. leiana*, *O. melanogaster* sur composées; *O. xanthomelana* et *O. gallarum* sur légumineuses; *O. cerinthidis* sur *Cerinth*; *O. brevicornis* sur crucifères.

Conseils de préparation

Les caractères diagnostiques des femelles, autres que la coloration du pelage, sont très divers et concernent souvent la ponctuation du mésonotum, de l'enclos propodéal, des tergites abdominaux et de la face ou du vertex. Ils peuvent également concerner la forme du clypeus, des mandibules, des éperons du tibia antérieur... Il convient donc d'écrater légèrement les mandibules, les pattes et les ailes. Pour les mâles, il est important d'exposer les derniers tergites et sternites abdominaux et les genitalia.

Liste des sous-genres (11) et espèces (105)

1. *Osmia (Allosmia) bischoffi* Atanassov, 1938
2. *Osmia (Allosmia) melanura* Morawitz, 1872
3. *Osmia (Allosmia) nuda* Friese, 1899
4. *Osmia (Allosmia) rufobirta* Latreille, 1811

Diagnose (Photo 129). La femelle a une pilosité entièrement rousse, formant des bandes interrompues au milieu à l'extrémité des tergites 1 et 2, ininterrompue sur les autres tergites. Les ailes sont enfumées sur toute leur surface. Le mâle a une pilosité claire sur le thorax et la tête, rousse sur les pattes et l'abdomen, formant des bandes épaisses à l'extrémité des tergites. **Distribution.** Cette espèce est présente dans tout le sud de l'Europe, depuis le Portugal jusqu'au Nord-Ouest de la Chine, et de l'Afrique du Nord au sud de la Russie. Elle est absente des Îles Baléares, des Îles britanniques et de Scandinavie. **Biologie.** Les femelles sont polylectiques avec une nette préférence pour les fabacées. Monovoltine et plutôt printanière, elle vole d'avril à fin juillet. Elle niche dans les coquilles d'escargots qu'elle emporte pour la dissimuler sous une pierre ou dans les broussailles et ne fait qu'une seule cellule par coquille qu'elle obture par deux couches de feuilles ou de pétales mastiqués enfermant une couche centrale de petites pierres et de terre. Elle est cleptoparasitée par des guêpes du genre *Chrysis*.

5. *Osmia (Allosmia) rutila* Erichson, 1835
6. *Osmia (Allosmia) sybarita* Smith, 1853
7. *Osmia (Erythrosmia) andrenoides* Spinola, 1808
8. *Osmia (Erythrosmia) erythrogastra* Ferton, 1905
9. *Osmia (Helicosmia) aeruginosa* Warncke, 1988
10. *Osmia (Helicosmia) alfenii* Ducke, 1900
11. *Osmia (Helicosmia) aurulenta* Panzer, 1799
12. *Osmia (Helicosmia) breviata* Warncke, 1988
13. *Osmia (Helicosmia) caeruleascens* (L., 1758)

Diagnose (Photos 132-133). Le corps est long de 8 à 10 mm. La femelle a une cuticule noire avec des reflets métalliques bleutés. Sa pilosité est rare, claire et éparsée sur la tête et le thorax, formant de fines bandes blanches sur les marges latéro-apicales des tergites abdominaux. La brosse ventrale est noire. Le bord des ailes est enfumé. La cuticule des mâles a des reflets métalliques verdâtres. Sa pilosité est plus abondante, beige tirant vers le roux sur la tête et le thorax et formant des bandes bien nettes à l'extrémité des tergites. **Distribution.** *Osmia caerulescens* est très répandue dans toute l'Europe (sauf en Irlande) et le bassin méditerranéen, îles comprises, ainsi qu'en Afrique du Nord et au Proche Orient. Vers le Nord jusqu'au Sud de la Scandinavie. On la trouve vers l'Est jusqu'en Asie centrale et en Chine. **Biologie.** L'espèce est polylectique avec une préférence pour les fabacées, les lamiacées et les boraginacées. Bi- voire trivoltine, elle vole de mars à octobre avec un premier pic d'abondance en mai et un second en juillet. Elle niche de préférence dans des tiges creuses, dans des galeries laissées vides dans le bois par des larves de coléoptères ou dans des galeries creusées dans le sol par d'autres hyménoptères. Elle est cleptoparasitée par *Stelis ornata* ainsi que par des guêpes des genres *Aprostocetus*, *Chrysis*, *Eurytoma*, *Leucopsis*, *Melittobia*, *Monodontomerus* et *Sapyga*.

14. *Osmia (Helicosmia) cinctella* Dours, 1873
15. *Osmia (Helicosmia) clypearis* Morawitz, 1872
16. *Osmia (Helicosmia) cyanescens* Morawitz, 1875
17. *Osmia (Helicosmia) diabolae* Tkalcù, 1978
18. *Osmia (Helicosmia) dimidiata* Morawitz, 1871
19. *Osmia (Helicosmia) dives* Mocsáry, 1877
20. *Osmia (Helicosmia) dusmeti* van der Zanden, 1998
21. *Osmia (Helicosmia) frieseana* Ducke, 1899
22. *Osmia (Helicosmia) heteracantha* Pérez, 1895
23. *Osmia (Helicosmia) labialis* Pérez, 1879
24. *Osmia (Helicosmia) latreillei* (Spinola, 1806)
25. *Osmia (Helicosmia) leaiana* (Kirby, 1802)

Diagnose (Photo 134). Le corps de la femelle est long de 8 à 10 mm, 6 mm pour le mâle. La femelle a une cuticule noire avec de légers reflets bleu sombre. Sa pilosité est clairsemée, claire, restreinte à la face et au thorax, sans bandes sur les tergites abdominaux ou alors très fines. La brosse ventrale est rousse. Les ailes sont enfumées sur presque toute leur surface. Le mâle ressemble fort à celui d'*O. caerulescens*. On le reconnaît toutefois à sa cuticule plus sombre, notamment la face antérieure verticale du tergite 1 qui est noir mat chez *O. leaiana* et métallique brillante chez *O. caerulescens*. **Distribution.** *Osmia leaiana* est présente dans toute l'Europe et ses îles à l'exception du Portugal et de l'Irlande), jusqu'en Asie centrale et au nord-ouest de l'Asie et de la Sibérie. Elle est également abondante dans tout le sud de la Scandinavie. En dehors de l'Europe, elle est présente en Afrique du Nord. **Biologie.** Les femelles sont oligolectiques sur Asteracées avec une nette préférence pour les carduées (*Carduus*, *Centaurea*, *Cirsium*...). Mono- rarement bivoltine, elle vole d'avril à septembre avec un premier pic d'abondance fin juin et un second fin juillet pour les femelles. Elle niche dans toutes sortes de cavités ou de galeries préexistantes. Les cellules sont entourées de feuilles mastiquées. Les nids sont cleptoparasités par *Stelis punctulatissima* ainsi que par des guêpes des genres *Melittobia* et *Sapyga* ainsi que par des diptères du genre *Cacoxenus*.

26. *Osmia (Helicosmia) madeirensis* van der Zanden, 1991
27. *Osmia (Helicosmia) melanogaster* Spinola, 1808
28. *Osmia (Helicosmia) mirhiji* Mavromoustakis, 1957
29. *Osmia (Helicosmia) nasoproducta* Fertton, 1909
30. *Osmia (Helicosmia) niveata* Fabricius, 1804
31. *Osmia (Helicosmia) niveocincta* Pérez, 1897
32. *Osmia (Helicosmia) notata* (Fabricius, 1804)
33. *Osmia (Helicosmia) palmae* Tkalčú, 2001
34. *Osmia (Helicosmia) signata* Erichson, 1835
35. *Osmia (Helicosmia) subcornuta* Morawitz, 1875
36. *Osmia (Helicosmia) tunensis* (Fabricius, 1787)
37. *Osmia (Hemiosmia) argyropyga* Pérez, 1879
38. *Osmia (Hemiosmia) balearica* (Schmiedeknecht, 1885)
39. *Osmia (Hemiosmia) iberica* van der Zanden, 1987
40. *Osmia (Hemiosmia) uncicornis* Pérez, 1895
41. *Osmia (Hoplosmia) anceyi* Pérez, 1879
42. *Osmia (Hoplosmia) bidentata* Morawitz, 1876
43. *Osmia (Hoplosmia) clavícula* Gerstaecker, 1869
44. *Osmia (Hoplosmia) croatica* Friese, 1893
45. *Osmia (Hoplosmia) distinguenda* (Tkalčú, 1974)
46. *Osmia (Hoplosmia) elegans* (Tkalčú, 1992)
47. *Osmia (Hoplosmia) fallax* Pérez, 1895
48. *Osmia (Hoplosmia) larochei* Tkalčú, 1993
49. *Osmia (Hoplosmia) ligurica* Morawitz, 1868
50. *Osmia (Hoplosmia) olgae* (Tkalčú, 1978)
51. *Osmia (Hoplosmia) padri* (Tkalčú, 1974)
52. *Osmia (Hoplosmia) picena* (Tkalčú, 1999)
53. *Osmia (Hoplosmia) pinguis* Pérez, 1895
54. *Osmia (Hoplosmia) scutellaris* Morawitz, 1868
55. *Osmia (Hoplosmia) spinigera* Latreille, 1811
56. *Osmia (Hoplosmia) spinulosa* (Kirby, 1802)
57. *Osmia (Melanosmia) alticola* Benoist, 1922
58. *Osmia (Melanosmia) bulgarica* Friese, 1922
59. *Osmia (Melanosmia) disjuncta* Tkalčú, 1995
60. *Osmia (Melanosmia) inermis* (Zetterstedt, 1838)
61. *Osmia (Melanosmia) laticeps* Thompson, 1872
62. *Osmia (Melanosmia) maritima* Friese, 1885
63. *Osmia (Melanosmia) nigriventris* (Zetterstedt, 1838)
64. *Osmia (Melanosmia) parietina* Curtis, 1828
65. *Osmia (Melanosmia) pilicornis* Smith, 1846
66. *Osmia (Melanosmia) steinmanni* Müller, 2002
67. *Osmia (Melanosmia) svenssoni* Tkalčú, 1983
68. *Osmia (Melanosmia) uncinata* Gerstaecker, 1869
69. *Osmia (Melanosmia) xanthomelana* Kirby, 1802
70. *Osmia (Metallinella) brevicornis* (Fabricius, 1798)
71. *Osmia (Nasutosmia) nasuta* (Friese, 1899)
72. *Osmia (Neosmia) bicolor* (Schränk, 1781)

Diagnose (Photo 136). Le corps est long de 9 à 10 mm. La femelle a une pilosité drue, noire sur la tête, le thorax, et les pattes à l'exception des tarsi médians et postérieurs qui sont roux comme l'abdomen. Les ailes sont sombres. Le mâle a une pilosité rousse sur l'abdomen et beige clair sur la tête, le thorax et les pattes. **Distribution.** L'espèce est présente dans toute l'Europe, depuis le Portugal jusqu'au Caucase et au Turkestan. Elle est absente de Sicile et d'Irlande. Vers le nord on la trouve jusqu'au sud de la Scandinavie. Elle affectionne les sols calcaires et ensoleillés où abondent les escargots. **Biologie.** Les femelles sont polylectiques visiblement sans préférences particulières. Monovoltine et plutôt printanière, l'espèce vole de mars à juillet avec un pic d'abondance début mai. La femelle niche dans une coquille vide d'escargot qu'elle dissimule ensuite avec des brindilles. Le nid est cleptoparasité par plusieurs espèces de guêpes : *Chrysurus*, *Sapyga*, *Eulophus*.

- 73. *Osmia (Neosmia) cinnabarina* Pérez, 1895
- 74. *Osmia (Neosmia) jason* Benoist, 1929
- 75. *Osmia (Osmia) apicata* Smith, 1853
- 76. *Osmia (Osmia) ariadne* Peters, 1978
- 77. *Osmia (Osmia) bicornis* (L., 1758)

Diagnose (Photos 137-138). Le corps est long de 10 à 12 mm. La femelle présente deux fortes dents (cornes) projetée vers l'avant sur le clypeus. Sa pilosité est noire sur la tête et sur les trois derniers tergites abdominaux. Le reste du corps a une pilosité allant du beige sur le thorax au roux sur l'abdomen. Le mâle a des antennes nettement plus longues que la femelle. Il a une pilosité rousse sur les 4 premiers tergites abdominaux et beige sur le thorax, les pattes et la tête. Les derniers segments abdominaux et le vertex ont une pilosité noire. **Distribution.** *Osmia bicornis* est très répandue et très commune dans toute l'Europe et le bassin méditerranéen, îles comprises, depuis le Portugal et l'Irlande jusqu'en Asie centrale, depuis l'Afrique du Nord jusqu'au Sud de la Scandinavie. Elle est également présente au Proche Orient. **Biologie.** Les femelles sont polylectiques sans préférences particulières, elles apprécient les premières fleurs du printemps comme les cerisiers et les saules. Monovoltine et printanière, l'espèce vole de mars à juin avec un pic d'abondance début mai. Elle niche de préférence dans des galeries de 0,5 à 1 cm de diamètre, dans des tiges creuses, des galeries laissées vides dans le bois par des larves de coléoptères ou dans des galeries creusées dans le sol par d'autres hyménoptères. Elle est cleptoparasitée par *Stelis phaeoptera* ainsi que par des guêpes des genres *Chrysis*, *Gasteruption*, *Leucospis*, *Melittobia*, *Monodontomerus* et *Sapyga*, et par des diptères des genres *Anthrax* et *Cacoxenus*.

- 78. *Osmia (Osmia) cerinthidis* Morawitz, 1876
- 79. *Osmia (Osmia) cornuta* (Latreille, 1805)
- 80. *Osmia (Osmia) emarginata* Lapeletier, 1841
- 81. *Osmia (Osmia) koblii* Ducek, 1899
- 82. *Osmia (Osmia) mustelina* Gerstaecker, 1869
- 83. *Osmia (Osmia) nigrohirta* Friese, 1899
- 84. *Osmia (Osmia) tricornis* Latreille, 1811

Diagnose (Photo 139). Les mâles et les femelles ressemblent fort à *O. bicornis* et *O. cornuta* par leur pelage noir sur la tête et roux sur l'abdomen mais contrairement à ces

dernières espèces, le thorax d'*O. tricornis* est également roux et pas uniquement noir ou beige. Le pelage du mâle est beige clair sur la tête, roux clair partout ailleurs. Le clypeus de la femelle forme trois dents, deux grandes dents latérales et une plus petite au milieu de la marge apicale. **Distribution.** L'espèce est recensée essentiellement autour du bassin méditerranéen occidental, du Portugal à la Grèce en passant par le sud de la France. Elle est présente en Corse, en Sardaigne, sur les îles Baléares et en Afrique du Nord. **Biologie.** L'espèce est polylectique sans préférence particulière. Monovoltine et très printanière, elle vole de mars à juin. Elle niche dans toutes sortes de cavités préexistantes dans le bois, le sol, dans des coquilles vides d'escargots. Les cellules sont séparées par de la boue séchée. On n'en connaît pas les éventuels cleptoparasites.

85. *Osmia* (*Pentadentostmia*) *pomarina* Warncke, 1991
86. *Osmia* (*Pyrosmia*) *amathusica* Mavromoustakis, 1937
87. *Osmia* (*Pyrosmia*) *cephalotes* Morawitz, 1870
88. *Osmia* (*Pyrosmia*) *cyanoxantha* Pérez, 1879
89. *Osmia* (*Pyrosmia*) *dilaticornis* Morawitz, 1875
90. *Osmia* (*Pyrosmia*) *ferruginea* Latreille, 1811
91. *Osmia* (*Pyrosmia*) *forticornis* van der Zanden, 1989
92. *Osmia* (*Pyrosmia*) *gallarum* Spinola, 1808
93. *Osmia* (*Pyrosmia*) *hellados* van der Zanden, 1984
94. *Osmia* (*Pyrosmia*) *laticauda* Stanek, 1969
95. *Osmia* (*Pyrosmia*) *lobata* Friese, 1899
96. *Osmia* (*Pyrosmia*) *moreensis* van der Zanden, 1984
97. *Osmia* (*Pyrosmia*) *nana* Morawitz, 1873
98. *Osmia* (*Pyrosmia*) *saxicola* Ducke, 1899
99. *Osmia* (*Pyrosmia*) *submicans* Morawitz, 1870
100. *Osmia* (*Pyrosmia*) *teunisseni* van der Zanden, 1981
101. *Osmia* (*Pyrosmia*) *versicolor* Latreille, 1811
102. *Osmia* (*Pyrosmia*) *viridana* Morawitz, 1874
103. *Osmia* (*Tergosmia*) *lunata* Benoist, 1928
104. *Osmia* (*Tergosmia*) *rhodoensis* (van der Zanden, 1983)
105. *Osmia* (*Tergosmia*) *tergestensis* Ducke, 1897

Documents de références

Nieuwenhuijsen H. 2014. Determinatietabel voor de Nederlandse soorten metselbijen (*Hoplitis* en *Osmia*). *Hymeno Varia*, 8 : 29-39.

Ungricht S., Müller A., Dorn S. 2008. A taxonomic catalogue of the Palaearctic bees of the tribe Osmiini (Hymenoptera: Apoidea: Megachilidae). *Zootaxa* 1865: 1-253.

Genre *Protosmia* Ducke 1900

(Megachilidae, Megachilinae, Osmiini)

Étymologie : du grec *proto-* = premier ou primitif

Noms vernaculaires : les protosmies (Fr), der Mauerbienen (Al) (= abeilles des murs)

Les protosmies sont des Osmiini de 3,5 à 9,5 mm. Elles constituent le groupe frère des genres *Heriades*, *Hofferia* et *Stenoberiades* (Sedivy *et al.* 2013). Plus trapues que ces derniers, certaines espèces sont noires avec des bandes de soies blanches à l'extrémité des tergites, d'autres ont les tergites 1 à 4 rouges (partiellement sur le tergite 4), certains mâles ont les antennes claires. Contrairement aux *Heriades* et aux *Hoplosmia*, leurs axilles ne sont pas modifiés en forme de dent. Comme chez les *Chelostoma*, l'enclos propodéal est bien visible, le pelage est rare et l'allure est élancée alors que chez les *Osmia* et les *Hoplitis* l'enclos propodéal est vestigial, le pelage épais au moins sur le thorax, et l'allure est massive. Chez les *Protosmia*, l'enclos propodéal n'est pas aussi long que le metanotum, ce qui est le cas chez les *Chelostoma*. De plus, les femelles de *Protosmia* ont une brosse de soies à l'apex du labre et le tergite 7 des mâles est entièrement caché sous le tergite 6, ce qui n'est pas le cas chez les *Chelostoma*.

Répartition géographique et diversité mondiale

Le genre *Protosmia* est presque exclusivement paléarctique, région d'où 28 espèces sont décrites jusqu'à présent (Ungricht *et al.* 2008 ; Griswold 2013; Müller 2017; Le Goff & Gonçalves 2018). Une autre espèce est présente dans le nord-ouest des USA et une autre en Asie.

Biologie et cycle de développement

Plutôt estivales, les femelles nichent dans des cavités préexistantes, plutôt dans le bois et les tiges creuses mais également dans des coquilles d'escargots. Les cloisons sont faites en résine. Leurs éventuels cleptoparasites ne sont pas connus. Les femelles sont polylectiques mais avec une préférence pour les lamiacées et les fabacées.

Conseils de préparation

Il convient d'écartier les mandibules des femelles et de bien exposer les genitalia et sternites abdominaux des mâles. On écartiera également légèrement les ailes pour découvrir le propodéum dont les sculptures sont diagnostiques.

Liste des sous-genres (3) et espèces (14)

1. *Protosmia* (*Chelostomopsis*) *capitata* (Schletterer, 1889)
2. *Protosmia* (*Chelostomopsis*) *longiceps* (Friese, 1899)
3. *Protosmia* (*Nanosmia*) *asensioi* Griswold & Parker, 1988
4. *Protosmia* (*Nanosmia*) *minutula* (Pérez, 1896)
5. *Protosmia* (*Nanosmia*) *montana* Müller, 2012
6. *Protosmia* (*Protosmia*) *exenterata* (Pérez, 1895)
7. *Protosmia* (*Protosmia*) *glutinosa* (Giraud, 1871)
8. *Protosmia* (*Protosmia*) *lusitanica* Le Goff & Gonçalves, 2018
9. *Protosmia* (*Protosmia*) *monstrosa* (Pérez, 1895)
10. *Protosmia* (*Protosmia*) *paradoxa* (Friese, 1899)

Diagnose (Photo T24). Le corps est long d'environ 5 mm. La cuticule est noire mais les tergites 1 à 4 sont rouges (partiellement sur le tergite 4). Ces tergites sont dépourvus de bandes de soies claires. La pilosité est claire et rare, pratiquement absente sur l'abdomen. **Distribution.** L'espèce est présente de la Grèce au Proche Orient. **Biologie.** Les femelles sont polylectiques sans préférence particulière. Elle niche dans toutes sortes de cavités préexistantes y compris dans des coquilles vides d'escargots. Les cellules sont

séparées par de la résine. On n'en connaît pas la phénologie précise. Elle semble clepto-parasitée par la guêpe *Chrysura dichroa*.

11. *Protosmia (Protosmia) sideritis* Tkalcù, 1978
12. *Protosmia (Protosmia) stigmatica* (Pérez, 1896)
13. *Protosmia (Protosmia) tauricola* Popov, 1961
14. *Protosmia (Protosmia) tiflensis* (Morawitz, 1876)

Documents de références

Griswold T.L. 2013. New Palaearctic bee species of *Protosmia* subgenus *Nanosmia* (Hymenoptera : Megachilidae). *Journal of Melittology*, 20 : 1-9.

Le Goff G., Gonçalves A.R. 2018. Une nouvelle espèce de *Protosmia* Ducke, 1900 découverte au Portugal : *Protosmia (Protosmia) lusitanica* nov. sp. (Apoidea, Megachilidae, Osmiini). *Entomofauna*, 39(1): 187-191.

Müller A. 2017. Palaearctic *Protosmia* bees of the subgenus *Chelostomopsis* (Megachilidae, Osmiini): biology, taxonomy and key to species. *Zootaxa*, 4227(2) : 287-294.

Sedivy C., Dorn S., Müller A. 2013. Molecular phylogeny of the bee genus *Hoplitis* (Megachilidae: Osmiini) – how does nesting biology affect biogeography? *Zoological Journal of the Linnean Society*, 167: 28-42.

Ungricht S., Müller A., Dorn S. 2008. A taxonomic catalogue of the Palaearctic bees of the tribe Osmiini (Hymenoptera: Apoidea: Megachilidae). *Zootaxa* 1865: 1-253.

Genre *Stenoheriades* Tkalcù 1984

(Megachilidae, Megachilinae, Osmiini)

Étymologie : du grec στενός, *stenós* (= étroit, resserré) en référence à leur corps élancé.

Noms vernaculaires : aucun.

Morphologie et diagnose

Les *Stenoheriades* sont des Osmiini de 5 à 8 mm, au corps élancé, à cuticule noire avec des franges de soies blanches sur les tergites abdominaux et un labre particulièrement long chez femelles. Elles ressemblent donc fort aux genres *Chelostoma* et *Hofferia* (Müller & Trunz 2014). Les femelles s'en distinguent notamment par la présence de soies sur la marge interne des mandibules et sur la marge apicale ou le disque central du clypeus, un métanotum plus court et une forte carène entre les faces dorsale et antérieure du tergite 1. Les mâles se distinguent des mâles de *Chelostoma* par la présence d'une forte carène transverse préapicale sur le tergite 6, et des mâles d'*Hofferia* par la marge apicale du tergite 7 échancrée, terminée par deux dents, et la présence d'une carène entre les faces dorsale et antérieure du tergite 1.

Répartition géographique et diversité mondiale

Le genre comporte 5 espèces paléarctiques et 7 espèces afrotropicales (Michener 2007 ; Ungricht *et al.* 2008; Müller & Trunz 2014). Les espèces paléarctiques sont ther-

mophiles et réparties tout autour de la Méditerranée jusqu'en péninsule arabique. Il n'y a pas de sous-genres décrits.

Biologie et cycle de développement

En Europe, les espèces de ce genre volent de mi-mai à juillet, mais dès mars au Proche Orient et en péninsule arabique. Les femelles réalisent leurs nids probablement dans des galeries creusées dans le bois mort par d'autres insectes et dont les cellules seraient séparées par de la résine comme chez la plupart des genres phylogénétiquement proches des *Heriades*. Il n'y a pas de parasite connu. Les femelles semblent préférer les plantes de la famille des Asteraceae.

Conseils de préparation

Pour les femelles, il convient d'écartier les mandibules pour pouvoir en observer les dents et la marge apicale du clypeus. Pour les mâles, il convient également de bien exposer les sternites abdominaux et les genitalia.

Liste des sous-genres (1) et espèces (2)

1. *Stenoheriades (Stenoheriades) coelostoma* (Benoist, 1935)

Diagnose. Le corps présente une cuticule noire. Il est élancé, peu poilu et long de 5 à 7 mm. La femelle possède une forte dépression médio-apicale sur le clypeus et trois dents sur la mandibule alors que chez *S. maroccana* le clypeus est bombé et la mandibule ne porte que deux dents. Chez le mâle, la partie médioapicale du clypeus est simple alors qu'elle est bombée et présente 3 dents chez *S. maroccana*. Les articles antennaires 3 et 4 sont plus courts que larges chez *S. coelostoma* et au moins aussi longs que larges chez *S. maroccana*. **Distribution.** L'espèce est distribuée du Sud-Est de l'Europe (Bulgarie, Croatie, Grèce) jusqu'au centre de la Turquie. **Biologie.** Les femelles sont oligolectiques sur Astéracées Asteroideae, avec une préférence pour le genre *Anthemis*. Sa phénologie, son mode de nidification et ses éventuels cleptoparasites ne sont pas connus.

2. *Stenoheriades (Stenoheriades) maroccana* (Benoist, 1928)

Diagnose. Le corps présente une cuticule noire. Il est élancé, peu poilu et long de 5,5 à 7 mm. La diagnose par rapport à *S. coelostoma* est présentée ci-dessus. **Distribution.** *Stenoheriades maroccana* est recensé en Europe occidentale très méridionale (sud de l'Espagne, Sicile) et en Afrique du Nord. **Biologie.** L'espèce est probablement oligolectique sur Astéracées Cichorioideae. Sa phénologie, son mode de nidification et ses éventuels cleptoparasites ne sont pas connus.

Documents de références

Michener, C. D. 2007. *The bees of the world, second edition*. Baltimore, The Johns Hopkins University Press.

Müller A., Trunz V. 2014. Palearctic osmiine bees of the genera *Hofferia* and *Stenoheriades* (Megachilidae, Osmiini): biology, taxonomy and key to species. *Zootaxa*, 3765(2) : 175-186.

Ungricht S., Müller A., Dorn S. 2008. A taxonomic catalogue of the Palearctic bees of the tribe Osmiini (Hymenoptera: Apoidea: Megachilidae). *Zootaxa* 1865: 1-253.

Famille des Andrenidae

Les Andrenidae sont des abeilles à langue courte relativement communes en Europe. On trouve facilement des espèces du genre *Andrena* dans les parcs et jardins, y compris en ville. Michener (2007) compte 2333 espèces à travers le monde dont le quart est recensé en Europe (Patiny *et al.* 2009). Le caractère le plus distinctif pour la famille est la présence de deux sutures parallèles (sutures subantennaires) reliant chaque torulus (à l'insertion des antennes) au clypeus. La glosse est aussi généralement très courte et pointue. Quatre sous-familles sont reconnues dont deux, les Andreninae (genre *Andrena*) et les Panurginae (genres *Camptopoeum*, *Clavipanurgus*, *Flavipanurgus*, *Melitturga*, *Panurginus*, *Panurgus*, *Simpanurgus*), sont présentes en Europe.

Genre *Andrena* Fabricius 1775

(Andrenidae, Andreninae, Andrenini)

Etymologie : du grec ancien *anthrênê* = abeille sauvage

Noms vernaculaires : les andrènes (Fr), der Sandbienen (Al) ; de zandbijen (Nl), the Mining Bee (En).

Morphologie et diagnose

Les andrènes figurent parmi les abeilles à langue courte les plus communes. On y trouve de très grandes comme de très petites espèces (4-16 mm). La combinaison des caractères suivants permet de les identifier sans aucun doute : langue courte ; aile antérieure avec trois cellules submarginales (deux seulement chez *Andrena lagopus*), la première plus grande que la troisième et la troisième plus grande que la deuxième (Figure 222A) ; la nervure basale est rectiligne ; il y a deux sutures subantennaires sous chaque antenne (Figure 222B) ; la face des femelles présente deux grandes fovéas entre les yeux et les antennes, sorte de dépressions de la cuticule tapissée d'une pilosité dense et courte comme un velours (Figure 222B) ; l'abdomen peut être parfois entièrement ou en partie rougeâtre et la face de certains mâles peut être jaune mais il n'y a jamais d'autre marque jaune sur le reste du corps ; la femelle présente une brosse de récolte tout le long de la patte qui se prolonge par un floculus sur la coxa (Figure 222C).

Toutefois, parmi les espèces à langue courte et à trois cellules submarginales, on les reconnaît le plus souvent par l'absence des caractères distinctifs des autres genres plutôt qu'à la présence de leurs propres caractères distinctifs, lesquels sont ténus, parfois difficiles à observer ou n'apparaissent comme évidents qu'aux spécialistes du groupe. Ainsi par exemple, les andrènes se distinguent des genres très communs *Halictus* et *Lasioglossum* (Halictidae) par leur nervure basale droite alors qu'elle est coudée chez les Halictidae. On les distingue du genre *Melitta* (Melittidae) par leur distitarse étroit, de forme « normale » allongée, alors que ce même article du tarse des *Melitta* est dilaté en forme de goutte. Il faut noter aussi que les *Melitta* sont beaucoup plus rares que les andrènes. On distingue également les *Colletes* des andrènes par leur langue pointue et leur troisième nervure transversocubitale arquée alors que les *Colletes* présentent une langue bifide à l'apex et une troisième nervure transversocubitale en forme de S.

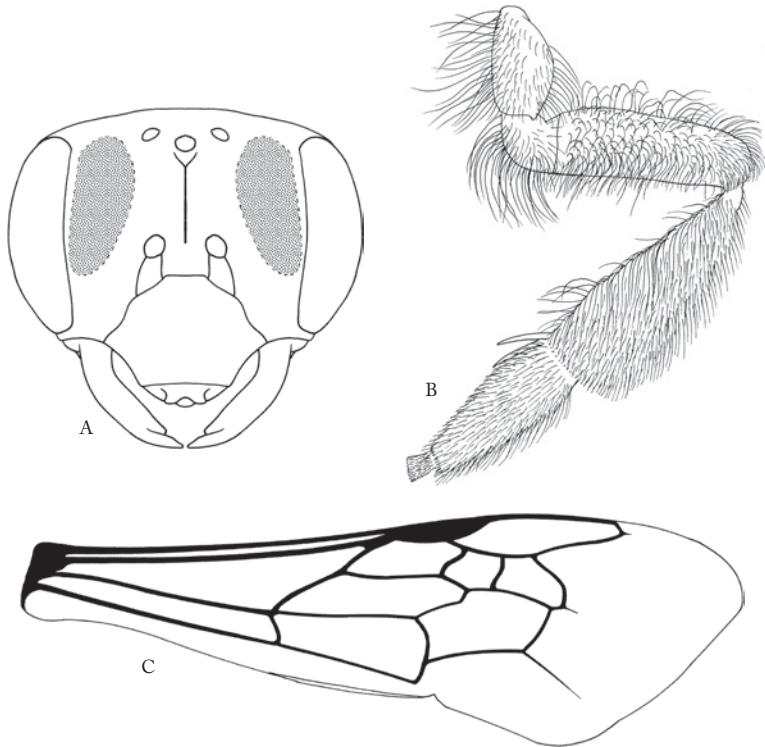


Fig. 222. - *Andrena flavipes*. A. Tête vue de face.
B. Patte postérieure avec la scopa et le flocculus. C. Aile antérieure.

Répartition géographique et diversité mondiale

Le genre *Andrena* est le plus riche en espèce parmi les Apoidea. On compte plus de 3000 espèces décrites pour le monde entier mais le nombre d'espèce valide est probablement inférieur et tourne autour de 1500 (Gusenleitner & Schwarz 2002). La très grande majorité des espèces vivent dans l'hémisphère nord. Moins de 10 espèces se trouvent dans les montagnes d'Afrique sub-saharienne, aucune en Amérique du Sud et aucune en Océanie. La région néarctique comptait 515 espèces en 2002 tandis qu'on comptait alors 931 espèces dans la région paléarctique (Gusenleitner & Schwarz 2002). La présente liste compte 446 espèces pour l'Europe.

La systématique des espèces est basée sur une subdivision en sous-genres. Selon ces auteurs, on reconnaît 67 sous-genres pour la région paléarctique et 49 pour la région néarctique, tandis que 17 sous-genres sont communs aux deux régions. Le système sub-générique de la région paléarctique a été élaboré principalement par Warncke (1968) et mis à jour par Osytshnjuk *et al.* (2005). Etant donné la complexité du groupe, il est recommandé d'utiliser ce système sub-générique autant que possible.

Biologie

Les andrènes nichent dans le sol. Elles sont solitaires mais il n'est toutefois pas rare de voir certaines espèces rassembler leurs terriers en très grandes bourgades. De nombreuses espèces d'abeilles cleptoparasites des genres *Nomada* et *Sphecodes* parasitent ces nids. La plupart des espèces sont univoltines mais certaines sont bivoltines (ex : *Andrena flavipes*), parfois avec des différences morphologiques et éthologiques sensibles entre les spécimens des deux générations. La majorité des espèces sont largement polylectiques pour autant que leurs visites concernent des fleurs à corolles courtes ou aux nectaires facilement accessibles. Seules exceptions, les espèces du sous-genre *Taeniandrena* sont spécialisées sur les légumineuses, malgré que celles-ci aient des corolles profondes et des nectaires difficiles d'accès. Les andrènes les plus communes affectionnent les petites astéracées à inflorescences jaunes tels que les pissenlits. Certaines espèces présentent des préférences florales plus ou moins marquées. Ainsi par exemple, *Andrena vaga* butine les saules, *Andrena agilissima* affectionnent les Brassicaceae, *Andrena fuscipes* est strictement inféodée aux bruyères et *Andrena florea* ne butine que la brione *Bryonia dioica*.

Conseils de préparation

Pour les deux sexes, il convient d'écartier légèrement du corps les ailes et les pattes postérieures (pas trop pour éviter de casser les spécimens) afin de permettre l'observation des éperons tibiaux, de la face interne du fémur, de toutes les faces du propodeum et de la ponctuation des premiers tergites. Pour les deux sexes également, le labre doit être bien visible. Pour les mâles, l'observation des genitalia est très souvent requise, parfois aussi celle du sternite 8. Les diagnoses proposées ici sont principalement basées sur les seules femelles. En effet, elles sont très généralement beaucoup plus faciles à identifier que les mâles. On associe souvent ceux-ci grâce à la présence conjointe des deux sexes sur le terrain, les mâles harcelant sans cesse les femelles.

Liste des sous-genres (59) et espèces (447)

1. *Andrena (Aciandrena) aciculata* Morawitz, 1886
2. *Andrena (Aciandrena) astrella* Warncke, 1975
3. *Andrena (Aciandrena) chelma* Warncke, 1975
4. *Andrena (Aciandrena) chersona* Warncke, 1972
5. *Andrena (Aciandrena) hillana* Warncke, 1968
6. *Andrena (Aciandrena) lamiana* Warncke, 1965
7. *Andrena (Aciandrena) spolata* Warncke, 1968
8. *Andrena (Aciandrena) tenuiformis* Pittioni, 1950
9. *Andrena (Aciandrena) vacella* Warncke, 1975
10. *Andrena (Aciandrena) volgensis* Osytshnjuk, 1994
11. *Andrena (Aenandrena) aeneiventris* Morawitz, 1872
12. *Andrena (Aenandrena) bisulcata* Morawitz, 1877
13. *Andrena (Aenandrena) chaetogastra* Pittioni, 1950
14. *Andrena (Aenandrena) hedikae* Jaeger, 1934
15. *Andrena (Aenandrena) hystrix* Schmiedeknecht, 1883
16. *Andrena (Agandrena) afrensis* Warncke, 1967

Diagnose (Photo 140). Les *Agandrena* se caractérisent, chez les femelles, par les fémurs postérieurs sans épine, les mésopleures et la partie centrale du propodeum fortement engravé sous forme de vagues en relief. Chez les mâles, on retrouve plus ou moins le

relief gravé du propodeum et des mésopleures. A l'intérieur du sous-genre *Aciandrena*, l'andrène africaine (*A. afrensis*) se distingue de l'espèce proche *A. agilissima* (l'andrène des crucifères) par les points suivants: pour les mâles, par le centre du clypéus relativement ponctué (lisse chez *A. agilissima*); pour les femelles, par le clypéus moins trapézoïdal, l'abdomen sans reflet bleu métallisé (avec de tels reflets chez *A. agilissima*), par les taches abdominales de pelage blanc plus étroites et par la ponctuation du tergite 1 plus prononcée. La longueur du corps est de 13 à 15 mm. **Distribution.** L'andrène africaine habite toute la péninsule ibérique, la zone méditerranéenne de la France, une étroite zone au SE de la Suisse, et une seule localité en Allemagne (Westrich, 1997). **Biologie.** Les femelles butinent les Brassicaceae dont surtout les vélaris (*Erysimum* spp.), mais aussi les *Helianthemum* spp., *Reseda* spp. et, dans une moindre mesure, le châtaignier (*Castanea sativa*). L'andrène africaine (*Andrena afrensis*) a pour cleptoparasite la nomade des crucifères (*Nomada melathoracica*). Tous les spécimens d'*Andrena afrensis* ont été collectés de mi-mai et fin juillet.

17. *Andrena (Agandrena) agilissima* (Scopoli, 1770)
18. *Andrena (Agandrena) asperrima* Pérez, 1895
19. *Andrena (Andrena) apicata* Smith, 1847
20. *Andrena (Andrena) batava* Pérez, 1902
21. *Andrena (Andrena) bulgariensis* Warncke, 1965
22. *Andrena (Andrena) clarkella* (Kirby, 1802)

Diagnose (Photo T25). Les espèces du sous-genre *Andrena* s.s. volent dès le premier printemps. Elles sont d'assez grande taille (12-16 mm) et les femelles sont le plus souvent fort velues, avec une allure de petits bourdons. Les femelles de l'andrène à pattes rouges (*Andrena clarkella*) se reconnaissent facilement par leur fourrure rousse au thorax, noire à l'abdomen et par leurs pattes à pilosité et cuticule rousses. La taille du corps est de 12 à 14 mm. **Distribution.** L'espèce est présente dans toute l'Europe, au nord du 44^e parallèle (latitude de Valence et de Bucarest). **Biologie.** L'andrène à pattes rouges butine le plus souvent les saules (*Salix* spp.) mais aussi occasionnellement les tussilages (*Tussilago farfara*). Elle a pour cleptoparasite la nomade aux yeux clairs (*Nomada leucophthalma*). L'espèce vole de début mars à fin mai.

23. *Andrena (Andrena) fucata* Smith, 1847
24. *Andrena (Andrena) fulva* (Müller, 1766)

Diagnose (Photo T26). Les femelles de l'andrène rousse (*Andrena fulva*) ne peuvent être confondues avec aucune autre espèce. Elles ont une épaisse fourrure rousse sur tout le dos du mésosome et du métasome. La tête, les pleures et les pattes sont couverts de pilosité noire. La taille du corps est de 11 à 14 mm. **Distribution.** Elle est très abondante depuis les Pyrénées au sud, jusqu'à la latitude de Copenhague au nord. Plus au sud, l'espèce est très localisée dans les collines et les montagnes au Portugal, ici et là en Espagne et en Italie jusqu'en Sicile. Vers l'est, elle se limite aux montagnes de Bulgarie et de Roumanie, sans entrer, ni en Finlande, ni dans les Pays Baltes, ni en Biélorussie, Ukraine ou Russie. **Biologie.** L'andrène rousse est généraliste mais elle semble préférer les arbres fruitiers (surtout pruniers et cerisiers, *Prunus* spp.), et les groseilliers et cassis (*Ribes* spp.). Elle a pour cleptoparasites habituels la nomade de Panzer (*Nomada panzeri*) et la nomade des groseilliers (*Nomada signata*). Elle vole de mi-mars à mi-juin.

25. *Andrena (Andrena) helvola* (L., 1758)
26. *Andrena (Andrena) lapponica* Zetterstedt, 1838
27. *Andrena (Andrena) mitis* Schmiedeknecht, 1883
28. *Andrena (Andrena) nycthemera* Imhoff, 1868
29. *Andrena (Andrena) praecox* (Scopoli, 1763)
30. *Andrena (Andrena) rogenhoferi* Morawitz, 1872
31. *Andrena (Andrena) synadelpa* Perkins, 1914
32. *Andrena (Andrena) varians* (Kirby, 1802)
33. *Andrena (Avandrena) avara* Warncke, 1967
34. *Andrena (Avandrena) canobirta* (Friese, 1923)
35. *Andrena (Avandrena) panurgina* De Stefani, 1889
36. *Andrena (Avandrena) siciliana* Warncke, 1980
37. *Andrena (Biareolina) lagopus* Latreille, 1809
38. *Andrena (Brachyandrena) colletiformis* Morawitz, 1874
39. *Andrena (Brachyandrena) limonii* Osytsnjuk, 1983
40. *Andrena (Brachyandrena) miegiella* Dours, 1873
41. *Andrena (Campylogaster) erberi* Morawitz, 1871
42. *Andrena (Campylogaster) incisa* Eversmann, 1852
43. *Andrena (Campylogaster) lateralis* Morawitz, 1876
44. *Andrena (Campylogaster) nilotica* Warncke, 1967
45. *Andrena (Campylogaster) pruinosa* Erichson, 1835
46. *Andrena (Carandrena) aerinifrons* Dours, 1873
47. *Andrena (Carandrena) bellidii* Pérez, 1895
48. *Andrena (Carandrena) binominata* Smith, 1853
49. *Andrena (Carandrena) leucophaea* Lepeletier, 1841
50. *Andrena (Carandrena) microthorax* Pérez, 1895
51. *Andrena (Carandrena) nigroviridula* Dours, 1873
52. *Andrena (Carandrena) ranunculi* Schmiedeknecht, 1883
53. *Andrena (Carandrena) reperta* Warncke, 1974
54. *Andrena (Carandrena) schlettereri* Friese, 1896
55. *Andrena (Carandrena) semiflava* Lebedev, 1932
56. *Andrena (Charitandrena) hattorfiana* (Fabricius, 1775)

Diagnose (Photo 141). L'andrène des kauties (*A. hattorfiana*) est la seule du sous-genre *Charitandrena* pour la région paléarctique. Elle est très caractéristique et les femelles ne peuvent être confondues avec aucune autre. Les deux sexes ont un mésonotum et un scutellum à ponctuation très éparse, presque lisse, brillant, avec une pilosité courte et clairsemée, l'abdomen est très brillant, avec des tergites à ponctuations très fines et dispersées, les marges apicales des tergites sont rougeâtres et les tergites 2-4 sont le plus souvent rouges (parfois noirs), les tergites 2-4 ont des franges apicales blanches. Le corps est long de 13 à 16 mm. **Distribution.** L'espèce présente une distribution très large. Au sud de l'Europe elle est recensée jusqu'en Sicile et au sud de la Grèce et jusqu'au centre de la péninsule ibérique. Au nord on la rencontre jusqu'au Pays de Galle et en Angleterre, le sud de la Norvège et de la Suède (jusqu'à la latitude d'Uppsala), le sud de la Finlande (jusque 63°N). Sa distribution est plus étroite en Russie où elle ne semble pas quitter la forêt caducifoliée ou la steppe boisée. **Biologie.** Comme son nom français l'indique, elle butine presque exclusivement les knauties (*Knautia* spp.) ainsi que, dans une moindre mesure, les scabieuses (*Scabiosa* spp.). Elle a pour cleptoparasite la nomade

armée (*Nomada armata*). Sa phénologie est nettement estivale, de début juin à début août.

57. *Andrena (Chlorandrena) abrupta* Warncke, 1967
58. *Andrena (Chlorandrena) agnata* Warncke, 1967
59. *Andrena (Chlorandrena) astica* Warncke, 1967
60. *Andrena (Chlorandrena) boyerella* Dours, 1872
61. *Andrena (Chlorandrena) cinerea* Brullé, 1832
62. *Andrena (Chlorandrena) cinereophila* Warncke, 1965
63. *Andrena (Chlorandrena) clypella* Strand, 1921
64. *Andrena (Chlorandrena) crepidis* Schwenninger, 2015
65. *Andrena (Chlorandrena) curtivalvis* Morice, 1899
66. *Andrena (Chlorandrena) damara* Warncke, 1968
67. *Andrena (Chlorandrena) elata* Warncke, 1975
68. *Andrena (Chlorandrena) exquisita* Warncke, 1975
69. *Andrena (Chlorandrena) gordia* Warncke, 1975
70. *Andrena (Chlorandrena) humabilis* Warncke, 1965
71. *Andrena (Chlorandrena) humilis* Imhoff, 1832
72. *Andrena (Chlorandrena) isis* Schmiedeknecht, 1900
73. *Andrena (Chlorandrena) kamarti* Schmiedeknecht, 1900
74. *Andrena (Chlorandrena) leucolippa* Pérez, 1895
75. *Andrena (Chlorandrena) livens* Pérez, 1895
76. *Andrena (Chlorandrena) nigroolivacea* Dours, 1873
77. *Andrena (Chlorandrena) orientana* Warncke, 1965
78. *Andrena (Chlorandrena) panurgimorpha* Mavromoustakis, 1957
79. *Andrena (Chlorandrena) pastellensis* Schwenninger, 2007
80. *Andrena (Chlorandrena) rhenana* Stoeckert, 1930
81. *Andrena (Chlorandrena) rhyssonota* Pérez, 1895
82. *Andrena (Chlorandrena) sagittaria* Warncke, 1968
83. *Andrena (Chlorandrena) senecionis* Pérez, 1895
84. *Andrena (Chlorandrena) stabiana* Morice, 1899
85. *Andrena (Chlorandrena) taraxaci* Giraud, 1861
86. *Andrena (Chlorandrena) tricuspadata* Scheuchl, 2010
87. *Andrena (Chrysandrena) aegyptiaca* Friese, 1899
88. *Andrena (Chrysandrena) alluaudi* Benoist, 1961
89. *Andrena (Chrysandrena) colonialis* Morawitz, 1886
90. *Andrena (Chrysandrena) fertoni* Pérez, 1895
91. *Andrena (Chrysandrena) fulvago* (Christ, 1791)
92. *Andrena (Chrysandrena) glandaria* Warncke, 1975
93. *Andrena (Chrysandrena) hesperia* Smith, 1853
94. *Andrena (Chrysandrena) merula* Warncke, 1969
95. *Andrena (Cnemidandrena) bremensis* Alfken, 1900
96. *Andrena (Cnemidandrena) denticulata* (Kirby, 1802)
97. *Andrena (Cnemidandrena) freygessneri* Alfken, 1904
98. *Andrena (Cnemidandrena) fuscipes* (Kirby, 1802)
99. *Andrena (Cnemidandrena) nigriceps* (Kirby, 1802)
100. *Andrena (Cnemidandrena) simillima* Smith, 1851
101. *Andrena (Cnemidandrena) tridentata* (Kirby, 1802)

102. *Andrena* (*Cordandrena*) *cordialis* Morawitz, 1877
103. *Andrena* (*Cordandrena*) *cypria* Pittioni, 1950
104. *Andrena* (*Cordandrena*) *torda* Warncke, 1965
105. *Andrena* (*Cordandrena*) *vaulogeri* Pérez, 1895
106. *Andrena* (*Cryptandrena*) *brumanensis* Friese, 1899
107. *Andrena* (*Cryptandrena*) *monacha* Warncke, 1965
108. *Andrena* (*Cryptandrena*) *rotundata* Pérez, 1895
109. *Andrena* (*Cryptandrena*) *ventricosa* Dours, 1873
110. *Andrena* (*Cubiandrena*) *cubiceps* Friese, 1914
111. *Andrena* (*Didonia*) *mucida* Kriechbaumer, 1873
112. *Andrena* (*Didonia*) *nasuta* Giraud, 1863
113. *Andrena* (*Didonia*) *solenopalpa* Benoist, 1945
114. *Andrena* (*Didonia*) *stepposa* Osytshnjuk, 1977
115. *Andrena* (*Distandrena*) *distinguenda* Schenck, 1871
116. *Andrena* (*Distandrena*) *fria* Warncke, 1975
117. *Andrena* (*Distandrena*) *longibarbis* Pérez, 1895
118. *Andrena* (*Distandrena*) *mariana* Warncke, 1968
119. *Andrena* (*Distandrena*) *nitidula* Pérez, 1903
120. *Andrena* (*Distandrena*) *orana* Warncke, 1975
121. *Andrena* (*Euandrena*) *allosa* Warncke, 1975
122. *Andrena* (*Euandrena*) *asperula* Osytshnjuk, 1977
123. *Andrena* (*Euandrena*) *bicolor* Fabricius, 1775

Diagnose (Photo 142-143). Le sous-genre *Euandrena* est d'apparence disparate, avec de nombreuses espèces ouest-paléarctiques (plus de 70). Osytshnjuk *et al.* (2010) le caractérisent ainsi : triangle propodéal sans carène entre les parties dorsale et postérieure ; éperon métatibial interne non dilaté à la base ; face interne des tibias postérieurs sans petites épines ; pronotum sans carène latérale, ou avec une carène à peine marquée ; taille moyenne à grande ; première veine submarginale atteignant la veine marginale avant l'extrémité du pterostigma ; fovéa faciales peu profondes, longues, plus étroites antérieurement, occupant presque tout l'espace en l'œil composé et l'ocelle latéral ; clypéus non ou a peine protubérant, labrum sans carène centrale ; mésépiternum peu chagrinés ; brosses de récolte non plumeuses à plumeuse ; glosse 2 à 3 fois plus longue que large ; espace malaire 1,5 fois plus large que l'œil composé. Parmi les *Euandrena*, l'andrène bicolore est une espèce fort variable qu'on peut reconnaître par les points suivants : chez les femelles, la pilosité du dessus du thorax et des tergites 1-2 est assez dense, brun clair à rouille, les tergites 3-6 sont à pelage noirs. La taille est de 9-10 mm. **Distribution.** L'espèce présente une distribution très large, depuis les limites du Grand Atlas, la Cyrénaïque, Israël, au sud, jusqu'au 62^e parallèle au nord (latitude d'Uppsala). Elle est ubiquiste. **Biologie.** *Andrena bicolor* est une espèce bivoltine, la génération printanière vole de début mars à fin mai. La génération d'été vole de fin juillet à fin août. Les deux générations sont très généralistes quant à leur choix floraux, utilisant la plupart des ressources florales accessibles pour une espèce à langue courte. L'andrène bicolore a pour cleptoparasite la nomade de Fabricius (*Nomada fabriciana*) et le sphécode commun (*Sphcodes ephippius*).

124. *Andrena* (*Euandrena*) *capillosa* Morawitz, 1876
125. *Andrena* (*Euandrena*) *chrysopus* Pérez, 1903
126. *Andrena* (*Euandrena*) *fulvida* Schenck, 1853

127. *Andrena* (*Euandrena*) *granulosa* Pérez, 1902
128. *Andrena* (*Euandrena*) *limosa* Warncke, 1969
129. *Andrena* (*Euandrena*) *majalis* Morawitz, 1876
130. *Andrena* (*Euandrena*) *montana* Warncke, 1973
131. *Andrena* (*Euandrena*) *robusta* Warncke, 1975
132. *Andrena* (*Euandrena*) *roseipes* Alfken, 1933
133. *Andrena* (*Euandrena*) *rudolfae* Osytshnjuk, 1986
134. *Andrena* (*Euandrena*) *ruficrus* Nylander, 1848
135. *Andrena* (*Euandrena*) *rufula* Schmiedeknecht, 1883
136. *Andrena* (*Euandrena*) *symphyti* Schmiedeknecht, 1883
137. *Andrena* (*Euandrena*) *verae* Osytshnjuk, 1986
138. *Andrena* (*Euandrena*) *vulpecula* Kriechbaumer, 1873

Diagnose (Photo 144). Pour la reconnaissance du sous-genre *Euandrena*, voir la diagnose de l'espèce *Andrena bicolor*. L'andrène renard (*Andrena vulpecula*) se distingue d'*Andrena bicolor* par la coloration qui ne comporte pas les deux zones à pilosité brune et noire de *A. bicolor*, mais plutôt une pilosité brun-doré plus ou moins dispersée sur l'ensemble du corps (ce qui lui donne son nom), les tergites sont glabrescents mais chacune avec la frange postérieure à ciliature dorée. Elle est difficile à séparer de l'espèce proche *Andrena granulosa*, les deux espèces ayant en commun (chez la femelle) une fovéa à peine plus longue que le scape et de même largeur. La taille est de 9 à 10 mm.

Distribution. L'espèce présente une distribution méditerranéenne, depuis le Haut-Atlas au sud jusqu'au 46^e parallèle au nord, près de la frontière nord de l'Italie. **Biologie.** *Andrena vulpecula* est oligolectique sur les Cistacées, et particulièrement sur les genres *Helianthemum* et *Cistus*. Elle est univoltine et vole de fin mars à fin juin, suivant les régions. Il n'y a pas d'espèce cleptoparasite connue.

139. *Andrena* (*Fumandrena*) *djelfensis* Pérez, 1895
140. *Andrena* (*Fumandrena*) *fabrella* Pérez, 1903
141. *Andrena* (*Fumandrena*) *fumida* Pérez, 1895
142. *Andrena* (*Fumandrena*) *pandosa* Warncke, 1968
143. *Andrena* (*Fumandrena*) *querquedula* Warncke, 1975
144. *Andrena* (*Fumandrena*) *sandanskia* Warncke, 1973
145. *Andrena* (*Fumandrena*) *tomora* Warncke, 1975
146. *Andrena* (*Graecandrena*) *graecella* Warncke, 1965
147. *Andrena* (*Graecandrena*) *helenica* Warncke, 1965
148. *Andrena* (*Graecandrena*) *hyemala* Warncke, 1973
149. *Andrena* (*Graecandrena*) *impunctata* Pérez, 1895
150. *Andrena* (*Graecandrena*) *montarca* Warncke, 1975
151. *Andrena* (*Graecandrena*) *nebularia* Warncke, 1975
152. *Andrena* (*Graecandrena*) *passerina* Warncke, 1974
153. *Andrena* (*Graecandrena*) *pelopa* Warncke, 1975
154. *Andrena* (*Graecandrena*) *schwarzi* Warncke, 1975
155. *Andrena* (*Graecandrena*) *verticalis* Pérez, 1895
156. *Andrena* (*Graecandrena*) *walishanovi* Osytshnjuk, 1994
157. *Andrena* (*Holandrena*) *decipiens* Schenck, 1861

Diagnose (Photo 145). Le sous-genre *Holandrena* se caractérise chez les femelles par : des mésépisterna aréolés-alvéolés comme des rayons de cire d'abeille mellifère ; le triangle propodéal fortement ridé ; la partie dorsale du propodéum fortement inclinée. Parmi les espèces du sous-genre, l'andrène décevante (*A. decipiens*) se caractérise par les appendices du labre bifides vers l'avant, par la cuticule qui apparaît brillante sur l'ensemble du corps, le pelage doré, peu dense, formant une ciliature nette à la marge apicale des tergites 1-4. *Andrena decipiens* ressemble fortement à *A. labialis* qui est plus commune. Chez *A. decipiens*, les punctuations des tergites et du mésonotum sont plus espacées que la largeur plusieurs points, tandis que chez *A. labialis*, ces punctuations sont plus serrées que la largeur d'un seul point. Chez le mâle, le clypeus et les aires entre celui-ci et les yeux composés ont une cuticule blanche. La taille est de 11-14 mm. **Distribution.** On trouve l'andrène décevante (*A. decipiens*) depuis le Haut Atlas au sud jusqu'à la Belgique et le centre de l'Allemagne au nord. Cette distribution comporte de petites populations dispersées car l'espèce n'est pas du tout ubiquiste mais requiert des milieux bien particuliers. L'espèce est en effet liée à des milieux ouverts, des pelouses sèches d'allure steppique, souvent au versant sud des collines. **Biologie.** L'espèce est polylectique mais la majorité de nos observations des deux sexes sont sur le panicaut *Eryngium campestre*. La nomade du sainfoin (*Nomada stigma*) est connue comme cleptoparasite. La phénologie est univoltine estivale, de fin juin à début août.

158. *Andrena (Holandrena) fimbriata* Brullé, 1832

159. *Andrena (Holandrena) flavilabris* Schenck, 1874

160. *Andrena (Holandrena) forsterella* Osytshnjuk, 1978

161. *Andrena (Holandrena) labialis* (Kirby, 1802)

162. *Andrena (Holandrena) labiatula* Osytshnjuk, 1993

163. *Andrena (Holandrena) variabilis* Smith, 1853

Diagnose (Photo 146). Les caractéristiques subgénériques sont présentées précédemment pour l'espèce *Andrena decipiens*. La coloration de l'andrène variable (*Andrena variabilis*) est à la fois très variable (comme son nom l'indique) et caractéristique. Chez la femelle, la cuticule des antennes est fauve à rougeâtre tout comme celle des pattes et des tergites 1-3. L'étendue de cette cuticule rougeâtre est variable et peut être remplacée par de la cuticule noire. La pilosité est courte, gris-argenté à jaunâtre, peu dense, formant des franges à l'apex des tergites. Chez le mâle, la cuticule est tout aussi variable mais le clypeus et les aires entre celui-ci et les yeux composés ont une cuticule blanche. La taille est de 13 à 15 mm. L'andrène variable est difficile à séparer des espèces proches *Andrena forsterella* et *Andrena fimbriata*. **Distribution.** L'andrène variable (*Andrena variabilis*) se trouve depuis le Haut-Atlas et Israël au sud jusqu'à la latitude de Bordeaux (46°N) au nord-ouest et de Kiev (49°N) au nord-est. **Biologie.** Comme l'espèce proche *Andrena decipiens*, l'andrène variable est associée aux pelouses sèches et aux végétations d'allure steppique des versant sud. **Biologie.** L'espèce est polylectique mais la plus grande partie des observations des deux sexes sont sur le panicaut *Eryngium campestre*. La nomade du sainfoin (*Nomada stigma*) est connue comme cleptoparasite. La phénologie est bivoltine avec une génération de printemps en mai-juin et une génération d'été en juillet-septembre.

164. *Andrena (Holandrena) wilhelmi* Schuberth, 1995

165. *Andrena (Hoplendrena) bucephala* Stephens, 1846

166. *Andrena (Hoplendrena) carantonica* Pérez, 1902

Diagnose (Photo 147). Le sous-genre *Hoplandrena* se reconnaît aux caractéristiques suivantes : fovéas peu profondes, occupant toute la largeur entre l'œil composé et l'ocelle latérale ; clypéus convexe avec une ponctuation dispersée ; mésépisterna et propodeum finement ponctués ; triangle propodéal tout au plus finement rugueux. Ce sous-genre comporte une douzaine d'espèces ouest-paléarctiques. Parmi ces espèces, l'andrène sociable (*A. carantonica*) se reconnaît à sa coloration et son allure qui rappellent fortement celles de l'abeille mellifère ; ses articles antennaires 4 et 5 plus longs que larges ; l'article 3 aussi long ou plus court que les articles 4+5 ; le mésonotum à ponctuation clairsemée. Sa taille est de 12-14 mm. Attention qu'il y a encore une grande confusion dans la littérature entre les taxons suivants : *A. sabulosa* Scopoli, *A. trimmerana* (Kirby), *A. jacobii* Perkins et *Andrena scotica* Perkins). **Distribution.** Elle est présente dans le sud de la péninsule ibérique, de l'Italie et de la Grèce mais l'espèce y est rare et très localisée. Elle devient très commune depuis le sud des Pyrénées jusqu'au 63^e parallèle en Scandinavie. L'andrène sociable est quasiment ubiquiste et elle constitue des bourgades avec une grande densité de nids individuels. **Biologie.** L'espèce est très généraliste et opportuniste en utilisant toutes les espèces florales accessibles à sa morphologie (langue courte). Comme cleptoparasites connus, il y a la nomade de Marsham (*Nomada marshamella*), la nomade commune (*Nomada goodeniana*) et la nomade jaune (*Nomada flava*). Sa phénologie est univoltine et court de mi-avril à mi-juin.

- 167. *Andrena (Hoplandrena) clusia* Warncke, 1966
- 168. *Andrena (Hoplandrena) ferox* Smith, 1847
- 169. *Andrena (Hoplandrena) grozdanici* Osytsnjuk, 1975
- 170. *Andrena (Hoplandrena) nuptialis* Pérez, 1902
- 171. *Andrena (Hoplandrena) rosae* Panzer, 1801
- 172. *Andrena (Hoplandrena) trimmerana* (Kirby, 1802)
- 173. *Andrena (Hyperandrena) bicolorata* (Rossi, 1790)
- 174. *Andrena (Hyperandrena) florentina* Magretti, 1883
- 175. *Andrena (Larandrena) dinizi* Warncke, 1975
- 176. *Andrena (Larandrena) ventralis* Imhoff, 1832

Diagnose (Photos 148-149). Le petit sous-genre *Larandrena* (5 espèces paléarctiques) se caractérise chez la femelle par des fovéas faciales larges ; le clypeus court, sillonné transversalement ; le labrum non émarginé, avec une aire basale triangulaire ; le pronotum avec des carènes latérales distinctes ; la cuticule des mésépisterna et du triangle propodéal à ponctuation fine ; le propodeum à partie dorsale peu inclinée ; l'aire pygidiale avec une aire médiane bien délimitée ; les tergites lisses et brillants. L'andrène ventrale (*Andrena ventralis*) se reconnaît à la partie latérale des tergites et sternites plus ou moins rouge. Les tergites sont brillants, finement sculptés. La pilosité générale est grise à jaunâtre, assez courte, peu dense. Les tergites et sternites 2-4 ont des bandes apicales de soies blanches. La taille est de 7 à 9 mm. **Distribution.** L'espèce est présente depuis le 44^{ème} parallèle au sud jusqu'au 59^e parallèle dans les Pays Baltes. L'espèce est absente de toute la Finlande, de la Scandinavie, des Iles Britanniques. Elle n'est présente que de manière très localisées dans les Pyrénées, le centre de la péninsule ibérique, les Balkans. Elle ne semble pas marquer de choix écologique précis. **Biologie.** Les femelles sont spécialisées sur les saules (*Salix* spp.). La nomade à tâches blanches (*Nomada alboguttata*) parasite leurs nids. La phénologie est univoltine printanière, l'espèce volant de mi-mars à mi-mai.

177. *Andrena (Leimelissa) ispida* Warncke, 1965
 178. *Andrena (Lepidandrena) caprimulga* Warncke, 1975
 179. *Andrena (Lepidandrena) curvungula* Thomson, 1870
 180. *Andrena (Lepidandrena) dorsalis* Brullé, 1832
 181. *Andrena (Lepidandrena) florivaga* Eversmann, 1852
 182. *Andrena (Lepidandrena) gamskrucki* Warncke, 1965
 183. *Andrena (Lepidandrena) mocsaryi* Schmiedeknecht, 1884
 184. *Andrena (Lepidandrena) pandellei* Pérez, 1895

Diagnose (Photo 150). Le sous-genre *Lepidandrena* comporte 18 espèces paléarctiques. Il se caractérise chez la femelle : par le labrum nettement divisé en une partie centrale et des parties latérales distinctes de taille égale ; par les palpes labiaux aussi longs que la glosse ; par les mésépisterna chagrinés mais avec des ponctuations espacées ; par les métafémurs avec à la face interne une forte carène et des épines courtes et denses. L'andrène de Pandelle femelle se reconnaît facilement des autres espèces du sous-genre grâce à sa pilosité thoracique très dente et courte, veloutée, tandis qu'elle est normale sur les côtés du thorax. La pilosité des pattes est claire. L'abdomen présente des tergites glabrescents avec tergites 3-5 avec une bande apicale indistincte de soies serrées dorées. La taille du corps est de 10 à 11 mm. **Distribution.** On retrouve l'espèce depuis le sud la péninsule ibérique jusqu'au nord la Belgique et le centre de l'Allemagne. Elle est aussi connue de Corse, et dans sa distribution orientale jusqu'à l'ouest de la Pologne et à la Tchéquie. L'espèce est rare partout et localisée, dans les végétations de lisières, extensives. **Biologie.** Cette espèce est strictement spécialisée sur les campanules (*Campanula* spp.). Comme cleptoparasites, on connaît la nomade de Brauns (*Nomada braunsiana*). La phénologie est univoltine, de début mai à mi-juillet.

185. *Andrena (Lepidandrena) paucisquama* Noskiewicz, 1924
 186. *Andrena (Lepidandrena) rufizona* Imhoff, 1834
 187. *Andrena (Lepidandrena) sardoa* Lepeletier, 1841
 188. *Andrena (Lepidandrena) tuberculifera* Pérez, 1895
 189. *Andrena (Leucandrena) argentata* Smith, 1844
 190. *Andrena (Leucandrena) barbilabris* (Kirby, 1802)
 191. *Andrena (Leucandrena) leptopyga* Pérez, 1895
 192. *Andrena (Leucandrena) mistrensis* Grünwaldt, 2005
 193. *Andrena (Leucandrena) parviceps* Kriechbaumer, 1873
 194. *Andrena (Margandrena) hyacinthina* Mavromoustakis, 1958
 195. *Andrena (Margandrena) marginata* Fabricius, 1776
 196. *Andrena (Margandrena) pellucens* Pérez, 1895
 197. *Andrena (Margandrena) sibthorpi* Mavromoustakis, 1952
 198. *Andrena (Melanapis) fuscosa* Erichson, 1835
 199. *Andrena (Melandrena) albopunctata* (Rossi, 1792)

Diagnose (Photo 151). Les espèces du sous-genre *Melandrena* se caractérisent par leur taille plutôt grande, par une coloration globale marquée de pilosité noire, souvent avec des ailes assombries ; chez beaucoup d'espèces, l'abdomen est lisse et brillant, parfois même avec des reflets métallisés. C'est un sous-genre diversifié qui compte 41 espèces paléarctiques et 29 néarctiques. La femelle de l'andrène à points blancs (*Andrena albopunctata*) se reconnaît aisément à sa brosse de récolte noire ; sa face et son thorax à pilosité dense,

blanche à blanchâtre ; ses tergites 2-4 avec des taches apicales de pilosité blanchâtre. La taille du corps d'*Andrena albopunctata* atteint de 15 à 16 mm. **Distribution.** Cette espèce a une distribution méditerranéenne, au sud jusqu'à l'Anti-Atlas, la Tripolitaine et le désert du Negev ; au nord jusque 45°N en Europe Occidentale. En Europe Centrale, elle remonte jusqu'à la Slovaquie. En Russie, elle remonte vers la Haute-Volga jusqu'à la latitude de Samara. Elle est fréquente surtout les biotopes xériques. **Biologie.** L'espèce est connue pour être largement polylectique mais la plupart de nos données concernent les panicauts (*Eryngium* spp.) et les chardons au sens large (Cardueae). La phénologie est bivoltine, depuis avril jusque août.

200. *Andrena (Melandrena) assimilis* Radoszkowski, 1876
201. *Andrena (Melandrena) atrotregularis* Hedicke, 1923
202. *Andrena (Melandrena) barbareae* Panzer, 1805
203. *Andrena (Melandrena) cineraria* (L., 1758)
204. *Andrena (Melandrena) comta* Eversmann, 1852
205. *Andrena (Melandrena) cussariensis* Morawitz, 1886
206. *Andrena (Melandrena) danuvia* Stöckert, 1950
207. *Andrena (Melandrena) dubiosa* Kohl, 1905
208. *Andrena (Melandrena) elmaria* Gusenleitner, 1998
209. *Andrena (Melandrena) fuscolcarata* Morawitz, 1877
210. *Andrena (Melandrena) gallica* Schmiedeknecht, 1883
211. *Andrena (Melandrena) grandilabris* Pérez, 1903
212. *Andrena (Melandrena) hispania* Warncke, 1967
213. *Andrena (Melandrena) limata* Smith, 1853
214. *Andrena (Melandrena) magna* Warncke, 1965
215. *Andrena (Melandrena) metallescens* Cockerell, 1906
216. *Andrena (Melandrena) morio* Brullé, 1832
217. *Andrena (Melandrena) nigroaenea* (Kirby, 1802)

Diagnose (Photo 152). Pour les caractéristiques du sous-genre *Melandrena*, voir *Andrena albopunctata*. Parmi les espèces du sous-genre *Melandrena*, l'andrène noire-et-bronze (*Andrena nigroaenea*) se distingue par l'abdomen à reflets bronzes métallisés, le pelage thoracique brun-roussâtre fourni, les tergites 1-3 avec du pelage brunâtre fourni, les brosses métatibiales brunes à rousses. La taille du corps est de 13 à 15 mm. **Distribution.** L'espèce est très largement distribuée et abondante, depuis au sud les Canaries et la marge du Sahara, y compris au nord de la Lybie et de l'Égypte, au nord jusqu'au Cercle Arctique. Elle est aussi très ubiquiste quant à son habitat. **Biologie.** L'andrène noir-et-bronze est une butineuse très opportuniste, utilisant toutes les espèces florales accessibles à ses pièces buccales courtes. Comme cleptoparasites, on connaît la nomade fulvicorne (*Nomada fulvicornis*), la nomade commune (*N. goodeniana*), la nomade de Marsham (*N. marshamella*) et la nomade sanglée (*N. succincta*). La phénologie est univoltine, de fin mars à début juillet.

218. *Andrena (Melandrena) nitida* (Müller, 1776)
219. *Andrena (Melandrena) nitidemula* Scheuchl & Hazir, 2012
220. *Andrena (Melandrena) pyropygia* Kriechbaumer, 1873
221. *Andrena (Melandrena) stigmatica* Morawitz, 1895
222. *Andrena (Melandrena) thoracica* (Fabricius, 1775)
223. *Andrena (Melandrena) vaga* Panzer, 1799

Diagnose (Photos 153-154). Pour les caractéristiques du sous-genre *Melandrena*, voir *Andrena albopunctata*. Parmi les espèces du sous-genre *Melandrena*, l'andrène vague (*Andrena vaga*) se reconnaît à son abdomen très peu velu, noir et brillant, à peine bordé latéralement de petites touffes grises, faisant contraste avec le pelage épais gris-argenté de la tête et du thorax ; les métafémurs sont couverts de soies grises tandis que les brosses de récolte sont noires. La taille est de 14 à 15 mm. **Distribution.** L'andrène vague est largement distribuée et abondante depuis le 45^e parallèle au sud, jusqu'au Cercle Arctique au nord. Elle semble pourtant éviter la zone de climat atlantique. Elle est en effet rare ou absente de la plus grande partie de l'ouest de la France, de la presque totalité des îles Britanniques, et de la plus grande partie de la Norvège. Elle évite aussi le climat méditerranéen et même subméditerranéen. **Biologie.** Elle affectionne les sols sablonneux où elle nidifie en bourgades très populeuses et denses. L'andrène vague marque un choix très net pour les saules (*Salix* spp.) et même plus particulièrement du saule marsault (*Salix caprea*). Elle butine pour le nectar les pissenlits (*Taraxacum* spp.) et les prunelliers (*Prunus spinosa*) ainsi que d'autres plantes du premier printemps. Elle a pour cleptoparasite usuel la nomade poil-de-carotte (*Nomada lathburiana*). La phénologie est univoltine, de début mars à mi-juin.

- 224. *Andrena (Melittoides) curiosa* (Morawitz, 1877)
- 225. *Andrena (Micrandrena) abjecta* Pérez, 1895
- 226. *Andrena (Micrandrena) alfenella* Perkins, 1914
- 227. *Andrena (Micrandrena) alfenelloides* Warncke, 1965
- 228. *Andrena (Micrandrena) anthrisci* Blüthgen, 1925
- 229. *Andrena (Micrandrena) bayona* Warncke, 1975
- 230. *Andrena (Micrandrena) biarmica* Warncke, 1975
- 231. *Andrena (Micrandrena) caneibia* Strand, 1915
- 232. *Andrena (Micrandrena) cervina* Warncke, 1975
- 233. *Andrena (Micrandrena) corssubalpina* Theunert, 2006
- 234. *Andrena (Micrandrena) curtula* Pérez, 1903
- 235. *Andrena (Micrandrena) dargia* Warncke, 1965
- 236. *Andrena (Micrandrena) dourada* Kratochwil & Scheuchl, 2013
- 237. *Andrena (Micrandrena) enslinella* Stoeckert, 1924
- 238. *Andrena (Micrandrena) exigua* Erichson, 1835
- 239. *Andrena (Micrandrena) falsifica* Perkins, 1915
- 240. *Andrena (Micrandrena) floricola* Eversmann, 1852
- 241. *Andrena (Micrandrena) icterina* Warncke, 1974
- 242. *Andrena (Micrandrena) illyrica* Warncke, 1975
- 243. *Andrena (Micrandrena) lindbergella* Pittioni, 1950
- 244. *Andrena (Micrandrena) lineolata* Warncke, 1968
- 245. *Andrena (Micrandrena) magunta* Warncke, 1965
- 246. *Andrena (Micrandrena) minutula* (Kirby, 1802)
- 247. *Andrena (Micrandrena) minutuloides* Perkins, 1914
- 248. *Andrena (Micrandrena) nana* (Kirby, 1802)
- 249. *Andrena (Micrandrena) nanaeformis* Noskiewicz, 1925
- 250. *Andrena (Micrandrena) nanula* Nylander, 1848
- 251. *Andrena (Micrandrena) niveata* Friese, 1887
- 252. *Andrena (Micrandrena) oedicnema* Warncke, 1975
- 253. *Andrena (Micrandrena) paganettina* Warncke, 1965

254. *Andrena (Micrandrena) pauxilla* Stöckhert, 1935
 255. *Andrena (Micrandrena) pusilla* Pérez, 1903
 256. *Andrena (Micrandrena) roripae* Osytschnjuk, 1993
 257. *Andrena (Micrandrena) rugothorace* Warncke, 1965
 258. *Andrena (Micrandrena) rugulosa* Stöckhert, 1935
 259. *Andrena (Micrandrena) rugulosella* Osytschnjuk, 1993
 260. *Andrena (Micrandrena) saxonica* Stöckhert, 1935
 261. *Andrena (Micrandrena) semilaevis* Pérez, 1903
 262. *Andrena (Micrandrena) sillata* Warncke, 1975
 263. *Andrena (Micrandrena) simontornyella* Noskiewicz, 1939
 264. *Andrena (Micrandrena) spreta* Pérez, 1895
 265. *Andrena (Micrandrena) stoekbertella* Pittioni, 1948
 266. *Andrena (Micrandrena) strobmella* Illiger, 1806
 267. *Andrena (Micrandrena) subopaca* Nylander, 1848
 268. *Andrena (Micrandrena) taprobana* Warncke, 1975
 269. *Andrena (Micrandrena) tenuistriata* Pérez, 1895
 270. *Andrena (Micrandrena) tiaretta* Warncke, 1974
 271. *Andrena (Micrandrena) tringa* Warncke, 1973
 272. *Andrena (Micrandrena) wollastoni* Cockerell, 1922
 273. *Andrena (Nobandrena) anatolica* Alfken, 1935
 274. *Andrena (Nobandrena) asiatica* Friese, 1921
 275. *Andrena (Nobandrena) athenensis* Warncke, 1965
 276. *Andrena (Nobandrena) compta* Lepeletier, 1841
 277. *Andrena (Nobandrena) flavobila* Warncke, 1965
 278. *Andrena (Nobandrena) funerea* Warncke, 1967
 279. *Andrena (Nobandrena) nobilis* Morawitz, 1874
 280. *Andrena (Nobandrena) probata* Warncke, 1973
 281. *Andrena (Notandrena) chrysosceles* (Kirby, 1802)
 282. *Andrena (Notandrena) curvana* Warncke, 1965
 283. *Andrena (Notandrena) erythrocnemis* Morawitz, 1870
 284. *Andrena (Notandrena) fulvicornis* (Schenck, 1853)
 285. *Andrena (Notandrena) langadensis* Warncke, 1965
 286. *Andrena (Notandrena) nitidiuscula* Schenck, 1853
 287. *Andrena (Notandrena) pallitarsis* Pérez, 1903
 288. *Andrena (Notandrena) pontica* Warncke, 1972
 289. *Andrena (Notandrena) stellaris* Warncke, 1965
 290. *Andrena (Notandrena) ungeri* Mavromoustakis, 1952
 291. *Andrena (Notandrena) urdula* Warncke, 1965
 292. *Andrena (Opandrena) schencki* Morawitz, 1866
 293. *Andrena (Orandrena) garrula* Warncke, 1965
 294. *Andrena (Orandrena) monilia* Warncke, 1967
 295. *Andrena (Orandrena) oralis* Morawitz, 1876
 296. *Andrena (Oreomelissa) coitana* (Kirby, 1802)
 297. *Andrena (Pallandrena) braunsiana* Friese, 1887
 298. *Andrena (Pallandrena) pallidicincta* Brullé, 1832
 299. *Andrena (Parandrena) larisana* Warncke, 1965
 300. *Andrena (Parandrena) sericata* Imhoff, 1868
 301. *Andrena (Parandrena) tunetana* Schmiedeknecht, 1900

302. *Andrena* (*Parandrena*) *wolffi* Gusenleitner & Scheuchl, 2000
 303. *Andrena* (*Parandrenella*) *atrata* Friese, 1887
 304. *Andrena* (*Parandrenella*) *dentiventris* Morawitz, 1874
 305. *Andrena* (*Parandrenella*) *figurata* Morawitz, 1866
 306. *Andrena* (*Parandrenella*) *nisoria* Warncke, 1969
 307. *Andrena* (*Parandrenella*) *taxana* Warncke, 1975
 308. *Andrena* (*Plastandrena*) *apiformis* Kriechbaumer, 1873
 309. *Andrena* (*Plastandrena*) *bimaculata* (Kirby, 1802)
 310. *Andrena* (*Plastandrena*) *cypricola* Mavromoustakis, 1952
 311. *Andrena* (*Plastandrena*) *nigrospina* Thomson, 1872
 312. *Andrena* (*Plastandrena*) *oligotricha* Mavromoustakis, 1952
 313. *Andrena* (*Plastandrena*) *pilipes* Fabricius, 1781
 314. *Andrena* (*Plastandrena*) *tibialis* (Kirby, 1802)
 315. *Andrena* (*Poecilandrena*) *crassana* Warncke, 1965
 316. *Andrena* (*Poecilandrena*) *hybrida* Warncke, 1975
 317. *Andrena* (*Poecilandrena*) *labiata* Fabricius, 1781

Diagnose (Figure 155). Les espèces du sous-genre *Poecilandrena* peuvent être identifiées par : la première veine submarginale transverse atteignant la cellule marginale avant la marge distale du ptérostigma ; les fovea faciales longues, qui s'étendent bien au-delà des socquets antennaires vers le labrum ; le clypeus plus long que large, nettement convexe ; l'abdomen avec de la cuticule rouge chez plusieurs espèces ; la petite taille du corps, en dessous de 10 mm de long. Parmi ces espèces, l'andrène labiée (*Andrena labiata*) se caractérise chez les deux sexes par la cuticule rouge des tergites 2-3, chez le mâle par le clypeus et les aires paraoculaires à cuticule blanche. La taille varie de 8 à 9 mm. **Distribution.** La distribution s'étend des rives nord de la Méditerranée au sud, jusqu'au 62^e parallèle au nord (Helsinki, Uppsala). Elle manque en Ecosse, en Corse et en Sardaigne. **Biologie.** L'andrène labiée est généraliste mais nos données indiquent que les deux sexes butinent avec une nette préférence les véroniques (*Veronica* spp.), dont surtout la véronique petit-chêne (*Veronica chamaedrys*). Comme cleptoparasite, on connaît la nomade à petites taches (*Nomada guttulata*).

318. *Andrena* (*Poecilandrena*) *limassolica* Mavromoustakis, 1948
 319. *Andrena* (*Poecilandrena*) *neovirida* Grünwaldt, 2005
 320. *Andrena* (*Poecilandrena*) *olympica* Grünwaldt, 2005
 321. *Andrena* (*Poecilandrena*) *potentillae* Panzer, 1809
 322. *Andrena* (*Poecilandrena*) *seminuda* Friese, 1896
 323. *Andrena* (*Poecilandrena*) *semirubra* Morawitz, 1876
 324. *Andrena* (*Poecilandrena*) *sphecodimorpha* Hedicke, 1942
 325. *Andrena* (*Poecilandrena*) *standfussorum* Scheuchl, 2010
 326. *Andrena* (*Poecilandrena*) *viridescens* Viereck, 1916
 327. *Andrena* (*Poliandrena*) *blanda* Pérez, 1895
 328. *Andrena* (*Poliandrena*) *caspica* Morawitz, 1866
 329. *Andrena* (*Poliandrena*) *corax* Warncke, 1967
 330. *Andrena* (*Poliandrena*) *farinosa* Pérez, 1895
 331. *Andrena* (*Poliandrena*) *florea* Fabricius, 1793
 332. *Andrena* (*Poliandrena*) *kriechbaumeri* Schmiedeknecht, 1883
 333. *Andrena* (*Poliandrena*) *limbata* Eversmann, 1852

334. *Andrena* (*Poliandrena*) *macroptera* Warncke, 1974
 335. *Andrena* (*Poliandrena*) *mediovittata* Pérez, 1895
 336. *Andrena* (*Poliandrena*) *murana* Warncke, 1967
 337. *Andrena* (*Poliandrena*) *ornata* Morawitz, 1866
 338. *Andrena* (*Poliandrena*) *oviventris* Pérez, 1895
 339. *Andrena* (*Poliandrena*) *polita* Smith, 1847
 340. *Andrena* (*Poliandrena*) *pyrozonata* Friese, 1921
 341. *Andrena* (*Poliandrena*) *relata* Warncke, 1967
 342. *Andrena* (*Poliandrena*) *toelgiana* Friese, 1921
 343. *Andrena* (*Poliandrena*) *westensis* Warncke, 1965
 344. *Andrena* (*Proxiandrena*) *alutacea* Stoeckert, 1942
 345. *Andrena* (*Proxiandrena*) *proxima* (Kirby, 1802)
 346. *Andrena* (*Ptilandrena*) *angustior* (Kirby, 1802)
 347. *Andrena* (*Ptilandrena*) *fulvata* Stoeckert, 1930
 348. *Andrena* (*Ptilandrena*) *glidia* Warncke, 1965
 349. *Andrena* (*Ptilandrena*) *grossella* Grünwaldt, 1976
 350. *Andrena* (*Ptilandrena*) *kornosica* Mavromoustakis, 1954
 351. *Andrena* (*Ptilandrena*) *muscaria* Warncke, 1965
 352. *Andrena* (*Ptilandrena*) *vetula* Lepeletier, 1841
 353. *Andrena* (*Rufandrena*) *orbitalis* Morawitz, 1871
 354. *Andrena* (*Scitandrena*) *scita* Eversmann, 1852
 355. *Andrena* (*Simandrena*) *antigana* Pérez, 1895
 356. *Andrena* (*Simandrena*) *breviscopa* Pérez, 1895
 357. *Andrena* (*Simandrena*) *combinata* (Christ, 1791)
 358. *Andrena* (*Simandrena*) *confinis* Stöckert, 1930
 359. *Andrena* (*Simandrena*) *congruens* Schmiedeknecht, 1884
 360. *Andrena* (*Simandrena*) *dorsata* (Kirby, 1802)

Diagnose (Figure 156). Les espèces du sous-genre *Simandrena* ressemblent pour la plupart à de petites abeilles mellifères, avec par la première veine submarginale transverse atteignant la cellule marginale avant la marge distale du ptérostigma ; la surface du propodeum lisse, non ponctuée au niveau des brosses propodéales ; les mésépisterna chagrinés avec des ponctuations dissymétriques ; le métanotum avec une touffe dense de soies dirigées vers l'avant. Parmi les espèces de ce sous-genre, les femelles de l'andrène dorsale (*Andrena dorsata*) se reconnaissent par le clypéus mat, densément ponctué, chagriné, sans bande médiane lisse ; le thorax, la tête, les pattes sont couverts de soies dorées, plus rousses au dos du thorax ; l'abdomen est glabrescent, à cuticule matte, avec les tergite 2-3 avec une frange de soies apicale gris-brun, le tergite 6 est couverte de soies brunes plus longues. La taille du corps est de 8 à 10 mm. **Distribution.** On retrouve l'espèce depuis le Haut-Atlas au sud jusqu'à l'extrême sud de la Suède et les Pays Baltes ; elle semble rare et localisée dans la péninsule ibérique et au Maroc. **Biologie.** L'espèce est opportuniste et utilise tout les ressources florales accessibles à sa morphologie à langue courte. Comme cleptoparasite, on connaît la nomade zonée (*Nomada zonata*). La phénologie est bivoltine, avec une première génération de mi-mars à mi-mai et une seconde de mi-juin à fin août.

361. *Andrena* (*Simandrena*) *lepida* Schenck, 1861
 362. *Andrena* (*Simandrena*) *mehelyi* Alfken, 1936

363. *Andrena (Simandrena) nucleola* Warncke, 1973
 364. *Andrena (Simandrena) palumba* Warncke, 1974
 365. *Andrena (Simandrena) propinqua* Schenck, 1853
 366. *Andrena (Simandrena) rhypara* Pérez, 1903
 367. *Andrena (Simandrena) susterai* Alfken, 1914
 368. *Andrena (Simandrena) thomsonii* Duce, 1898
 369. *Andrena (Simandrena) transitoria* Morawitz, 1871
 370. *Andrena (Stenomelissa) lonicera* Warncke, 1973
 371. *Andrena (Suandrena) aegypticola* Friese, 1899
 372. *Andrena (Suandrena) cyanomicans* Pérez, 1895
 373. *Andrena (Suandrena) maderensis* Cockerell, 1922
 374. *Andrena (Suandrena) notata* Warncke, 1968
 375. *Andrena (Suandrena) savignyi* Spinola, 1838
 376. *Andrena (Suandrena) suerinensis* Friese, 1884
 377. *Andrena (Taeniandrena) aberrans* Eversmann, 1852
 378. *Andrena (Taeniandrena) fuliginata* Pérez, 1895
 379. *Andrena (Taeniandrena) gelrae* van der Vecht, 1927
 380. *Andrena (Taeniandrena) gredana* Warncke, 1975
 381. *Andrena (Taeniandrena) intermedia* Thomson, 1870
 382. *Andrena (Taeniandrena) lathyri* Alfken, 1899
 383. *Andrena (Taeniandrena) leucopsis* Warncke, 1967
 384. *Andrena (Taeniandrena) ovatula* (Kirby, 1802)

Diagnose (Photos 157-158). Les espèces du sous-genre *Taeniandrena* se reconnaissent chez les femelles par des caractéristiques, qui rappellent les *Simandrena* (voir *Andrena dorsata*), elles s'en distinguent par la surface des corbeilles propodéales fortement ponctuée, par le clypeus aplati et même plus ou moins concave et par l'aire basale du labrum courte et aplatie longitudinalement. Elles ne présentent jamais de cuticule abdominale rouge. Les espèces de ce sous-genre diversifié (une vingtaine d'espèces paléarctiques) sont très difficiles à identifier. La plupart sont des visiteuses de légumineuses. La femelle de l'andrène ovale (*Andrena ovatula*) a la tête, le thorax et les pattes couverts de pilosité grise-jaunâtre ; l'abdomen est glabrescent, avec une forme en ovale nettement raccourci par rapport aux autres andrènes ; les tergites 1-4 ont une frange apicale de soies blanches serrées, souvent interrompue ou usée au tergite 1 ; les tergites 5-6 sont couverts de longues soies brun clair. La taille du corps est de 8 à 11 mm. **Distribution.** L'aire de distribution de l'espèce s'étend du Haut-Atlas au sud jusqu'au 62ème parallèle (Uppsala, Helsinki) au nord. Elle semble toutefois s'être considérablement raréfiée dans une grande partie de son aire. **Biologie.** Comme chez la plupart des *Taeniandrena*, les femelles de l'andrène ovale butinent presque exclusivement des légumineuses (Fabaceae), mais de temps en temps aussi d'autres fleurs, comme les saules (*Salix* spp.) ; la plupart de nos observations de mâles sont sur potentilles (*Potentilla* spp.) et sur saules (*Salix* spp.). Comme cleptoparasite, on connaît la nomade rhénane (*Nomada rhenana*). Scheuchl & Willmer (2016) mentionnent aussi le sphécode commun (*Specodes ephippius*). La phénologie est bivoltine avec une génération printanière demars à juin et une génération d'été de juillet à août.

385. *Andrena (Taeniandrena) phoenicura* Warncke, 1975
 386. *Andrena (Taeniandrena) producta* Warncke, 1973

387. *Andrena* (*Taeniandrena*) *russula* Lepeletier, 1841
 388. *Andrena* (*Taeniandrena*) *similis* Smith, 1849
 389. *Andrena* (*Taeniandrena*) *wilkella* (Kirby, 1802)
 390. *Andrena* (*Tarsandrena*) *ehnbergi* Morawitz, 1888
 391. *Andrena* (*Tarsandrena*) *tarsata* Nylander, 1848
 392. *Andrena* (*Thysandrena*) *hypopolia* Schmiedeknecht, 1884
 393. *Andrena* (*Thysandrena*) *numida* Lepeletier, 1841
 394. *Andrena* (*Thysandrena*) *ranunculorum* Morawitz, 1877
 395. *Andrena* (*Trachandrena*) *haemorrhoea* (Fabricius, 1781)

Diagnose (Photo T27). Le sous-genre *Trachandrena* ne comporte qu'une seule espèce ouest-paléarctique et encore quelques autres dans le reste de la région paléarctique. Il comporte par contre plus d'une vingtaine d'espèces néarctiques. La femelle de l'andrène cul-rouille (*Andrena haemorrhoea*) est parmi les espèces les plus faciles à identifier. Le clypéus est fortement ponctué. Le mésonotum est très fortement et densément ponctué. L'aire médiane du propodéum est grossièrement ridée. La ponctuation des tergites est grossière et serrée. La tête, les flancs du thorax, le propodéum, les fémurs, les sternites et les bords latéraux des tergites sont couverts de pilosité blanchâtre. Le dessus du thorax et le tergite 6 sont couverts de pilosité rousse, les tibias et les tarsi ont des soies blanches à dorées. Le reste des tergites est glabrescent, apparaissant très noir. La taille du corps est de 9 à 12 mm. **Distribution.** C'est une espèce très abondante et très largement distribuée. Elle est présente partout depuis les Pyrénées au sud jusqu'au-delà du Cercle Arctique. Elle existe encore ici et là dans les montagnes de la péninsule ibérique et elle est recensée en Algérie. Elle vit dans tous les habitats accessibles. **Biologie.** C'est une butineuse opportuniste mais la plupart de nos observations concernent surtout les saules (*Salix* spp.), les pissenlits (*Taraxacum* spp.), les *Prunus* spp. et les aubépines (*Crataegus* spp.). On lui connaît comme cleptoparasites, la nomade ruficorne (*Nomada ruficornis*) et, selon Scheuchl & Willmer (2016), la nomade de Möschler (*Nomada moeschleri*). Sa phénoménologie est univoltine de mars à juin.

396. *Andrena* (*Troandrena*) *chalcogastra* Brullé, 1839
 397. *Andrena* (*Troandrena*) *saettana* Warncke, 1975
 398. *Andrena* (*Troandrena*) *troodica* Warncke, 1975
 399. *Andrena* (*Truncandrena*) *albopicta* Radoszkowski, 1874
 400. *Andrena* (*Truncandrena*) *caneae* Strand, 1915
 401. *Andrena* (*Truncandrena*) *delphiensis* Warncke, 1965
 402. *Andrena* (*Truncandrena*) *derbentina* Morawitz, 1886
 403. *Andrena* (*Truncandrena*) *doursana* Dufour, 1853
 404. *Andrena* (*Truncandrena*) *espanola* Warncke, 1967
 405. *Andrena* (*Truncandrena*) *ferrugineicrus* Dours, 1872
 406. *Andrena* (*Truncandrena*) *fuligula* Warncke, 1965
 407. *Andrena* (*Truncandrena*) *medeninensis* Pérez, 1895
 408. *Andrena* (*Truncandrena*) *minapalumboi* Gribodo, 1894
 409. *Andrena* (*Truncandrena*) *mucronata* Morawitz, 1871
 410. *Andrena* (*Truncandrena*) *optata* Warncke 1975
 411. *Andrena* (*Truncandrena*) *oulskii* Radoszkowski, 1867
 412. *Andrena* (*Truncandrena*) *paramythensis* Mavromoustakis, 1957
 413. *Andrena* (*Truncandrena*) *pareklisiae* Mavromoustakis, 1957

414. *Andrena* (*Truncandrena*) *rotundilabris* Morawitz, 1878
 415. *Andrena* (*Truncandrena*) *schmiedeknechti* Magretti, 1883
 416. *Andrena* (*Truncandrena*) *serraticornis* Warncke, 1965
 417. *Andrena* (*Truncandrena*) *truncatilabris* Morawitz, 1877
 418. *Andrena* (*Truncandrena*) *tscheki* Morawitz, 1872
 419. *Andrena* (*Truncandrena*) *ulula* Warncke, 1969
 420. *Andrena* (*Truncandrena*) *villipes* Pérez, 1895
 421. *Andrena* (*Ulandrena*) *abbreviata* Dours, 1873
 422. *Andrena* (*Ulandrena*) *acerba* Warncke, 1967
 423. *Andrena* (*Ulandrena*) *cantiaca* Warncke, 1975
 424. *Andrena* (*Ulandrena*) *combaella* Warncke, 1966
 425. *Andrena* (*Ulandrena*) *concinna* Smith, 1853
 426. *Andrena* (*Ulandrena*) *crecca* Warncke, 1965
 427. *Andrena* (*Ulandrena*) *elegans* Giraud, 1863
 428. *Andrena* (*Ulandrena*) *fulvitaris* Brullé, 1832
 429. *Andrena* (*Ulandrena*) *heinrichi* Grünwaldt, 2005
 430. *Andrena* (*Ulandrena*) *neocyprica* Mavromoustakis, 1956
 431. *Andrena* (*Ulandrena*) *osychniukae* Osytsnjuk, 1977
 432. *Andrena* (*Ulandrena*) *polemediana* Mavromoustakis, 1956
 433. *Andrena* (*Ulandrena*) *resoluta* Warncke, 1973
 434. *Andrena* (*Ulandrena*) *schulzi* Strand, 1921
 435. *Andrena* (*Ulandrena*) *trikalensis* Warncke, 1965
 436. *Andrena* (*Zonandrena*) *chrysoptyga* Schenck, 1853
 437. *Andrena* (*Zonandrena*) *creberrima* Pérez, 1895
 438. *Andrena* (*Zonandrena*) *discors* Erichson, 1841
 439. *Andrena* (*Zonandrena*) *flavipes* Panzer, 1799

Diagnose (Photo 159-160). Les espèces du sous-genre *Zonandrena* sont peu caractéristiques, ressemblant grossièrement à des abeilles mellifères miniatures. On les reconnaît par : le clypeus nettement convexe ; le labrum divisé entre une partie centrale et des parties latérales ; le triangle propodéal très granuleux, avec de petites ridules vers l'avant. L'andrène à pattes jaunes (*Andrena flavipes*) a la tête et le thorax couvert de pilosité brune à jaunâtre, entremêlée de poils noirs à la face, au vertex et au milieu du mesonotum ; les tergites 2-4 ont des bandes apicales de poils jaunâtres ; les métatibias sont noirs. La taille du corps est de 11 à 13 mm. **Distribution.** *Andrena flavipes* est une espèce ubiquiste et très abondante depuis l'Anti-Atlas au sud jusqu'au 56^e parallèle au nord (latitude de Copenhague). **Biologie.** L'andrène à pattes jaunes est une butineuse opportuniste, utilisant toutes les ressources florales accessibles à ses pièces buccales courtes. Nos observations concernent le plus souvent les pissenlits (*Taraxacum* spp.), les *Prunus* spp., les *Brassica* spp. les mélilots (*Melilotus* spp.) et les centaurees (*Centaurea* spp.). Elle niche souvent en bourgades énormes, très populeuses, qui vont jusqu'à alarmer les habitants. Son cleptoparasite attiré est la nomade fardée (*Nomada fucata*). Sa phénologie est bivoltine avec une première génération printanière de mars à début juin et une seconde, estivale de juin à septembre. La génération estivale est particulièrement abondante.

440. *Andrena* (*Zonandrena*) *gravidata* Imhoff, 1832

Diagnose (Photo 161). La diagnose du sous-genre *Zonandrena* est présentée ci-avant pour l'espèce *Andrena flavipes*. Parmi ce sous-genre, l'andrène gravide (*Andrena gravida*) se reconnaît surtout à ses caractères de coloration ; la tête et les côtés du thorax sont couverts de pilosité blanchâtre, avec le dessus du thorax à pilosité de jaunâtre à rouille ; la pilosité de la tête (uniquement) est entremêlée de noir ; les tergites 2-4 sont noirs, glabrescents, avec des bandes apicales grisâtres ; les tibias postérieurs sont rougeâtres. La taille est de 11-14 mm. **Distribution.** L'andrène gravide se distribue depuis les Pyrénées au sud jusqu'au nord de l'Allemagne, à l'ouest, on la trouve en Angleterre et en Ecosse, mais pas en Irlande, ni dans la péninsule scandinave ; vers l'est, elle est rare dans les Pays Baltes, et avec seulement quelques stations connues en Ukraine et en Russie. Elle est absente de la péninsule ibérique mais est signalée de quelques stations de la péninsule italienne et des Balkans. Elle est rare partout tout en étant ubiquiste quant à ses choix d'habitats. **Biologie.** L'andrène gravide semble une butineuse opportuniste, mais nos propres observations concernent principalement les pissenlits (*Taraxacum* spp.), les renoncules (*Ranunculus* spp.) et les trèfles (*Trifolium* spp.) pour les femelles et les saules (*Salix* spp.) pour les mâles. Comme cleptoparasite, on connaît la nomade bifasciée (*Nomada bifasciata*). La phénologie est univoltine, de mi-mars à début juin.

441. *Andrena* (*Zonandrena*) *hungarica* Friese, 1887
 442. *Andrena* (*Zonandrena*) *korleviciana* Friese, 1887
 443. *Andrena* (*Zonandrena*) *quadrifasciata* Friese, 1921
 444. *Andrena* (*Zonandrena*) *soror* Dours, 1872
 445. *Andrena* (*Zonandrena*) *vachali* Pérez, 1895
 446. *Andrena* (*Zonandrena*) *vulcana* Dours, 1873
 447. *Andrena* (*incertae sedis*) *ebmerella* Scheuchl, 2011

Documents de références

- Amiet F., Herrmann M., Müller A. & Neumeyer R. 2010. Apidae 6: *Andrena*, *Melitturga*, *Panurginus*, *Panurgus*. Fauna Helvetica 26, CSHF & SEG Neuchatel, 316 pp.
- Ariana A., Scheuchl E., Tadauchi O. & Gusenleitner F. 2009. A taxonomic revision of the subgenus *Andrena* (*Aciandrena*) (Hymenoptera: Andrenidae). *Zootaxa*, 2281: 21-39.
- Dylewska, M., 1987. Die Gattung *Andrena* Fabricius (Andrenidae, Apoidea) in Nord- und Mitteleuropa. *Acta Zool. Cracov., Krakow*, 30: 359-708.
- Gusenleitner F. & Schwarz M. 2002. Weltweite Checkliste der Bienengattung *Andrena* mit Bemerkungen und Ergänzungen zu paläarktischen Arten (Hymenoptera, Apidae, Andreninae, *Andrena*). *Entomofauna suppl.* 12: 1-1280.
- Osyshnjuk A.Z. (traduction Kut R.). 1993. Clés de détermination des insectes de la partie européenne de l'U.R.S.S. Tome III. Hyménoptères. Première partie. Extrait: Superfamille Apoidea (apoides). Andrenidae. Mémoire de traduction, Université de Mons-Hainaut, EII, 199 pp. [en français].
- Osyshnjuk A.Z., Romasenko L., Banaszak J. & Cierzniaik T. 2005. Andreninae of the Central and Eastern Palaearctic. Part 1. Polish Entomological Society, Poznan, Bydgoszcz, 235 p.
- Osyshnjuk A.Z., Romasenko L., Banaszak J. & Motyka E. 2008. Andreninae of the Central and Eastern Palaearctic. Part 2. Polish Entomological Society, Poznan, Bydgoszcz, 234 p.

Patiny S. & Terzo M. 2010. Catalogue et clé des sous-genres et espèces du genre *Andrena* de Belgique et du nord de la France (Hymenoptera, Apoidea). Laboratoire de Zoologie, Université de Mons, 39 p.

Scheuchl E & Willner W. 2016. Taschenlexikon der Wildbienen Mitteleuropas: Alle Arten im Porträt. Quelle & Meyer Verlag, Wiebelsheim, 920 p.

Schmid-Egger, C. & E. Scheuchl, 1997. Illustrierte Bestimmungstabellen der Wildbienen Deutschlands und Österreichs unter Berücksichtigung der Arten der Schweiz. Band III: Andreninae. Eigenverlag, Velden, 180 p.

Warncke K. 1968. Die Untergattungen der westpaläarktischen Bienengattung *Andrena* F. Memoriao e Estudos do Museu Zoologico da Universidade de Coimbra, 307: 1-108.

Tribu des Melitturgini : Genre *Melitturga* Latreille 1809

(Andrenidae, Panurginae, Melitturgini)

Etymologie : du grec *mellita* = l'abeille, et *urgus* = l'ouvrière.

Noms vernaculaires : les mélitturges (Fr), der Schwebebienen (Al)

Morphologie et diagnose

Les mélitturges sont des abeilles relativement grandes (12-13mm). Elles présentent une langue courte avec les deux premiers segments des palpes labiaux allongés (toujours plus de deux fois aussi longs que le segment terminal) et élargis. L'aile antérieure présente trois cellules submarginales, la troisième plus grande que les deux autres et avec la cellule marginale tronquée à l'apex (Figure 223A). Cette nervation alaire est unique chez les abeilles. Elles présentent généralement une tâche claire sur le clypeus. Les mâles de *Melitturga* se reconnaissent très facilement à leurs très grands yeux qui convergent vers le vertex (Figure 223B), sans toutefois se rejoindre comme c'est le cas chez le mâle de l'abeille domestique, à leur clypeus blanc et à leurs antennes massuées (Figure 223B). Les femelles sont plus banales et ressemblent aux andrènes avec des bandes de pelage clair sur les côtés de l'abdomen. On les distingue par l'absence de foveae faciales.

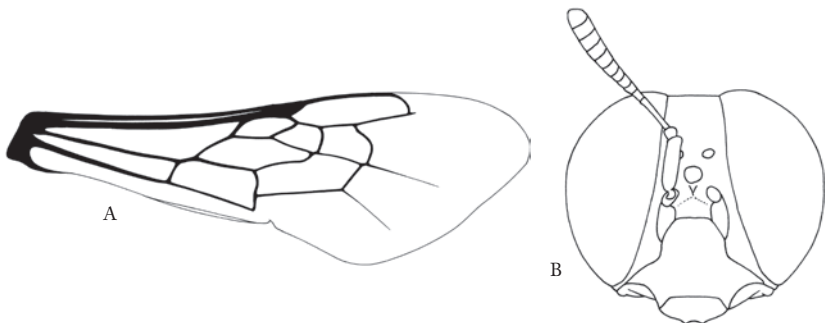


Fig. 223. - *Melitturga clavicornis*. A. Aile antérieure. B. Tête vue de face.

Répartition géographique et diversité mondiale

La distribution des *Melitturga* est plus diversifiée dans la région ouest-paléarctique mais est présent jusqu'en Chine (Patin & Gaspard 2000). Quelques espèces sont aussi présentes en Afrique Sub-saharienne. Le genre est relativement peu diversifié avec seulement 13 espèces décrites. Patiny (1999) reconnaît trois sous-genres : *Australomelitturga*, *Melitturga* s.str. et *Petrusiana*. Les *Australomelitturga* ont une répartition bipolaire partagée entre une entité australe étendue en Angola, Namibie, Botswana et Afrique du Sud et une autre septentrionale au Maghreb (Algérie, Maroc et Tunisie) (Patin & Gaspard 2000). La distribution du sous-genre *Melitturga* s'étend dans tout le Paléarctique de la Chine orientale au centre de la péninsule ibérique. La limite septentrionale de cette aire est située en Russie et la limite méridionale dans le sud de l'Iran au nord du 25^{ème} parallèle. Les *Petrusianna* occupent une aire circumméditerranéenne caractérisée par une courte disjonction adriatique. La limite méridionale de la distribution de ce sous-genre est située au Maroc sous le 30^e parallèle. Au nord, *Melitturga caudata* s'étend jusqu'au 44° de latitude dans le nord de la Péninsule Italienne.

Biologie

Il s'agit d'espèces terricoles habituellement solitaires mais chez *M. clavicornis*, deux femelles partagent parfois le même nid. Il y a rarement de tumuli à l'entrée du nid. Celle-ci se poursuit par une galerie horizontale. Les mâles sont très difficiles à observer car ils passent leur temps à surveiller plusieurs massifs de fleurs en les survolant à très grande vitesse. Ils ne s'y posent que très occasionnellement pour butiner ou inspecter une femelle potentielle. Ils effectuent toujours le même circuit de patrouille ce qui permet de les voir repasser régulièrement au même endroit. Bien qu'il s'agisse d'abeilles à langue courte, leur grande taille leur permet l'accès aux nectaires des fleurs de légumineuses aux quelles elles sont plus ou moins fidèles : *Genista*, *Medicago*, *Onobrychis*, *Stauracanthus*, *Trifolium* et *Vicia*. On les trouve aussi assez fréquemment sur la lavande.

Conseils de préparation

Les parties suivantes sont importantes à laisser bien visibles car elles permettent de déterminer les différentes espèces : les pièces buccales et la ponctuation générale (particulièrement la ponctuation du clypeus) des deux sexes ainsi que les génitalia des mâles.

Liste des sous-genres (2) et espèces (6)

1. *Melitturga (Melitturga) clavicornis* (Latreille, 1806)
2. *Melitturga (Melitturga) praestans* Giraud, 1861
3. *Melitturga (Melitturga) syriaca* Friese, 1899

Diagnose (Photo T28). Les espèces du sous-genre *Melitturga* se distingue par des pièces buccales environ égales à la longueur de la face, peu effilée (notamment les galea) et apparemment peu sclérifiées. Les mâles se distinguent par des gonostyli et des sagittae non effilés. Par ailleurs les gonocoxites sont dépourvus de gouttière medioapicale. L'espèce la plus proche de *Melitturga syriaca* est *M. praestans*. Pour les femelles elle s'en distingue par une taille plus petite (13-14 mm) ; un clypeus lisse et brillant, abondamment et irrégulièrement ponctué ; un mesonotum densément ponctué, un peu plus lâchement au centre ; des tergites densément chagrinés et mats ; une pilosité courte et assez peu abondante, lâche sur l'arrière de la tête et sur les nota et une frange anale noire (Patin 2001). On reconnaît les mâles par leurs gonostyli spatulés (brusquement tronqués au

niveau distal), leurs sagittae brièvement effilées (la partie terminale légèrement torsadée) et leur pilosité du tergite 7 brun-roux. **Distribution.** *Melitturga syriaca* présente une distribution très restreinte. Elle est connue dans une localité de Bulgarie et dans deux localités de Chypre. **Biologie.** Très peu de choses sont connues sur l'écologie de cette espèce. Elle a été observée sur *Trifolium purpureum* (Patin & Gaspar 2000).

4. *Melitturga* (*Melitturga*) *taurica* Friese, 1922
5. *Melitturga* (*Petrusianna*) *caudata* Pérez, 1879
6. *Melitturga* (*Petrusianna*) *spinosa* Morawitz, 1892

Documents de références

Rozen, J.G. Jr (1971) Biology and Immature Stages of Moroccan Panurgine Bees (Hymenoptera, Apoidea). *American Museum Novitates*, 2457: 1-37.

Patin, S. & Gaspar, C. (2000). Biogéographie des *Melitturga* Latreille, 1809, *Melitturgula* Friese, 1903 et des genres proches (Hymenoptera : Andrenidae, Panurginae). *Notes fauniques de Gembloux*, 39 : 3-44.

Patin, S. (1999). Systématique générique et subgénérique des *Melitturga* Latreille - *Melitturgula* Friese - *Flavomelitturgula* Warncke (Hymenoptera, Andrenidae, Panurginae). *Bulletin de la Société entomologique de France*, 104(3): 241-256.

Patin S. 2001. Monographie des Panurginae de l'ancien monde (Hymenoptera : Apoidea, Andrenidae). In: Service de zoologie générale et appliquée, p. 266. Faculté universitaire des Sciences agronomiques de Gembloux, Gembloux.

Tribu des Panurgini : Genre *Camptopoeum* Spinola 1843, *Clavipanurgus* Warncke 1972, *Flavipanurgus* Warncke 1972, *Panurginus* Nylander 1848, *Panurgus* Panzer 1806 et *Simpanurgus* Warncke 1972

(Andrenidae, Panurginae, Panurgini)

Etymologie : *Panurgus* pourrait venir de la racine grecque *panurgos* : intelligent, ou aussi à partir du latin *Panurgus* qui est le nom d'un esclave ; *Clavipanurgus*, ajout du préfixe latin *clavus*= clef, littéralement « Panurgus à clef » ; *Flavipanurgus*, ajout du préfixe latin *flavus*= jaune, littéralement « Panurgus jaune » ; *Panurginus*= petit *Panurgus* ; *Simpanurgus*, ajout du préfixe latin *-sim*= semblable ; littéralement «Panurgus semblable» ; *Camptopoeum*, du grec *campto*= courbe, et *-poeia* = qui produit.

Noms vernaculaires : les panurges (Fr), der Zottelbien (Al), de roetbijen (NL) (= abeilles noires de suie), the Shaggy Bee (En) (= abeilles hirsutes)

Morphologie et diagnose

Les panurges sont des abeilles de taille moyenne (7-12 mm), à langue courte (Figure 224A), à deux cellules submarginales et à cuticule et pelage entièrement noirs (excepté les genres *Flavipanurgus* et *Camptopoeum*), à l'exception des tibias et tarses postérieurs des femelles qui portent une brosse jaune vif bien développée. L'abdomen est aplati dorso-ventralement et dépourvu de bandes cuticulaires ou de pelage clair. La tête est aussi large que le thorax. Comme tous les Panurgini, l'apex de la cellule marginale est tronqué

de manière caractéristique (Figures 224B-C). Seuls les Apidae cleptoparasites à deux cellules submarginales présentent également une cellule marginale tronquée à l'apex, mais ces derniers sont des abeilles à langue longue et au clypeus élevé.

Les genres *Camptopoeum*, *Flavipanurgus*, *Panurgus* et *Simpanurgus* se distinguent des genres *Clavipanurgus* et *Panurginus* par une nervation alaire différente : (i) la première cellule submarginale est de même taille que la deuxième alors qu'elle est plus grande chez les deux derniers genres, (ii) la première nervure cubitale transverse est éloignée de la première nervure récurrente alors qu'elle est accolée pour les deux autres genres (Figure 224B-C). Par ailleurs, la patte postérieure des trois premiers genres (*Camptopoeum*, *Flavipanurgus*, *Panurgus*) présente une pilosité dense et longue sur le tibia et le premier article du tarse postérieurs alors qu'elle est éparse et courte pour les *Panurginus* et *Clavipanurgus*. La femelle du genre *Simpanurgus* n'est pas connue.

Le genre *Panurgus* se distingue de tous les autres genres par une cuticule entièrement noire, sans aucune tâche jaune ou blanche. La brosse de récolte des femelles est aussi particulière car elle est constituée d'un mélange de soies droites et de soies spiralées. Les genres *Camptopoeum*, *Flavipanurgus* et *Simpanurgus* se distinguent des *Panurgus* par des tâches claires sur la cuticule. Les *Flavipanurgus* et les *Simpanurgus* se distinguent des *Camptopoeum* par une glosse plus courte que le prémentum alors qu'elle est nettement plus longue chez ces derniers. Par ailleurs, les mâles du genre *Camptopoeum* ont des tâches blanches alors qu'elles sont jaunes chez les deux autres genres. Enfin, les *Simpanurgus* présentent des marges internes des yeux convexes, rapprochées l'une de l'autre en leur milieu alors qu'elles sont divergentes ventralement chez les *Flavipanurgus*.

Les *Panurginus* se distinguent des *Clavipanurgus* par une taille plus petite (moins de 8mm) et un vertex arrondi. Les espèces de *Panurginus* sont aussi nettement plus communes que les espèces du genre *Clavipanurgus* limitées à la péninsule ibérique.

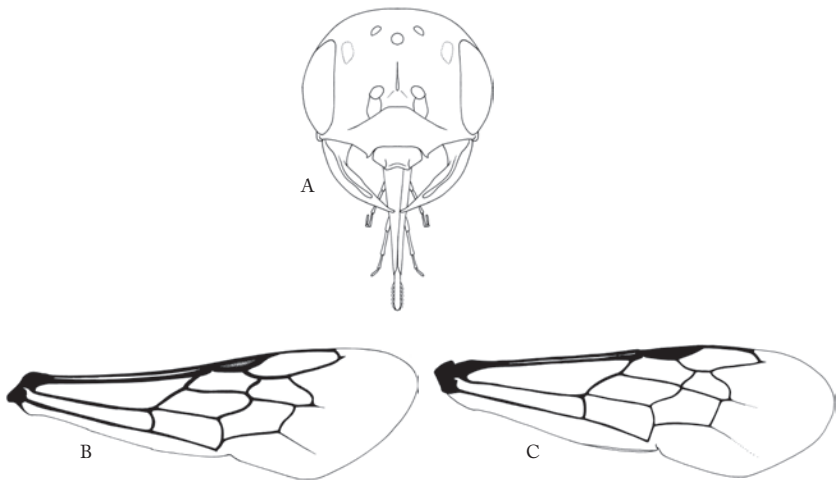


Fig. 224. - A. Tête vue de face de *Panurgus calcaratus*. B. Aile antérieure de *Panurgus dentipes*. C. Aile antérieure de *Panurginus montanus*.

Répartition géographique et diversité mondiale

Les Panurginae comptent plus de 1250 espèces et 31 genres dans le monde (Michener 2007). Les espèces de cette sous-famille présentent une affinité très marquée pour les climats arides (Patin 2001). Les Panurginae de l'Ancien Monde comprennent plus de 150 espèces réparties en 14 genres parmi lesquels les genres *Panurgus* (33 espèces) et *Panurginus* (27 espèces) sont les plus diversifiés (Patin 2001). La monophylie des 5 genres européens a été démontrée par Patiny (2001). Des travaux plus récents ont décrit de nouvelles espèces pour la faune européenne (Patin *et al.* 2005 ; Wood & Cross 2017). Les espèces se répartissent essentiellement autour du bassin méditerranéen, avec des espèces dont la distribution est centrée sur l'Est (Grèce et Turquie) ou sur l'Ouest (péninsule ibérique et Maghreb). La faune de la péninsule ibérique est particulièrement riche et originale avec deux genres endémiques, *Flavipanurgus* (6 espèces) et *Simpanurgus* (1 espèce), et de nombreuses espèces endémiques dans les autres genres (ex : *Camptopoeum baldocki*) (Patin *et al.* 2005 ; Wood & Cross 2017). La plupart des espèces du genre *Camptopoeum* sont au contraire endémique de l'Est du bassin méditerranéen.

Biologie et cycle de développement

L'écologie des Panurgini n'est pas très bien connue. Toutes les espèces semblent terricoles, solitaire et non-parasites comme c'est le cas de tous les Andrenidae. La plupart des espèces semblent apprécier les sols sableux. Elles sont aussi toutes connues pour être estivales et univoltines. Toutes les espèces de la tribu des Panurgini semblent spécialisées dans leur choix floraux, et ces plantes ont comme point commun d'avoir une morphologie florale assez simple (symétrie radiaire). Deux espèces du genre *Camptopoeum*, *C. friesei* et *C. frontale*, sont spécialisées Asteraceae (essentiellement sur le genre *Centaurea*) mais *C. baldocki* semble spécialisée sur une Frankeraciacae. Ces informations sont cependant basées sur un faible nombre d'observations et demandent confirmation. *Panurginus montanus* est oligolectique sur les composées liguliflores telles que les *Crepis* spp., *Picris* spp., *Hieracium* spp. et *Cichorium* spp. Les panurges sont toutes oligolectiques sur les composées liguliflores telles que les *Crepis* spp., *Picris* spp., *Hieracium* spp. et *Cichorium* spp.. On peut toutefois les rencontrer occasionnellement sur d'autres plantes telles que les *Cirsium* spp. et *Senecio* spp.. Les espèces sur genre *Flavipanurgus* semblent toutes spécialisées sur des espèces de plantes différentes : *Cistus ladanifer* (Cistaceae) pour *Flavipanurgus flavus* ; *Spergularia* sp. (Caryophyllaceae) pour *F. fuzetus* ; *Sedum* sp. (Crassulaceae) pour *F. ibericus* ; *Cistus crispus* (Cistaceae) pour *F. venustus* (González-Varo *et al.* 2016, Wood & Cross 2017). Les cleptoparasites associés aux Panurgini sont peu connus. *Pasites minutus* parasite les nids de *Camptopoeum*. *Nomada similis* est associé à *Panurgus banksianus*, *Nomada fuscicornis* à *P. calcaratus*, et *Nomada panurgina* à *P. dentipes*. Ces trois espèces de nomades sont les cleptoparasites exclusifs de ces trois espèces de panurges.

Conseils de préparation

Il est conseillé d'extraire les génitalia des mâles, principalement pour reconnaître les différents genres. Les femelles peuvent se reconnaître à la couleur de leur frange anale et la ponctuation de leur enclos propodéal. Il faut donc veiller à ne pas laisser les ailes cacher ce dernier. Le dégagement des mandibules et du labre n'est pas nécessaire.

Liste des genres (5), sous-genres (8) et espèces **(37)**

Le genre *Flavipanurgus* est considéré comme genre à part entière suite aux travaux de Patiny (1999) alors que Warncke (1972) avait décrit ce taxon comme un sous-genre

de *Panurgus*, hypothèse suivie par Michener (2007). Nous suivons ici l'hypothèse de Patiny (1999).

1. *Camptopoeum (Camptopoeum) baldocki* Wood & Cross 2017

Diagnose (Photo T29). Cette espèce est relativement petite (4 mm pour les deux sexes). La glosse est relativement longue comme pour l'ensemble des espèces du sous-genre *Camptopoeum*. La femelle se distingue des autres espèces du genre par une face presque complètement noire et des marques de taille très réduite sur les tergites. Le mâle présente aussi des tâches de taille réduite, sur la face ventrale du scape, le clypeus et la moitié basale des mandibules. **Distribution.** Cette espèce a récemment été décrite par Wood & Cross (2017) et semble endémique du Sud du Portugal, dans la région de l'Algarve. **Biologie.** L'espèce a été collectée uniquement dans des marais salins, le long de la côte, où elle nidifie dans le sol. Des analyses palynologiques indiquent que cette espèce est probablement spécialisée sur une plante qui vit dans le même type d'habitat, *Frankenia laevis* (Frankeniaceae).

2. *Camptopoeum (Camptopoeum) friesei* Mocsáry, 1894
3. *Camptopoeum (Camptopoeum) frontale* (Fabricius, 1804)
4. *Camptopoeum (Camptopoeum) nasutum* (Spinola, 1838)
5. *Camptopoeum (Epimethea) variegatum* (Morawitz, 1876)
6. *Flavipanurgus (Flavipanurgus) flavus* (Friese, 1897)
7. *Flavipanurgus (Flavipanurgus) fuzetus* Patiny, 1999

Diagnose (Photo T30). *Flavipanurgus fuzetus* présente une cuticule noire avec quelques tâches claires. Sa taille est relativement réduite (4 mm pour le mâle et 4.5 mm pour la femelle). Les mâles ressemblent aux mâles de *F. ibericus* mais les tâches sur la tête (tâche sur la face ventrale du scape) et la morphologie des génitalia sont différentes (Wood & Cross 2017). **Distribution.** Cette espèce est endémique du Portugal (Wood & Cross 2017). **Biologie.** Cette espèce a été capturée dans le même habitat que *Camptopoeum baldocki* (voir ci-dessus). Les femelles collectent le pollen sur le seul genre *Spergularia* (Caryophyllaceae) (Wood & Cross 2017). C'est un rare cas d'oligolectisme strict en Europe.

8. *Flavipanurgus (Flavipanurgus) granadensis* (Warncke, 1987)
9. *Flavipanurgus (Flavipanurgus) ibericus* (Warncke, 1972)
10. *Flavipanurgus (Flavipanurgus) merceti* (Vachal, 1910)
11. *Flavipanurgus (Flavipanurgus) venustus* (Erichson, 1835)
12. *Panurginus (Panurginus) albopilosus* (Lucas, 1849)

Diagnose (Photo T31). *Panurginus albopilosus* fait partie du groupe d'espèces avec une taille plus petite (<6mm). Sa cuticule est entièrement noire, y compris sur les antennes et sur le clypeus. La nervation des ailes est brunâtre, la surface entre les nervures est transparente (pas assombrie). Les femelles présentent une pilosité générale et une frange anale blanches. Les gonostyles des mâles ne présentent pas d'élargissement ventral, mais une modification apicale anguleuse. **Distribution.** *Panurginus albopilosus* est uniquement recensé en Espagne et au Portugal où il est relativement commun. **Biologie.** C'est une

espèce généraliste mais elle préfère les paysages agricoles, vivant en bordure de cultures et de routes. Les femelles collectent le pollen de Brassicaceae et d'Asteraceae.

13. *Panurginus* (*Panurginus*) *alpinus* (Warncke, 1972)
14. *Panurginus* (*Panurginus*) *annulatus* (Sichel, 1859)
15. *Panurginus* (*Panurginus*) *brullei* (Lepelletier, 1841)
16. *Panurginus* (*Panurginus*) *corpanus* (Warncke, 1972)
17. *Panurginus* (*Panurginus*) *herzi* Morawitz, 1892
18. *Panurginus* (*Panurginus*) *labiatus* (Eversmann, 1852)
19. *Panurginus* (*Panurginus*) *lactipennis* Friese, 1897
20. *Panurginus* (*Panurginus*) *montanus* Giraud, 1861
21. *Panurginus* (*Panurginus*) *romani* Aurivillius, 1914
22. *Panurginus* (*Panurginus*) *schwarzii* (Warncke, 1972)
23. *Panurginus* (*Panurginus*) *sericatus* (Warncke, 1972)
24. *Panurginus* (*Panurginus*) *turcomanicus* Popov, 1936
25. *Panurginus* (*Panurginus*) *tyrolensis* Richards, 1932
26. *Panurgus* (*Euryvalvus*) *banksianus* (Kirby, 1802)
27. *Panurgus* (*Pachycephalopanurgus*) *canescens* Latreille, 1811
28. *Panurgus* (*Pachycephalopanurgus*) *meridionalis* Patiny, Ortiz-Sánchez & Michez 2005
29. *Panurgus* (*Panurgus*) *calcaratus* (Scopoli, 1763)

Diagnose (Photo T32). Le sous-genre *Panurgus* présentent des pièces buccales souvent bien sclérifiées (sauf la galéa) et au moins aussi longues que la face. La tête est plus courte que large ou aussi longue que large. La face est sensiblement déprimée au niveau des insertions antennaires. Le clypeus est régulièrement ponctué. La pilosité est clairsemée, principalement développée sur la face. Les gonostyles des mâles sont robustes. Les femelles de *Panurgus calcaratus* se distinguent des autres espèces du sous-genre par le mesonotum et la partie antérieure des tergites finement et régulièrement ponctués, l'aire propodéale en forme de croissant arrondi fortement sculpté, et un taille relativement petite (<9mm). Les mâles ont le fémur postérieur avec une lamelle médio-ventrale.

Distribution. *Panurgus calcaratus* est abondant dans toute l'Europe, de l'Espagne à la Finlande, y compris au Royaume-Uni. Il est également largement distribué dans l'est du Paléarctique, mais moins de données ont été collectées et compilées pour cette zone.

Biologie. Cette espèce vit dans les zones découvertes, les zones arbustives (y compris les landes de plaine) et les prairies. Les femelles nichent dans des sols sablonneux et sont spécialisées sur les Asteraceae. *Nomada fuscicornis* est recensée comme cleptoparasite des nids.

30. *Panurgus* (*Panurgus*) *canarius* Warncke, 1972
31. *Panurgus* (*Panurgus*) *cephalotes* Latreille, 1811
32. *Panurgus* (*Panurgus*) *corsicus* Warncke, 1972

Diagnose (Photo T33). La diagnose du sous-genre *Panurgus* est présentée pour l'espèce *Panurgus calcaratus*. Par rapport à cette dernière espèce, *Panurgus corsicus* a le mesonotum peu ponctué, avec de larges plages lisses entre les points. Son aire propodéale est subtriangulaire et très peu sculptée. Par ailleurs la lamelle du labrum présente un étranglement médian et la pilosité est brun-blond. Chez les mâles, la plaque apicale du

sternite 8 est de forme subtrapézoïdal et les gonostyles forment un angle net entre la partie proximale et distale. **Distribution.** *Panurgus corsicus* est endémique de Corse et de Sardaigne. **Biologie.** Il n'y a aucune information sur l'habitat et l'écologie de cette espèce mise à part que les femelles sont probablement spécialisées sur les fleurs d'Asteraceae.

33. *Panurgus (Panurgus) dargius* Warncke, 1972
34. *Panurgus (Panurgus) dentipes* Latreille, 1811
35. *Panurgus (Panurgus) oblitus* Warncke, 1972
36. *Panurgus (Panurgus) Pérezi* Saunders, 1882
37. *Panurgus (Panurgus) pici* Pérez, 1895
38. *Panurgus (Panurgus) siculus* Morawitz, 1872
39. *Simpanurgus (Simpanurgus) phyllopodus* (Warncke, 1972)

Documents de références

González-Varo J.P., Ortiz-Sánchez F.J. & Vilà M. 2016. Total bee dependence on one flower species despite available congeners of similar floral shape. *PLoS ONE*, 11, e0163122.

Patiny S. 1999. Etude phylogénétique des Panurginae de l'ancien monde (Hymenoptera, Andrenidae). *Linzer biologische Beiträge*, 31, 249-275.

Patiny S. 2001. Monographie des Panurginae de l'ancien monde (Hymenoptera : Apoidea, Andrenidae). In: Service de zoologie générale et appliquée, p. 266. Faculté universitaire des Sciences agronomiques de Gembloux, Gembloux.

Patiny S., Ortiz-Sánchez F.J. & Michez D. 2005. A review of *Panurgus (Pachycephalopanurgus)*, with description of a new species from Spain. *Zootaxa*, 1037 : 37-48.

Warncke K. (1972) Westpaläarktische Bienen der Unterfamilie Panurginae (Hym., Apidae). *Polskie Pismo Entomologiczne*, 42, 53-108.

Wood T.J. & Cross I. 2017. *Camptopoeum (Camptopoeum) baldocki* spec. nov., a new panurgine bee species from Portugal and a description of the male of *Flavipanurgus fuzetus* Patiny (Andrenidae: Panurginae). *Zootaxa*, 4254, 285-293

Famille des Halictidae

Les Halictidae comprennent plus de 3500 espèces de par le monde et 344 espèces en Europe, c'est la famille la plus importante en terme de biodiversité dans le groupe des abeilles à langue courte. Les Apidae et les Halictidae sont les deux seules familles au sein desquelles des comportements eusociaux sont observés. Chez les Halictidae, ces comportements sont apparus trois fois de manière indépendante pendant des périodes de réchauffement climatique (Brady *et al.* 2006). Le comportement social est étonnamment flexible chez certaines espèces de *Lasioglossum*, avec des populations eusociales et d'autres totalement solitaires. Par contre, la morphologie des Halictidae est très monotone. Ils sont facilement reconnaissables parmi les autres abeilles grâce à leur langue courte et leur nervure basale coudée caractéristique, mais les espèces sont très difficiles à reconnaître à l'intérieur de plusieurs genres comme chez les *Lasioglossum* et les *Halictus*. Quatre sous-familles sont reconnues au sein des Halictidae : Rophitinae, Nomiinae, Nomioidinae et Halictinae (Danforth *et al.* 2008).

Sous-famille des Rophitinae

La première des Rophitinae comprend principalement des espèces rares et spécialisées dans leurs choix floraux. Par exemple, toutes les espèces du genre *Systropha* collectent uniquement leur pollen sur des Convolvulaceae (Patiny *et al.* 2008). D'un point de vue morphologique, les Rophitinae sont caractérisés par des insertions antennaires très basse sur la face.

Genre *Dufourea* Lepeletier 1841

(Halictidae, Rophitinae, Rophitini)

Étymologie : Genre dédié à Jean-Marie Léon Dufour (1780-1865), entomologiste français.

Noms vernaculaires : la dufourée (Fr), der Glanzbienen (Al), de glansbijen (Nl) (= abeilles éclatantes), the Dufourea (En)

Morphologie et diagnose

Les abeilles du genre *Dufourea* sont de taille petite à moyenne (4-10 mm), à langue courte, à deux cellules submarginales, à cellule marginale avec l'apex accolé au bord de l'aile et à nervure basale coudée (Figure 225A). Leur cuticule est noire avec parfois des reflets métalliques verts ou bleus. Leur pelage est rare et ne forme pas de bandes abdominales. Elles ressemblent en cela à des petites halictes dont elles se distinguent très facilement par leurs deux cellules submarginales au lieu de trois. Comme chez tous les Rophitinae, le clypeus et les sutures subantennaires sont très courts. Il en résulte que les antennes sont situées très bas sur la face. Ils peuvent être confondus avec les *Rophites* qui sont souvent un peu plus grands, toujours dépourvus de reflet métallique et qui présentent des bandes abdominales claires, larges et interrompues. Par ailleurs le scutellum des dufourées est aussi long ou plus court que l'enclos propodéal (Figure 225B) et au profil arrondi, sans former d'angle avec la face postérieure du et la face des femelles est sans épine rigide.

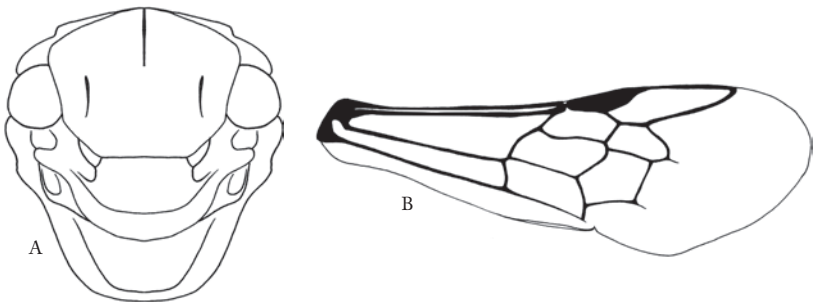


Fig. 225. - *Dufourea vulgaris*. A. Mesosoma en vue dorsale. B. Aile antérieure.

Répartition géographique et diversité mondiale

Le genre *Dufourea* est le genre le plus diversifié de la sous-famille des Rophitinae (Michener 2007). Il présente une distribution holarctique, des îles Canaries au Japon, et dans toute l'Amérique du Nord. En Europe il atteint au Nord la Finlande. La diversité est équivalente sur les deux continents, 60 espèces pour l'Eurasie et 70 espèces pour l'Amérique du Nord (Michener 2007).

Biologie et cycle de développement

Les *Dufourea* sont des espèces assez rares et leur biologie n'est pas très bien connue. Elles semblent toutes solitaires, estivales, univoltines et terricoles. *Biastes truncatus* est le cleptoparasite d'au moins deux espèces de *Dufourea*. La plupart des espèces sont connues pour être spécialisées, par exemple *Dufourea vulgaris* est oligolectique sur les Composées. De nombreuses autres espèces sont spécialisées sur certains genres de Campanulacées (*Campanula*, *Phyteuma*, *Jasione*). Cependant *Dufourea paradoxa* est polylectique. La diversité des choix floraux se reflète dans la diversité de la longueur des pièces buccales.

Conseils de préparation

On identifie les femelles par des caractères de taille, de coloration de la cuticule et du pelage et par la ponctuation du thorax et du premier tergite abdominal. Il faut donc veiller à écarter légèrement les ailes du corps. Outre ces mêmes caractères, certains mâles présentent des caractères diagnostiques sur les pattes médianes, les derniers sternites et les antennes qu'il faut donc veiller à dégager légèrement du corps. Enfin, il est utile de dégager les pièces buccales.

Liste des sous-genres (1) et espèces (20)

Certains auteurs comme Ebmer (1984, 1993) considèrent plusieurs sous-genres à l'intérieur du genre *Dufourea*. Nous suivrons l'avis de Michener (2007) qui ne considère qu'un seul sous-genre.

1. *Dufourea (Dufourea) alpina* Morawitz, 1865
2. *Dufourea (Dufourea) balearica* Ebmer, 2015
3. *Dufourea (Dufourea) coeruleocephala* Morawitz, 1872
4. *Dufourea (Dufourea) cypria* Mavromoustakis, 1952
5. *Dufourea (Dufourea) dentiventris* (Nylander, 1848)

Diagnose (Photo T34). *Dufourea dentiventris* présente le scutum densément ponctué. Le tibia postérieur des femelles présente une pilosité jaunâtre à brunâtre, leur tergite 1 a une ponctuation fine très clairsemée, les espaces entre les points, exception faite de ceux de la voûte, équivalents à plusieurs fois leur diamètre, leur tergite 2 a un base plus densément ponctuée que sa marge terminale à ponctuation très clairsemée, les marges terminales de leurs tergites sont finement chagrinées. Les mâles se reconnaissent facilement par les dents qui sont présentes sur le sternite 5. La taille du corps est relativement grande (7 à 8 mm). **Distribution.** *Dufourea dentiventris* est l'espèce la plus commune du genre. Elle est signalée de l'Espagne à la Suède et la Finlande (Ebmer 1993). En dehors de l'Europe, elle est également présente en Russie, dans le Caucase et en Chine. **Biologie.** L'espèce affectionne les prairies et les zones arbustives. Westrich (1989) signale des nids dans des

allées de sols sableux et argileux. Les femelles de cette espèce sont des spécialistes (oligolectiques) et se nourrissent du pollen du genre *Campanula* (Campanulaceae). Aux Pays-Bas, les femelles préfèrent *Campanula trachelium* et *Campanula rotundifolia* (Peeters *et al.* 2012). Ailleurs, l'espèce se nourrit également à *Campanula patula* (Pesenko *et al.* 2000). Les autres observations de visites florales concernent *Hieracium pilosella* (Asteraceae), *Dryas octopetala* (Rosaceae) et *Calluna vulgaris* (Ericaceae) (Ebmer, 1984). C'est une espèce univoltine, volant comme une seule génération en juin, juillet et août, parfois jusqu'au début de septembre. Il semble que ce soit l'hôte de l'abeille cleptoparasite *Biastes truncatus* (Westrich, 1989).

6. *Dufourea* (*Dufourea*) *fortunata* Ebmer, 1994
7. *Dufourea* (*Dufourea*) *gaullei* Vachal, 1897
8. *Dufourea* (*Dufourea*) *graeca* Ebmer, 1976
9. *Dufourea* (*Dufourea*) *halictula* (Nylander, 1852)
10. *Dufourea* (*Dufourea*) *inermis* (Nylander, 1848)
11. *Dufourea* (*Dufourea*) *iris* Ebmer, 1987
12. *Dufourea* (*Dufourea*) *longiglossa* Ebmer, 1993
13. *Dufourea* (*Dufourea*) *lusitanica* Ebmer, 1999
14. *Dufourea* (*Dufourea*) *merceti* Vachal, 1907
15. *Dufourea* (*Dufourea*) *minuta* Lepeletier, 1841
16. *Dufourea* (*Dufourea*) *paradoxa* (Morawitz, 1867)
17. *Dufourea* (*Dufourea*) *similis* Friese, 1898.
18. *Dufourea* (*Dufourea*) *styx* (Ebmer, 1976)
19. *Dufourea* (*Dufourea*) *trautmanni* Dusmet y Alonso, 1935
20. *Dufourea* (*Dufourea*) *wolffi* Ebmer, 1989

Documents de références

Ebmer A.W. 1984. Die westpaläarktischen Arten der Gattung *Dufourea* Lepeletier 1841 mit illustrierten Bestimmungstabellen. (Insecta: Hymenoptera: Apoidea: Halictidae: Dufoureaeinae). *Senckenbergiana biologica*, 64: 313-379.

Ebmer A.W. 1993. Die westpaläarktischen Arten der Gattung *Dufourea* Lepeletier 1841 mit illustrierten Bestimmungstabellen. (Insecta: Hymenoptera: Apoidea: Halictidae: Dufoureaeinae). *Linzer Biologische Beiträge*, 25 (1): 15-42.

Peeters, T.M.J., Nieuwenhuijsen, H., Smit, J., van der Meer, F., Raemakers, I.P., Heitmans, W.R.B., van Achterberg, C., Kwak, M., Loonstra, A.J., de Rond, J., Roos, M. and Reemer, M. 2012. De Nederlandse bijen (Hymenoptera: Apidae s.l.): 1-544.

Pesenko, Y.A., Banaszak, J., Radchenko, V.G. and Cierzniak, T. 2000. Bees of the family Halictidae (excluding *Sphcodes*) of Poland. Wydawnictwo Uczelniane Wyższej Szkoły Pedagogicznej w Bydgoszczy, Bydgoszcz.

Westrich, P. 1989. Die Wildbienen Baden-Württembergs. Eugen Ulmer GmbH, Stuttgart.

Genre *Rophites* Spinola 1808 et *Rophitoides* Schenck, 1861

(Halictidae, Rophitinae, Rophitini)

Étymologie : Selon Schleuchl & Willner (2016), le nom *Rophites* est basé sur la racine grecque *rhophitis* = avaleur, baveur. Le préfixe *-oides* marque la ressemblance du genre *Rophitoides* avec le genre *Rophites*.

Noms vernaculaires : les rophites (Fr), der Schlürf- und Graubienen (Al) (= abeilles lentes ou abeilles grises), de slurfbijen (Nl) (= abeilles lentes), the Rophites (En).

Morphologie et diagnose

Les rophites sont des abeilles de taille moyenne (7-10 mm), à langue courte, à deux cellules submarginales, à cellule marginales avec l'apex accolé au bord de l'aile et à nervure basale coudée (Figure 226A). Leur cuticule est noire brillante. Leur pelage est brun gris et forme des bandes abdominales complètes, bien délimitées et qui contrastent bien avec la cuticule noire des tergites. Comme chez tous les Rophitinae, le clypeus et les sutures subantennaires sont très courts. Il en résulte que les antennes sont situées très bas sur la face (Figure 226B). Ils peuvent être confondus avec les *Dufourea* qui sont aussi des Rophitini de même taille et de même allure. Les *Dufourea* n'ont cependant pas de bandes abdominales de soies claires et leur cuticule est plus ou moins métallisée. Par ailleurs le scutellum des *Rophites* et des *Rophitoides* est plus long que l'enclos propodéal (Figure 226C) et forme de profil un angle net avec la face dorsale du propodéum.

Certains auteurs considèrent le genre *Rhophitoides* comme un sous-genre de *Rophites* (Michener 2007) mais nous suivons ici Nieto *et al.* (2014) qui considère *Rhophitoides* comme un genre à part entière. Les femelles du genre *Rophites* s'en distinguent par la présence d'épines frontales, sortes de soies courtes, épaisses et dressées. Le mâle des *Rophitoides* a des antennes de longueur normale, avec des articles noirs et aussi longs que larges. Son sternite 6 n'a pas de dent sur les marges latérales. Les mâles de *Rophites* ont de longues antennes, à cuticule claire, aux articles nettement plus longs que larges. Leur sternite 6 est armé de dents sur les marges latérales.

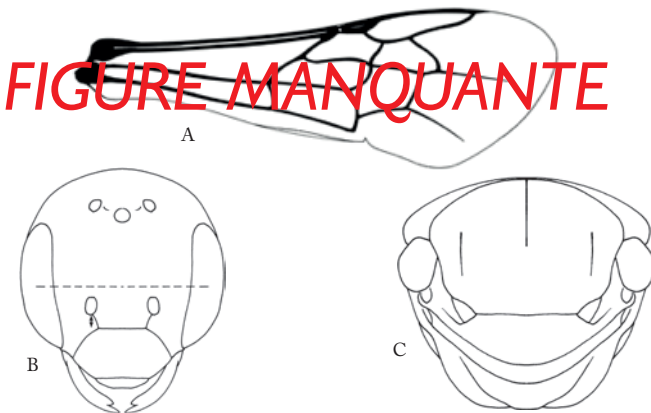


Fig. 226. - *Rophites canus*. A. Aile antérieure. B. Tête en vue de face. C. Mésosome en vue dorsale.

Répartition géographique et diversité mondiale

Le genre *Rophitoides* comprend 4 espèces dans le monde qui sont distribuées du Maroc au Caucase (Michener 2007). Les *Rophites* sont plus largement distribués, depuis le Maroc jusque l'Asie centrale et la Mongolie, et aussi plus diversifiés avec 13 espèces.

Biologie et cycle de développement

Les rophites ne sont pas très bien connues mais probablement toutes estivales, univoltines, terricoles et solitaires mais qui peuvent nicher en bourgades. Elles affectionnent les sols à faible couvert végétal et bien ensoleillés. *Biastes emarginatus* peut parasiter les nids de certaines espèces de *Rophites*. La femelle de *Rophitoides canus* est monolectique sur la luzerne (*Medicago sativa*) et la luzerne jaune (*Medicago falcata*). Les femelles de *Rophites algerus* et *R. quiquespinosus* sont oligolectiques sur Lamiaceae avec une préférence pour les genres *Ballota* spp., *Clinopodium* spp. et *Stachys* spp.. Elles se servent de leurs épines frontales et vibrent comme les bourdons pour décrocher le pollen des anthères. Les mâles se rencontrent souvent en compagnie des femelles mais ont des préférences florales beaucoup moins strictes et butinent de nombreuses fleurs aux nectaires immédiatement accessibles.

Conseils de préparation

Il est important de dégager les sternites abdominaux des mâles. Les pattes et les ailes doivent aussi être bien étalées.

Liste des sous-genres (2) et espèces (10)

1. *Rophites (Rophites) algerus* Pérez, 1895

Diagnose (Photo T35). La femelle présente des épines sur le front mais pas sur le clypeus. Le mâle a des articles antennaires plus longs que larges et le sternite 6 avec une dent sur les marges latérales et avec la marge apicale bidentée. **Distribution.** L'espèce est largement répandue dans toute l'Europe centrale et du sud-est, de la Suisse à la Russie de l'est jusqu'à la Russie européenne, au nord de la Pologne et au sud de la Grèce (Ebmer & Schwammberger, 1986). On le trouve aussi en Afrique du Nord au Maroc, en Algérie et en Tunisie, et au Moyen-Orient en Israël. **Biologie.** L'espèce se trouve dans les prairies et les zones arbustives, y compris les prairies sèches et clairsemées, aux abords des chemins (Westrich, 1989). Les femelles sont oligolectiques et se nourrissent du pollen de Lamiaceae (genres *Clinopodium*, *Stachys* et *Ballota*) (Ebmer & Schwammberger 1986, Westrich 1989). C'est une espèce univoltine, volant de la mi-juin à la mi-juillet. Les abeilles *Biastes emarginatus* sont citées comme cleptoparasites de cette espèce (Pesenko et al. 2000).

2. *Rophites (Rophites) clypealis* Schwammberger, 1976
3. *Rophites (Rophites) foveolatus* Friese, 1900
4. *Rophites (Rophites) hartmanni* Friese, 1902
5. *Rophites (Rophites) hellenicus* Ebmer, 1984
6. *Rophites (Rophites) leclercqi* Schwammberger, 1971
7. *Rophites (Rophites) quiquespinosus* Spinola, 1808
8. *Rophites (Rophites) thracicus* Ebmer, 1993
9. *Rophitoides (Rophitoides) canus* (Eversmann, 1852)

Diagnose. La femelle est sans épine sur le front ou sur le clypeus. Le mâle présente des articles antennaires aussi longs que larges, et le sternite 6 sans dents ni sur les marges latérales ni sur la marge apicale, laquelle est largement arrondie et nullement échancrée. **Distribution.** *Rhophitoides canus* est distribué de la Belgique à la Russie européenne et de la Bulgarie à la Pologne. Cette espèce est également signalée hors de l'Europe jusqu'en Bashkiria à l'est, en Asie jusqu'à Transbaikalia, en Mongolie (Hovd, Töv, Selenge, Dornod), dans la péninsule coréenne et dans le nord-ouest de la Chine (Pesenko & Astafurova 2006). **Biologie.** *Rhophitoides canus* vit dans des habitats step-piques, notamment des prairies sèches, des pentes xérotiques et des lisières de forêts (Pesenko et al. 2000). Par ailleurs, on le trouve aussi dans les paysages agricoles. L'espèce niche dans des endroits dégagés où la végétation est rare. Il niche de manière grégaire, parfois dans de vastes agrégations de nidification pouvant atteindre 100,000 nids à une densité d'environ 130 nids/m² dans un habitat convenable. Fait inhabituel, dans les sites fauchés, les nids se trouvent dans une zone herbeuse plus dense (Pesenko *et al.*, 2000). Les femelles collectent le pollen sur les fabacées, principalement les *Medicago* mais aussi *Trifolium pratense*, *Trifolium repens*, *Medicago sativa*, *Medicago falcata*, *Medicago media* et *Lotus corniculatus*. (Pesenko *et al.*, 2000) font également état de visites sur *Knautia arvensis* (Dipsacaceae); *Convolvulus arvensis* (Convolvulaceae); *Symphytum officinale* (Boraginaceae); *Scrophularia nodosa* (Scrophulariaceae); *Ballota nigra* (Lamiaceae); *Plantago media* (Plantaginaceae); *Allium cepa* (Liliaceae); *Centaurea cyanus*, *Taraxacum officinale*, *Cirsium arvense* et *Tanacetum vulgare* (Asteraceae). Ces dernières espèces représentent probablement des sources de nectar.

10. *Rhophitoides (Rhophitoides) epiroticus* Schwammberger, 1975

Documents de références

Ebmer, A.W., Schwammberger, K. - H. (1986). Die Bienengattung *Rophites* Spinola 1808 (Hymenoptera, Apoidea, Halictidae). *Illustrierte Bestimmungstabellen. Senckenbergiana biologica*, 66: 271 – 304.

Pesenko, Y.A. and Astafurova, Y.V. 2006. Contributions to the halictid fauna of the Eastern Palaearctic Region: subfamily Rophitinae (Hymenoptera: Halictidae). *Entomofauna* 27(27): 317-356.

Pesenko, Y.A., Banaszak, J., Radchenko, V.G. and Cierzniak, T. 2000. Bees of the family Halictidae (excluding *Sphcodes*) of Poland. Wydawnictwo Uczelniane Wyższej Szkoły Pedagogicznej w Bydgoszczy, Bydgoszcz.

Westrich, P. 1989. Die Wildbienen Baden-Württembergs. Eugen Ulmer GmbH, Stuttgart.

Genre *Systropha* Illiger 1805

(Halictidae, Rophitinae, Rophitini)

Etymologie : du grec *sys-* = avec, et *troph-* = se nourrir (par extension, grandir, se développer); selon Friese, du grec enroulé, en référence aux antennes enroulées du mâle

Noms vernaculaires : les systrophes (Fr), der Spiralhornbienen (Al) (= abeille aux antennes en spirale)

Morphologie et diagnose

Le mâle de *Systropha* se reconnaît immédiatement à ses antennes dont les derniers articles se replient l'un sur l'autre pour former une boucle triangulaire (Figure 227A). La femelle se reconnaît également assez facilement à la présence d'une brosse de récolte qui couvre les côtés et une grande partie de la face dorsale de l'abdomen, caractère unique chez les apoïdes. Mâles et femelles sont de taille moyenne (8-11 mm), à langue courte, à cuticule sombre et à pilosité claire éparse qui ne forme pas de bandes abdominales. Ils présentent une nervation alaire semblable à celles des halictes : trois cellules sub-marginales, la première plus grande que la troisième et la troisième plus grande que la deuxième, nervure basale courbe (Figure 227B). Leur face est typique des Rophitinae, avec un clypeus très court et des insertions antennaires situées très bas sur la face, presque accolées au clypeus.

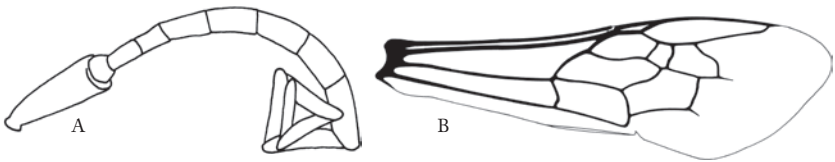


Fig. 227. - *Systropha curvicornis*. A. Antenne du mâle. B. Aile antérieure.

Répartition géographique et diversité mondiale

Le genre *Systropha* comprend 26 espèces (Patiny & Michez 2006). Il est largement répandu dans la région Paléarctique, du Maroc au Tadjikistan (Michener 2007). La limite nord de la distribution se trouve en Allemagne. On retrouve aussi le genre en Afrique. Patiny & Michez (2006) reconnaissent trois sous-genres : *Systropha* s.str., 17 espèces recensées dans la région Paléarctique ; *Systrophidia*, une espèce recensée en Afrique australe ; et *Austrosystropha*, 10 espèces recensés dans toute l'Afrique sub-saharienne (Patiny *et al.* 2013). En Europe, seul le sous-genre *Systropha* est recensé, avec deux espèces.

Biologie et cycle de développement

Il s'agit d'espèces terricoles solitaires mais grégaires. Le cleptoparasite connu est *Blastes brevicornis*. Les femelles de *Systropha* sont remarquables par leurs choix floraux spécialisés sur les fleurs de liseron (*Convolvulus* spp.). Cependant, on peut parfois les voir sur certaines composées telles que les chicorées (*Cichorium* spp.). Elles ont un comportement de transport de pollen très particulier car elles transportent leur pollen sur la face dorsale de leur métasome.

Conseils de préparation

Les mâles présentent des structures particulières sur les sternites qu'il convient donc de bien dégager. Les génitalia sont aussi à extraire.

Liste des sous-genres (1) et espèces (2)1. *Systropha* (*Systropha*) *curvicornis* (Scopoli, 1770)

Diagnose (Photo T36). *Systropha curvicornis* ressemble à *Systropha planidens*. On distingue les femelles par leur vertex court (il est long chez *S. planidens*). On reconnaît le mâle par les deux dents pointues sur les sternites 2 et 3 (elles sont tronquées chez *S. planidens*). **Distribution.** *Systropha curvicornis* est distribué d'Espagne en Allemagne et de Grèce en Pologne (Baker 1996). L'espèce est également présente en Turquie et en Russie non européenne. **Biologie.** Comme tous les membres du genre *Systropha*, les femelles de *Systropha curvicornis* sont des spécialistes de Convolvulaceae. Plus particulièrement les femelles collectent le pollen exclusivement du genre *Convolvulus* spp. (Patiny & Michez 2006), *Convolvulus arvensis* revêtant une importance particulière (Westrich 1989, Pesenko *et al.* 2000). L'espèce habite les prairies, les marges des champs arables et les zones arbustives, mais l'habitat de l'espèce est lié à la plante hôte. *Systropha curvicornis* construit ses nids dans des sols sableux, formant souvent des agrégations relativement grandes avec une forte densité de nids (Pesenko *et al.* 2000). Les détails de l'architecture du nid sont également résumés dans Pesenko *et al.* (2000). C'est une espèce univoltine, volant de la fin juin à la mi-août (Pesenko *et al.* 2000). L'abeille *Blastes brevicornis* est un cleptoparasite de cette espèce (Westrich 1989).

2. *Systropha* (*Systropha*) *planidens* Giraud, 1861**Documents de références**

Patiny S., Baldock D. & Michez D. 2013. Systematics of the bee subgenus *Systropha* (Austrosystropha) (Hymenoptera: Halictidae): Description of a new species and proposal of a new sex association. *Zootaxa*, 3647: 577-584.

Patiny, S. & D. Michez, 2006. Phylogenetic analysis of the *Systropha* Illiger 1806 (Hymenoptera: Apoidea: Halictidae) and description of a new subgenus. *Annales de la Société entomologique de France (n.s.)*, 42 (1): 27-44.

Pesenko, Y.Á., Banaszak, J., Radchenko, V.G. and Cierzniak, T. 2000. Bees of the family Halictidae (excluding *Sphcodes*) of Poland. Wydawnictwo Uczelniane Wyższej Szkoły Pedagogicznej w Bydgoszczy, Bydgoszcz.

Westrich, P. 1989. Die Wildbienen Baden-Württembergs. Eugen Ulmer GmbH, Stuttgart.

Sous-famille des Nomiinae

Les Nomiinae sont relativement rares en Europe. Leurs centres de diversité se trouvent respectivement clairement en Asie/Afrique tropicale. Les Nomiinae sont caractérisés par des tegulae exceptionnellement grandes (Figure 228A).

Genre *Nomiapis* Cockerell, 1919

(Halictidae, Nomiinae)

Étymologie : de latin *Nomi-* = faux (qui ressemble), et *Apis* = l'abeille

Noms vernaculaires : les nomies (Fr), der Schienenbienen (Al) (= abeilles à attelle)

Morphologie et diagnose

Les nomies sont extrêmement faciles à reconnaître grâce à leurs très grandes tegulae qui s'étendent au-delà de la marge postérieure du mesonotum (Figure 228A). Qui plus est, les lobes pronotaux sont surmontés par une haute lamelle et de nombreuses espèces présentent un scutellum prolongé vers l'arrière par deux dents latérales. Il s'agit d'abeilles de taille moyenne (7-10 mm) à langue courte, avec trois cellules submarginales et nervure basale courbe (Figure 228B), à cuticule noire et brillante, avec des bandes de soies claires sur l'abdomen. Les mâles présentent des pattes postérieures fortement modifiées, avec le fémur très dilaté, le tibia arqué et prolongé par une longue lamelle ventrale à cuticule claire comme sur le tarse (Baker 2002). Ces structures sont spécifiques et probablement impliquée dans la reproduction. Les femelles ne présentent pas ce genre de structures modifiées.

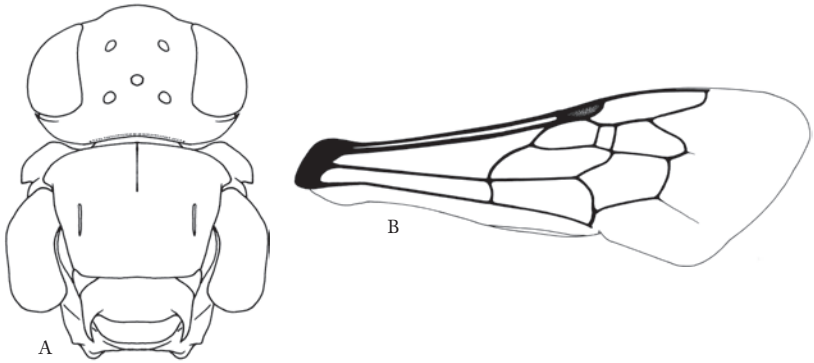


Fig. 228. - *Nomiaapis diversipes*. A. Tête et mésosome en vue dorsale. B. Aile antérieure.

Répartition géographique et diversité mondiale

Le genre *Nomiaapis* est considéré dans le présent ouvrage comme un genre à part entière (Pauly, 1990; Pesenko *et al.* 2000 ; Baker 2002). Il peut être considéré dans d'autres travaux comme un sous-genre ou un synonyme de *Nomia* ou de *Pseudapis* (Warncke 1976 ; Michener 2000). Baker (2002) a démontré la monophylie des genres *Nomiaapis* et *Pseudapis*. Dans la définition du genre *Nomiaapis* de Pauly (1990), on compte 13 espèces dans la région paléarctique dont 8 sont recensées en Europe (Rasmont *et al.* 2017). Ce genre ne pénètre pas l'Afrique Subsaharienne mais atteint les limites de la Région Orientale au Pakistan (Pauly 2009). Le genre *Pseudapis* est, lui, plus largement distribué et présent en Afrique sub-saharienne.

Biologie et cycle de développement

Il s'agit d'espèces solitaires, bien que souvent grégaires, et terricoles. Le seul cleptoparasite connu pour ce genre est *Pasites maculatus*. La plupart des espèces de *Nomiaapis* semble polylectique (ex : *Nomiaapis bispinosa*, *N. diversipes*) sans préférence particulière car on les a recensées sur des plantes très différentes comme *Allium cepa* (Alliaceae), *Medicago sativa* (Fabaceae), *Origanum majorana* (Lamiaceae) ou *Papaver rhoeas* (Papaveraceae).

Conseils de préparation

Les mâles présentent des structures très particulières sur les pattes postérieures. Comme ces structures sont spécifiques, il convient de bien dégager les pattes du reste du corps.

Liste des sous-genres (1) et des espèces (8)

1. *Nomiapis (Nomiapis) bispinosa* (Brullé, 1832)
2. *Nomiapis (Nomiapis) diversipes* (Latreille, 1806)

Diagnose (Photo T37). Chez le genre *Nomiapis* les mâles se reconnaissent des *Pseudapis* par un tarse médian non modifié, et les femelles par l'absence de bande de soie apicale sur les tergites. Les mâles de l'espèce *Nomiapis diversipes* se distinguent des autres espèces européennes par les longues pointes latérales du scutellum (Figure 228A), le fémur postérieur du mâle arqué et relativement étroit, le vertex court et le scutum avec une ponctuation réticulée. Le corps est relativement long, de plus 8 mm. **Distribution.** *Nomiapis diversipes* est principalement recensé dans le sud de l'Europe. Vers l'est, l'espèce atteint la Hongrie, le sud de l'Ukraine et le sud de l'Oural, au sud sa distribution, on la trouve en Israël. En Asie, elle est observée en Ouzbékistan, au Kirghizistan, au Kazakhstan, au Turkménistan, en Iran, au Pakistan et en Mongolie. **Biologie.** *Nomiapis diversipes* est polylectique. L'espèce habite des habitats méditerranéens tels que des zones arbustives et des prairies. Les femelles et les mâles volent de mai à octobre, avec probablement deux générations qui se mélangent. Les nids terricoles des femelles sont éparpillés, sans former d'agrégation (Baker 2002). Ces nids sont parasités par *Pasites maculatus*.

3. *Nomiapis (Nomiapis) elegantissima* (Popov, 1949)
4. *Nomiapis (Nomiapis) equestris* (Gerstäcker, 1872)
5. *Nomiapis (Nomiapis) femoralis* (Pallas, 1773)
6. *Nomiapis (Nomiapis) fugax* (Morawitz, 1877)
7. *Nomiapis (Nomiapis) monstrosa* (Costa, 1861)
8. *Nomiapis (Nomiapis) valga* (Gerstäcker, 1872)

Documents de références

Baker D.B. 2002. On Palaearctic and Oriental species of the genera *Pseudapis* W.F. Kirby, 1900, and *Nomiapis* Cockerell, 1919. *Beiträge zur Entomologie*, 52 (1): 1-83.

Pauly A. 1990. Classification des Nomiinae africains (Hymenoptera Apoidea Halictidae). *Annales Sciences zoologiques, Musée royal de l'Afrique centrale*, 261: 206pp.

Pauly A. 2009. Classification des Nomiinae de la Région Orientale, de Nouvelle-Guinée et des îles de l'Océan Pacifique (Hymenoptera: Apoidea: Halictidae). *Bulletin de l'Institut royal des Sciences naturelles de Belgique*, 79: 151-229.

Pesenko, Y.A., Banaszak, J., Radchenko, V.G. and Cierzniaik, T. 2000. Bees of the family Halictidae (excluding *Sphcodes*) of Poland. *Wydawnictwo Uczelniane Wyższej Szkoły Pedagogicznej w Bydgoszczy, Bydgoszcz*.

Warncke K. 1976. Zur Systematik und Verbreitung der Bienengattung *Nomia* Latr. In de r Westpaläarktis und dem turkestanischen Becken (Hymenoptera, Apoidea). *Reichenbachia, Staatliches Museum für Tierkunde in Dresden*, 16 (7): 93-120.

9.6.3. Sous-famille des Nomioidinae

La sous-famille des Nomioidinae comprend 3 genres (*Cellariella*, *Ceylalictus* et *Nomioides*) et 90 espèces dans le monde (Michener 2007). Leurs centres de diversité se trouvent dans les régions (semi-)désertiques de l'Ancien Monde, essentiellement en Afrique. Les Nomioidinae sont donc relativement rares en Europe (Pesenko & Pauly 2005). Les Nomioidinae sont facilement reconnaissables à leur très petite taille (moins de 5 mm pour les grandes espèces) et leur pattern de couleur particulier jaune et noire (Figures 229 C-D).

Genres *Ceylalictus* Strand 1913 et *Nomioides* Schenck 1867

(Halictidae, Nomioidinae)

Étymologie : *Nomioides* : comme les *Nomia* (= *pastoralis* en Grec); *Ceylalictus*, contraction des mots *Halictus* et Ceylan.

Noms vernaculaires : les nomioïdes (Fr), der Steppenbienen (Al) (= abeille des steppes)

Morphologie et diagnose

Les nomioïdes sont des très petites abeilles (3-5 mm) à langue courte dont la cuticule est très largement jaune, au moins sur la face, l'abdomen et les pattes, et présente des reflets métalliques par ailleurs (Figures 229A-B). Le clypeus est de forme caractéristique : il est comme trilobé, le lobe central est séparé des lobes latéraux par une profonde échancrure des marges latérales dues à la position très basse sur la face des fosses du tentorium (Figure 229C). L'aille antérieure présente trois cellules submarginales et un stigma très développé (Figure 229D), caractéristique communes à de nombreuses petites espèces. Certains petits *Camptopoeum* leur ressemblent mais ils ne présentent pas la nervure basale courbe caractéristique des Halictidae et n'ont que deux cellules submarginales au lieu de trois (Figure 229D).

On reconnaît les *Nomioides* des *Ceylalictus* par les caractères suivants : (i) le métasome est jaune presque partout pour les deux sexes alors qu'il est plus sombre chez les *Ceylalictus* mais avec des bandes claires sur le disque des tergites (Figures 229A-B); (ii) le mâle des *Nomioides* présente un sternite 8 avec un lobe sclérotisé apical long, cette structure est absente chez les *Ceylalictus*; les femelles ont un métasome en forme de cœur alors que le métasome des *Ceylalictus* femelles est plus allongé.

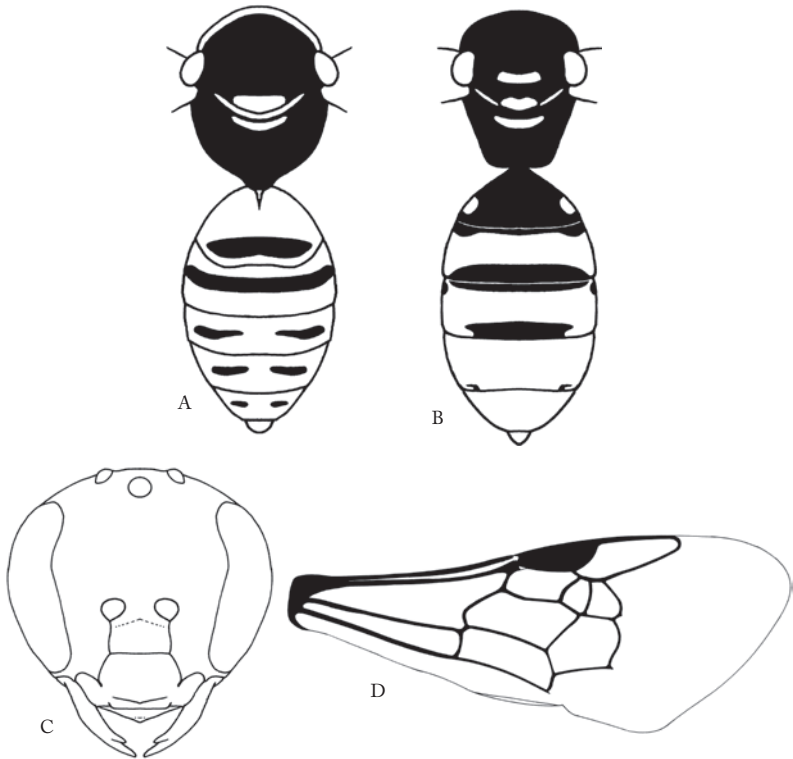


Fig. 229. - A-B. Mésosome et métasome de *Nomioides (Nomioides) facilis* et de *Ceylalictus (Ceylalictus) variegatus*. C. Tête en vue de face de *Nomioides (Nomioides) facilis*. D. Aile antérieure de *Nomioides (Nomioides) facilis*.

Répartition géographique et diversité mondiale

Le genre *Ceylalictus* comprend 28 espèces considérées comme valide, principalement dans la région paléotropicale (Pesenko & Pauly, 2005). Il se compose de trois sous-genres (*Atronomioides*, *Ceylalictus* s. str. et *Meganomioides*) qui se distinguent facilement par la nervation de l'aile, la coloration du corps, la structure du métanotum et du propodeum, la forme de l'éperon métatibial interne de la femelle, la structure des génitalia mâles et les sternites 6 à 8 (Pesenko 1983). Le sous-genre *Atronomioides* est probablement le groupe basal et le plus localisé géographiquement; six des 13 espèces actuellement reconnues d'*Atronomioides* ne se trouvent qu'à Madagascar (Pesenko, 1996; Pesenko & Pauly 2001). Le genre *Nomioides* comprend 62 espèces réparties principalement dans les déserts d'Asie et d'Afrique du Nord (Pesenko & Pauly, 2005). Il y a 45 espèces reconnues pour la région paléarctique. Toutes les espèces appartiennent au sous-genre nominal, à l'exception de deux espèces africaines [*Nomioides (Erythronomioides) socotranus* et *Nomioides (Paranomioides) steinbergi*].

Biologie et cycle de développement

Toutes les espèces de *Ceylalictus* et de *Nomioides* dont la biologie est connue, sont solitaires et terricoles. Les femelles forment des petites à grandes agrégations de nids. Le seul cleptoparasite connu est *Sphcodes nomioidis*. Les nomioides sont très polylectiques et leur très petite taille compense souvent leur langue courte puisqu'elle leur permet de pénétrer entièrement dans les fleurs à corolle longue. On les trouve toutefois le plus fréquemment, et souvent en grand nombre, sur les *Reseda*, *Eryngium*, *Thymus* et *Sedum*. Il y a probablement une seule génération par an et la période de vol est estivale.

Conseils de préparation

Les seuls caractères de coloration de la face et de l'abdomen suffisent à distinguer les espèces recensées en Europe.

Liste des sous-genres (2) et espèces (6)

1. *Ceylalictus (Ceylalictus) variegatus* (Olivier 1789)

Diagnose (Photo T38). Les différences entre les genres *Ceylalictus* et *Nomioides* sont présentes ci-avant. Le mâle de *Ceylalictus variegatus* présente le tergite 2 à cuticule noire sur la base comme sur l'apex et un metanotum également noir. La femelle avec le tergite 1 à cuticule noire et avec deux petites taches latérales jaunes. La taille de cette espèce est de 3.5 à 5 mm de long. **Distribution.** En Europe, *Ceylalictus variegatus* est réparti autour du bassin méditerranéen. Certaines populations sont répertoriées dans le nord de la France et en Autriche (Pesenko & Pauly, 2005). Dans la partie orientale de sa distribution, il y a des populations autour de la mer Caspienne. Cette espèce est également présente en Afrique du Nord et au sud du Sahara jusqu'au Kenya, en Gambie, au Burkina Faso, au Cameroun et au Sénégal ; et dans les steppes et les déserts de l'Asie occidentale jusqu'au nord de la Chine, au nord de l'Inde et à la Mongolie à l'est. **Biologie.** Les femelles de *Ceylalictus variegatus* sont généralistes dans la collecte de pollen (Pesenko et Pauly, 2005). Des observations ont été réalisées sur Amaranthaceae, Balanitaceae, Boraginaceae, Burseraceae, Cucurbitaceae, Euphorbiaceae, Fabaceae, Malvaceae, Rubiaceae, Sterculiaceae, Pedaliaceae, Rufnaceae et Tamaricaceae. L'espèce niche dans des sols sableux. En Europe du Nord, l'espèce n'est présente que dans les localités chaudes.

2. *Nomioides (Nomioides) chalybeatus* Blüthgen, 1934
3. *Nomioides (Nomioides) minutissimus* (Rossi 1790)
4. *Nomioides (Nomioides) facilis* (Smith 1853)
5. *Nomioides (Nomioides) deceptor* Saunders, 1908
6. *Nomioides (Nomioides) fortunatus* Blüthgen, 1937

Documents de références

Pesenko Yu. A. 1983. Fauna SSSR, Pereponchatokrylye nasekomye, Pchelyhalictidy, Triba Nomioidini v ob'eme palearktiki [*Fauna of the USSR* (n.s., 129). *Hymenopterous insects. Vol. XVII, No. 1. Halictid bees (Halictidae). The tribe Nomioidini (in amount of the Palaearctic Region)*]. Nauka, Leningrad, 199 p. [In Russian].

Pesenko Yu.A. 1996. Madagascan bees of the tribe Nomioidini (Hymenoptera: Halictidae). *Entomofauna* 17 (36): 493-516.

Pesenko Yu. A. & Pauly A. 2005. Monograph of the bees of the subfamily Nomioidinae (Hymenoptera: Halictidae) of Africa (excluding Madagascar). *Annales de la Société Entomologique de France*, 41(2): 129-236.

9.6.4. Sous-famille des Halictinae

La dernière sous-famille, les Halictinae, est la plus diversifiée, avec 2400 espèces dans le monde et près de 300 en Europe. On y trouve des espèces eusociales mais aussi des espèces cleptoparasites représentées par le genre *Sphecodes* en Europe. Les femelles des genres *Halictus* et *Lasioglossum* sont assez facilement reconnaissables par la gouttière présente à l'extrémité de leur metasoma (Figures 230E-F).

Genres *Halictus* Latreille 1804, *Lasioglossum* Curtis 1833 et *Thrincohalictus* Blüthgen, 1955

(Halictidae, Halictinae, Halictini)

Étymologie : *Halictus*, selon Pérez, du grec *halizo* = assembler, en référence à l'habitude qu'ont ces abeilles de vivre en populations nombreuses, ou de la racine grecque « *alekto* » (qui ne se repose jamais), selon Scheuchl & Willner (2016), peut-être dérivé de la divinité « *Alecto* », une des trois Erinyes ; *Lasioglossum*: du grec *lasio* = laineux, hirsute et *glossa* = langue, en référence à leur langue velue ; l'étymologie des *Thrincohalictus* n'est pas connue.

Noms vernaculaires : les halictes et les lasioglosses (Fr), der Furchenbienen (Al) (= abeilles à sillon), de groefbijen (Nl) (= abeille à rainure), the furrow bees (En) (= abeilles à sillon)

Morphologie et diagnose

Les halictes et les lasioglosses sont des abeilles à langue courte très communes (Ebmer 1988). La plupart sont de petite taille mais il existe des espèces de grande taille (4-15 mm). La cuticule est sombre, parfois métallique (ex : Halictes du sous-genre *Seladonia*), sans marque jaune en dehors d'un fin liseré à l'apex du clypeus de certains mâles et des pattes des deux sexes, et à pilosité souvent courte avec des bandes abdominales plus ou moins largement interrompues au milieu. L'insertion des antennes est relativement haute sur la face (Figures 230 A-B), ce qui les distingue des Rophitinae. La nervation alaire de ces deux genres est également caractéristique : trois cellules submarginales, la première plus grande que la troisième, la troisième plus grande que la deuxième ; nervure basale coudée comme chez tous les genres de la famille des Halictidae (Figures 230C-D). On reconnaît immédiatement les femelles de toutes les autres abeilles par la présence d'une longue échancrure au milieu de la frange apicale du tergite 5, ce qui leur vaut leur nom d'abeilles à rainure ou à sillon en Allemagne, aux Pays-Bas et au Royaume-Uni.

Halictus et *Lasioglossum* étaient jadis groupés en un genre unique. Leur distinction sur le vif est de fait fort délicate. Sous la loupe, on les distingue toutefois assez facilement par la position des bandes de soies sur les tergites (Figure 230E-F). Chez le genre *Halictus*, ces bandes sont situées près de la marge apicale des tergites. Chez les *Lasioglossum*, elles sont situées près de la base des tergites. De plus, tous les *Halictus* présentent des ner-

vures alaires d'épaisseur uniforme alors que chez la plupart des *Lasioglossum*, les nervures les plus distales sont nettement plus fines que les autres. Cependant, la distinction est parfois compliquée car certains *Halictus* du sous-genre *Seladonia* présentent à la fois une bande basale et une bande apicale (Michener 2007), et le disque du tergite est totalement recouvert d'une pilosité chez les *Halictus* du sous-genre *Vestotibialictus*.

Le genre *Thrincohalictus* est beaucoup plus rare, seulement connu d'une seule espèce (*Thrincohalictus prognathus*) et de quelques populations en Europe. Il se distingue très facilement par la face très allongée des mâles (Figure 230 B).

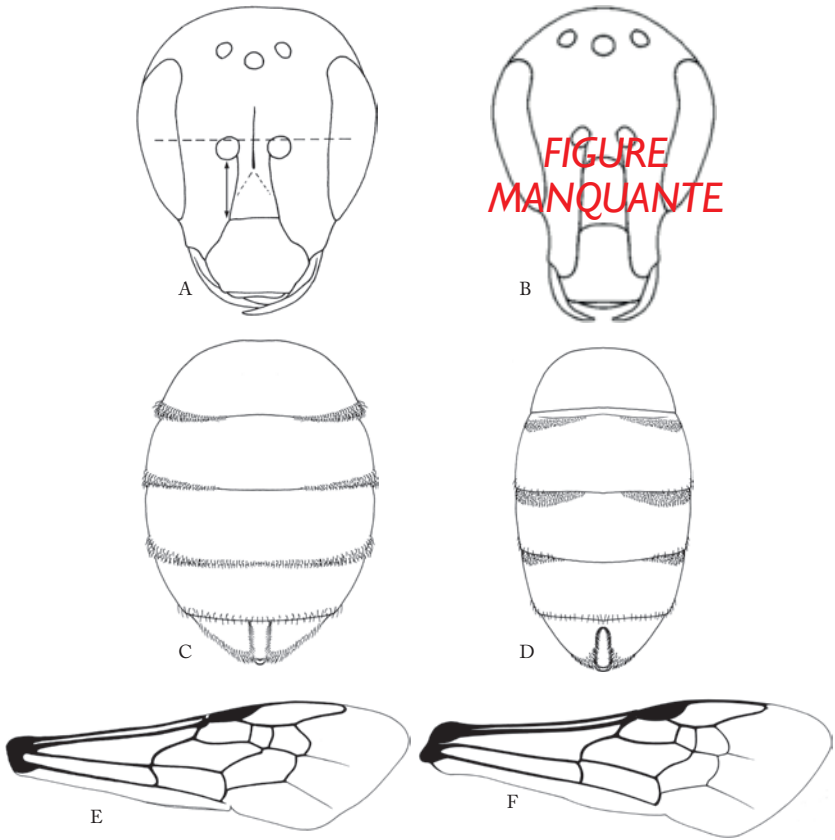


FIGURE
MANQUANTE

Fig. 230. - A-B. Tête vue de face de *Halictus (Halictus) sexcinctus* et de *Thrincohalictus (Thrincohalictus) prognathus*. C-D. Métasome de *Halictus (Halictus) sexcinctus* et de *Lasioglossum (Evyllaenus) morio*. E-F. Aile antérieure de *Halictus (Halictus) sexcinctus* et de *Lasioglossum (Evyllaenus) morio*.

Répartition géographique et diversité mondiale

Les trois genres *Halictus*, *Lasioglossum* et *Thrincolobalictus* font partie de la tribu des Halictini. Cette tribu comprend plus de 2300 espèces réparties partout dans le monde (Pesenko 2004), dont 185 espèces d'*Halictus*, 1210 espèces de *Lasioglossum* et 1 espèce de *Thrincolobalictus* (Michener 2007). Les genres *Halictus* et *Lasioglossum* sont particulièrement diversifiés dans l'Ancien Monde (Eurasie et Afrique) et en Amérique Nord, mais sont aussi présents en Australie et en Amérique du Sud.

Même si les différences morphologiques entre *Halictus* et *Lasioglossum* sont relativement claires (voir la diagnose ci-dessus), la taxonomie générique et subgénérique n'est pas encore stabilisée pour ces deux genres. D'un côté, certains auteurs reconnaissent un seul genre, le genre *Halictus*, pour l'ensemble de toutes les espèces d'halictes et de lasioglosses, avec comme argument principal l'homogénéité de leur morphologie (Vachal 1911, Warncke 1973). A l'opposé, certains auteurs ont reconnu plusieurs genres au sein du genre *Halictus*. Pour les espèces européennes, certains auteurs reconnaissent le sous-genre *Seladonia* et parfois le sous-genre *Vestitobalictus* comme des genres à part entière (Pesenko 2004, Pauly 2016, Rasmont *et al.* 2017). Par contre Ebmer (1988), Michener (2007) et Nieto *et al.* (2014) considèrent uniquement deux genres *Halictus* et *Lasioglossum*. Au vu des récentes analyses phylogénétique de Danforth (1999), Danforth *et al.* (2003) et Gibbs *et al.* (2013), la définition des sous-genres reste à confronter aux données moléculaires. Par exemple, il semble clair que la reconnaissance du sous-genre *Vestitobalictus* rend paraphylétique le sous-genre *Seladonia*. Nous avons opté ici pour une solution simple pour les espèces européennes avec trois sous-genres pour le genre *Halictus* (*Halictus s.str.*, *Seladonia* et *Vestitobalictus*) et trois sous-genres pour le genre *Lasioglossum* (*Dialictus*, *Ervylaeus* et *Lasioglossum s.str.*) comme proposé notamment par Ebmer (1988) et Michener (2007). Des analyses phylogénétiques moléculaires des espèces européennes, associées aux espèces des autres continents, seront nécessaires pour établir dans le futur une hypothèse systématique stable pour ces genres.

Biologie et cycle de développement

La nidification des Halictinae a été décrite en détail par Sakagami & Michener (1962) et Plateaux-Quénu (1972). A part un très petit nombre d'espèces qui peuvent nidifier dans du bois en décomposition, les halictes et les lasioglosses nidifient dans le sol, dans des talus ou des sols plats. Les nids peuvent être partagés et dans ce cas il y des spécimens qui sont chargés de garder l'entrée. Dans la plupart des espèces, les cellules larvaires sont éparpillées le long de la galerie principale. Les femelles accumulent des provisions en une masse sphérique de pollen et de nectar sur laquelle l'œuf est pondu. Ces nids sont parasités uniquement par des espèces du genre *Sphécodes*. Une même espèce de sphécode peut avoir plusieurs espèces d'halictes comme hôte potentiel. La plupart des halictes et des Lasioglosses hivernent sous forme adulte, essentiellement sous la forme de femelle fondatrices fécondées. Les femelles fécondées stockent le sperme de leur partenaire dans une spermathèque pour pouvoir l'utiliser l'année suivante. Les femelles émergent du sol lorsque les conditions climatiques le permettent. Elles se mettent alors à creuser un nouveau nid et à l'alimenter en pollen et nectar. Chez certaines espèces la nouvelle génération de femelles se met au service de la femelle qui a passé l'hiver. Cette dernière castré chimiquement la nouvelle génération et les nouvelles femelles assument la fonction d'ouvrières stériles. Il y a donc des comportements eusociaux chez les halictes et les lasioglosses. Cependant, à la différence des bourdons et des abeilles mellifères, ces comportements sociaux sont très variables, parfois mêmes au sein d'une même espèce,

ou on peut voir des populations sociales et d'autres solitaires (ex : *Lasioglossum calceatum*). Chez *Halictus rubicundus*, les populations des régions froides ou de haute altitude sont totalement solitaires alors que les populations du Sud présentent des ouvrières. Les femelles des halictes et des lasioglosses volent du début du printemps à la fin de l'été. Certaines espèces présentent une ou deux générations par an, exceptionnellement trois. Les mâles apparaissent en été, vers la fin juin ou en juillet, et volent jusque septembre. Les mâles et les ouvrières ne survivent généralement pas à l'hiver. Ce genre de cycle de développement relativement long implique que la très grande majorité des espèces sont largement polylectiques, pour autant que les nectaires soient directement accessibles. On note toutefois chez certaines espèces une préférence pour les Asteraceae et notamment les chardons. Au moins deux espèces sont spécialisées sur le genre *Campanula* spp.: *Lasioglossum costulatum* et *L. lissonotum* (Pauyl 2016).

Conseils de préparation

Il est important de pouvoir observer correctement la nervation des ailes pour pouvoir reconnaître les différents genres. La forme de la tête et la ponctuation du scutum, de l'enclos propodéal et des premiers segments abdominaux sont des caractères diagnostiques très importants chez les femelles. Pour les mâles, il faut y ajouter la longueur des antennes, la forme des genitalia, des sternites abdominaux, des épérons tibiaux et des mandibules qu'il convient donc de mettre en évidence. Il n'est pas nécessaire d'ouvrir les mandibules.

Liste des sous-genres (7) et des espèces (250)

1. *Halictus* (*Halictus*) *adjikenticus* Blüthgen, 1923
2. *Halictus* (*Halictus*) *alfkenellus* Strand, 1909
3. *Halictus* (*Halictus*) *asperulus* Pérez, 1895
4. *Halictus* (*Halictus*) *brunnescens* (Eversmann, 1852)
5. *Halictus* (*Halictus*) *candiae* Ebmer, 2014
6. *Halictus* (*Halictus*) *carinthiacus* Blüthgen, 1936
7. *Halictus* (*Halictus*) *centaureae* Ebmer, 1985
8. *Halictus* (*Halictus*) *cochlearitarsis* Dours, 1872
9. *Halictus* (*Halictus*) *eurygnathus* Blüthgen, 1931
10. *Halictus* (*Halictus*) *consobrinus* Pérez, 1895
11. *Halictus* (*Halictus*) *constantinensis* Strand, 1910
12. *Halictus* (*Halictus*) *crenicornis* Blüthgen, 1923
13. *Halictus* (*Halictus*) *fatsensis* Blüthgen, 1936
14. *Halictus* (*Halictus*) *frontalis* Smith, 1853
15. *Halictus* (*Halictus*) *fulvipes* (Klug, 1817)
16. *Halictus* (*Halictus*) *fumatipennis* Blüthgen, 1923
17. *Halictus* (*Halictus*) *graecus* Blüthgen, 1933
18. *Halictus* (*Halictus*) *grossellus* Ebmer, 1978
19. *Halictus* (*Halictus*) *gruenwaldti* Ebmer, 1975
20. *Halictus* (*Halictus*) *holomelaenus* Blüthgen, 1936
21. *Halictus* (*Halictus*) *jaramielicus* Blüthgen, 1923
22. *Halictus* (*Halictus*) *langobardicus* Blüthgen, 1944
23. *Halictus* (*Halictus*) *luganicus* Blüthgen, 1936
24. *Halictus* (*Halictus*) *lussinicus* Blüthgen, 1936
25. *Halictus* (*Halictus*) *maculatus* Smith, 1848

26. *Halictus (Halictus) mediterraneus* Strand, 1909
27. *Halictus (Halictus) minor* Morawitz, 1876
28. *Halictus (Halictus) mucoreus* Eversmann, 1852
29. *Halictus (Halictus) nicosiae* Blüthgen, 1923
30. *Halictus (Halictus) patellatus* Morawitz, 1873
31. *Halictus (Halictus) pentheri* Blüthgen, 1923
32. *Halictus (Halictus) ponticus* Blüthgen, 1934
33. *Halictus (Halictus) pseudomucoreus* Ebmer, 1975
34. *Halictus (Halictus) pseudotetrazonius* Strand, 1921
35. *Halictus (Halictus) pyrenaicus* Pérez, 1903
36. *Halictus (Halictus) quadricinctus* (Fabricius, 1776)

Diagnose (Photo 162). Le sous-genre *Halictus* comprend des espèces dont la cuticule est de couleur noire. Les *Halictus quadricinctus* femelles se distinguent par les tibias postérieurs de couleur foncée, le scutum avec des grosses ponctuations très éparées au centre et les tergites avec des bandes de soies toutes interrompues au centre. Les mâles présentent le dernier article antennaire droit, les autres segments antennaires avec des soies ventrales, les joues non creusées, les bandes apicales des tergites non interrompues au centre, l'apex du sternite 4 concave, le basitarse postérieur courbé, le sternite 6 fortement échancré et bordé latéralement d'épaisses brosse de soies. Le corps de cette espèce est relativement long, de 13 à 16 mm. **Distribution.** *Halictus quadricinctus* présente une distribution paléarctique et se rencontre du Maroc au sud de la Mandchourie. Au nord, il atteint le sud de la Finlande (Ebmer 1988). **Biologie.** *Halictus quadricinctus* est polylectique et solitaire. L'espèce préfère les zones arbustives et les prairies. Les femelles collecter essentiellement du pollen de chardons (Asteraceae) et nichent dans le sol, parfois en grandes densités. Les femelles hivernantes peuvent apparaître en avril et les mâles volent de juillet à septembre.

37. *Halictus (Halictus) quadripartitus* Blüthgen, 1923
38. *Halictus (Halictus) resurgens* Nurse, 1903
39. *Halictus (Halictus) rossicus* Ebmer, 1978
40. *Halictus (Halictus) rubicundus* (Christ, 1791)

Diagnose (Photos 163-164). Le sous-genre *Halictus* comprend des espèces dont la cuticule est de couleur noire. L'espèce *Halictus rubicundus* se distingue par les tibias et les tarses postérieurs en grande partie orangés chez les femelles. Les mâles présentent le dernier article antennaire droit, les autres articles antennaires sans soie particulière, la joue non creusée, le basitarse postérieur droit et orange, le sternite 6 non échancré et sans brosse de soie, le métasome de forme cylindrique. La taille du corps est relativement petite, de 8 à 12 mm. **Distribution.** *Halictus rubicundus* est une espèce holarctique. Dans le Paléarctique, cette espèce se rencontre de l'Irlande au Japon (Hokkaido) (Blüthgen 1923, Ebmer 1996). En Europe, elle est présente au nord du cercle polaire arctique en Scandinavie, mais au sud de l'Europe, elle est montagnarde : en Espagne, dans la Sierra Nevada ; en Italie, en Calabre ; en Grèce (Timfrissos, 1 700 m). En Afrique du Nord, *H. rubicundus* n'a été collecté que dans le Haut Atlas (Jebel Ayachi près de Midelt). Dans l'est du Paléarctique, cette espèce n'est pas commune. **Biologie.** *Halictus rubicundus* est polylectique et social (du moins dans les parties les plus chaudes de son aire de distribution). Les femelles nichent dans le sol et là où les populations ne sont pas sociales, de

grandes concentrations de nids peuvent être formées. Les femelles apparaissent en avril après leur hibernation, les mâles et les jeunes femelles en juillet. On le trouve dans les forêts, les prairies, les jardins et les zones urbaines.

- 41. *Halictus (Halictus) rufipes* (Fabricius, 1793)
- 42. *Halictus (Halictus) sajoii* Blüthgen, 1923
- 43. *Halictus (Halictus) scabiosae* (Rossi, 1790)

Diagnose (Photo 165). Le sous-genre *Halictus* comprend des espèces dont la cuticule est de couleur noire. Les femelles de l'espèce *Halictus scabiosae* se distinguent par des pattes postérieures de couleur sombre, un scutum avec des ponctuations très denses (la distance entre deux points ne dépassant pas le diamètre des points), les bandes entières de soies jaunâtres sur les deux derniers tergites, les flancs du propodeum avec des rides mates, le premier tergite sans acarinarium. Les mâles se reconnaissent facilement par leur dernier article antennaire coudé (comme chez *H. sexcinctus*), les premiers articles antennaires de couleur orangé et les tarsi médianes avec des soies courtes. La taille est relativement grande, de 14 à 16 mm. **Distribution.** *Halictus scabiosae* est une espèce de la région Paléarctique occidentale (Ebmer 1988). Dans la partie Sud de son aire de répartition, cette espèce est répertoriée du Maroc à Rhodes (Grèce) et au Bosphore (Turquie). Sur la côte atlantique, elle est présente à Jersey et en Belgique. En Europe centrale, elle se trouve au nord de la Hesse en Allemagne. **Biologie.** *Halictus scabiosae* est polylectique et social. Les femelles nichent dans le sol et, dans des endroits favorables, en grande concentration. L'espèce est généralement trouvée dans les prairies clairsemées et chaudes. Les femelles hivernées apparaissent en avril, les mâles s'envolent à partir de juillet. Les femelles collectent essentiellement du pollen de chardons (Asteraceae) et de scabiées (Dipsacaceae).

- 44. *Halictus (Halictus) senilis* (Eversmann, 1852)
- 45. *Halictus (Halictus) sexcinctus* (Fabricius, 1775)
- 46. *Halictus (Halictus) simplex* Blüthgen, 1923

Diagnose (Photo 166). Le sous-genre *Halictus* comprend des espèces dont la cuticule est de couleur noire. Les femelles de l'espèce *Halictus simplex* se distinguent par les pattes postérieures de couleur sombre, le scutum à ponctuation dense (comme pour *Halictus scabiosae*), les deux premières bandes de soies interrompues ou rétrécies au milieu des tergites mais les deux suivantes complètes. Sur base de leur morphologie, elles sont cependant inséparables des femelles de *H. eurygnathus* et *H. langobardicus*. Les mâles se reconnaissent par le dernier article antennaire droit, la joue creusée, les bandes de soie non interrompues sur les tergites, l'apex du sternite 4 concave, la base des mandibules non élargie, et les génitalia avec les gonostyles sans longues soies sur le bord interne. L'espèce est de taille moyenne, de 10 à 11 mm. **Distribution.** *Halictus simplex* est recensée dans l'Ouest de la région paléarctique (Ebmer 1988). Elle a été observée, au Sud, de la péninsule ibérique au Kazakhstan, et au Nord, au nord de l'Allemagne (rare) et en Pologne centrale. **Biologie.** L'espèce est rencontrée dans des zones arbustives, des zones incultes sèches et chaudes et des prairies clairsemées (en Belgique, notamment des prairies calcaires).

- 47. *Halictus (Halictus) subsenilis* Blüthgen, 1955

48. *Halictus (Halictus) tetrazonianellus* Strand, 1909
49. *Halictus (Halictus) tetrazonius* (Klug, 1817)
50. *Halictus (Halictus) tridivisus* Blüthgen, 1923
51. *Halictus (Seladonia) cephalica* (Morawitz, 1873)
52. *Halictus (Seladonia) confusa* (Smith, 1853)
53. *Halictus (Seladonia) cretella* Pauly & Devalez, 2015
54. *Halictus (Seladonia) gavarnica* (Pérez, 1903)
55. *Halictus (Seladonia) gemmea* (Dours, 1872)
56. *Halictus (Seladonia) gemmella* Pauly, 2015
57. *Halictus (Seladonia) kessleri* (Bramson, 1879)
58. *Halictus (Seladonia) leucabenea* Ebmer, 1972
59. *Halictus (Seladonia) orientana* Pauly & Devalez, 2015
60. *Halictus (Seladonia) phryganica* Pauly & Devalez, 2015
61. *Halictus (Seladonia) seladonia* (Fabricius, 1794)
62. *Halictus (Seladonia) semitecta* (Morawitz, 1874)
63. *Halictus (Seladonia) smaragdula* (Vachal, 1895)
64. *Halictus (Seladonia) subaurata* (Rossi, 1792)
65. *Halictus (Seladonia) submediterranea* Pauly, 2015
66. *Halictus (Seladonia) tumulorum* (L., 1758)

Diagnose (Photo T39). Le sous-genre *Seladonia* se reconnaît des deux autres sous-genres d'*Halictus* (*Halictus s.str.* et *Vestitohalictus*) par des reflets métalliques verdâtre, bleuté ou cuivré, sur la cuticule, au moins de la tête et du mésosome. Les femelles de *Halictus tumulorum* présentent la ligne du vertex convexe et régulièrement arrondie, les joues normalement arrondies, non creusées en dessous, la partie antérieure du scutum sans double bosse, la bande apicale du tergite 4 plus mince au centre, l'aire propodéale en forme de trapèze, la ponctuation du scutum relativement espacée, la coloration du corps vert bronzé foncé, les pattes sombres. Les mâles présentent des antennes longues (flagellomères 2 et suivants deux fois aussi longs que larges) et ocres en dessous sauf les deux ou trois derniers articles brun noir ; la ligne du vertex plus anguleuse derrière les yeux ; le bord antérieur de la fossette du sternite 6 avec une touffe de soies pas très dense ; les bandes apicales des tergites pas très denses ; le bord apical des gonostyles concave, presque sinueux. Cette espèce est de taille relativement petite, de 6 à 8 mm. **Distribution.** *Halictus tumulorum* est une espèce à distribution paléarctique. Elle est commune et répandue dans le nord de l'Europe, de l'Irlande à la Bachkirie, en Scandinavie jusqu'au 67^e parallèle. Dans le sud de l'Europe, l'espèce est recensée dans les Pyrénées et les Alpes. La sous-espèce *kyrnos* est endémique des montagnes de Corse. La sous-espèce *oros* est endémique des montagnes grecques. La sous-espèce *bigashi* est présente au Japon (Hokkaido et au nord de l'île de Honshu), en Russie (Ussuri, Primorskiy Kraï), dans le sud de l'île de Sakhalin, en Chine et en Corée du Nord. **Biologie.** *Halictus tumulorum* est polylectique et social. Les femelles nichent dans le sol. Les femelles hivernées apparaissent en avril, les mâles volent à partir de juillet. On la trouve dans un large éventail d'habitats, notamment des prairies ouvertes, des forêts et des zones urbaines.

67. *Halictus (Vestitohalictus) concinnus* (Brullé, 1839)
68. *Halictus (Vestitohalictus) cypricus* (Blüthgen, 1937)
69. *Halictus (Vestitohalictus) inpilosus* (Ebmer, 1975)
70. *Halictus (Vestitohalictus) microcardia* (Pérez, 1896)
71. *Halictus (Vestitohalictus) pollinosus* (Sichel, 1860)

Diagnose (Photo 167). Le sous-genre *Vestitohalictus* comprend des espèces avec la cuticule qui présentent des reflets métalliques. Il se reconnaît surtout par la pilosité importante qui couvre tout le métagenèse (Pauly 2016). *Halictus pollinosus* diffère de *H. vestitus* par une plus grande taille. Le mâle se reconnaît de *V. vestitus* par la forme en tubercule de la touffe de soies du sternite 4. La femelle diffère de celle de *V. vestitus*, outre sa taille, par la quille du labre bifide à son extrémité. D'après Pesenko (2004), la femelle de *V. pollinosus* diffère de *V. vestitus* par la dentition des calcars. **Distribution.** En Europe, *Halictus pollinosus* dont la distribution est centrée autour du bassin méditerranéen. Il est également présent de l'Asie centrale jusqu'en Mongolie. La sous-espèce nominale est endémique de la Sicile ; diverses sous-espèces ont été décrites: *balearicus* endémique des îles Baléares ; *theseus* endémique de Crète ; *thevestensis* en Afrique du Nord ; *cariniventris* en Europe, d'Asie en Mongolie. **Biologie.** L'espèce habite les zones arbustives et les prairies. On le trouve dans les régions chaudes de la Méditerranée.

- 72. *Halictus (Vestitohalictus) pseudomucoreus* (Ebmer, 1975)
- 73. *Halictus (Vestitohalictus) semiticus* (Blüthgen, 1955)
- 74. *Halictus (Vestitohalictus) tuberculatus* (Blüthgen 1924)
- 75. *Halictus (Vestitohalictus) vestitus* (Lepeletier, 1841)
- 76. *Lasioglossum (Dialictus) colopiense* (Pérez, 1903)
- 77. *Lasioglossum (Evylaeus) ageratum* (Kirby, 1802)
- 78. *Lasioglossum (Evylaeus) akroundicum* (Blüthgen, 1937)
- 79. *Lasioglossum (Evylaeus) albipes* (Fabricius, 1781)

Diagnose (Photo 168). Le sous-genre *Evylaeus* est caractérisé par la seconde nervure transverse (1r-m) de la deuxième cellule submarginale moins épaisse que la première (Rs) et par les tergites avec le bord apical décoloré translucide ou sans plage baso-latérales de tomentum. *Lasioglossum albipes* fait partie du groupe des *Evylaeus* à propodeum caréné. Les femelles de *Lasioglossum albipes* se reconnaissent par la tête relativement allongée, le bord apical des tergites jaune paille, la base des tergites avec des taches latérales de pubescence feutrée, le centre du tergite 1 avec des ponctuations relativement marquées. Les mâles ont aussi le bord apical des tergites jaune paille, la tête plus longue que large, le dessous des antennes brun, le labre jaune, le tergite 1 sans réseau de strie, les tergites toujours en partie rouge, le sternite 2 glabre. La taille du corps est relativement petite, de 6 à 9 mm. **Distribution.** L'espèce a une distribution paléarctique et est répandue dans toute l'Europe, de l'Irlande à la Russie européenne, et jusqu'à 66 °N en Suède (Warnecke 1975, Ebmer 1995). On le trouve à l'Est jusqu'au Japon. **Biologie.** Au Nord de l'Europe, on trouve *Lasioglossum albipes* dans des habitats diversifiés comme des prairies et des forêts. On rencontre aussi cette espèce dans des zones de broussailles, des clairières, des vergers, des vieux vignobles et des bords de rivières (Westrich, 1989). Au sud, elle habite des habitats montagneux. Au Royaume-Uni et en Irlande, on la trouve dans divers habitats, notamment les zones agricoles, les parcs et les jardins. *Lasioglossum albipes* est univoltine, avec une période de vol prolongée. Les femelles volent de la mi-avril à la mi-septembre et les mâles de début juillet à fin septembre. En Suisse, l'espèce pourrait persister jusqu'à la mi-octobre (Amiet *et al.* 2001). *Lasioglossum albipes* niche souvent en petites agrégations et est décrit par Knerer (1987) comme étant primitivement eusocial, tout comme l'espèce très proche, *Lasioglossum calceatum*. La biologie de la nidification est présentée en détail par Pesenko *et al.* (2000). Les mâles passent souvent la nuit en grappes sur la végétation. L'espèce est globalement polylectique, en ce sens qu'elle se nourrit d'une

large gamme de fleurs sauvages et de fleurs de jardin. En Europe continentale, *Sphcodes monilicornis* a été répertorié comme un cleptoparasite de l'espèce (Alfken 1913).

80. *Lasioglossum (Evylaeus) alborivens* (Pérez, 1895)
81. *Lasioglossum (Evylaeus) alvirum* (Blüthgen, 1923)
82. *Lasioglossum (Evylaeus) alpigenum* (Dalla Torre, 1877)
83. *Lasioglossum (Evylaeus) andromeda* Ebmer, 1978
84. *Lasioglossum (Evylaeus) anellum* (Vachal, 1905)
85. *Lasioglossum (Evylaeus) angusticeps* (Perkins, 1895)
86. *Lasioglossum (Evylaeus) angustipes* Ebmer, 1972
87. *Lasioglossum (Evylaeus) annulipes* (Morawitz, 1876)
88. *Lasioglossum (Evylaeus) apostoli* Ebmer, 1970
89. *Lasioglossum (Evylaeus) arctifrons* (Saunders, 1903)
90. *Lasioglossum (Evylaeus) ariadne* Ebmer, 1981
91. *Lasioglossum (Evylaeus) articulare* (Pérez, 1895)
92. *Lasioglossum (Evylaeus) asellum* (Pérez, 1895)
93. *Lasioglossum (Evylaeus) aureimontanum* Ebmer, 1970
94. *Lasioglossum (Evylaeus) aureolum* (Pérez, 1903)
95. *Lasioglossum (Evylaeus) bavvaricum* (Blüthgen, 1930)
96. *Lasioglossum (Evylaeus) bluethgeni* Ebmer, 1971
97. *Lasioglossum (Evylaeus) boreale* Svensson, Ebmer, & Sakagami, 1977
98. *Lasioglossum (Evylaeus) brevicorne* (Schenck, 1868)
99. *Lasioglossum (Evylaeus) buccale* (Pérez, 1903)
100. *Lasioglossum (Evylaeus) calceatum* (Scopoli, 1763)

Diagnose (Photo T40). Les caractéristiques diagnostiques du sous-genre *Evylaeus* sont présentées ci-dessus (voir espèce *Lasioglossum albipes*). Les femelles de *Lasioglossum calceatum* ressemblent beaucoup à celle de *Lasioglossum albipes* mais leur tête est presque aussi large que longue et leurs yeux plus convergents, le tergite 1 est brun marron brillant, en général sans nuances laiteuses. La taille du corps est plus grande que *Lasioglossum albipes* (une gamme de 7,5-9 mm au lieu de 7-8 mm). Les mâles sont aussi très semblables entre les deux espèces. Les mâles de *Lasioglossum calceatum* se reconnaissent par le labre noir (rarement jaune), la tête plus large et plus arrondie au dessus des sockets antennaires, les yeux plus convergents vers le bas, la carène du propodeum plus prononcée, la taille en moyenne plus grande (7,5 - 10 mm), les tergites entièrement noirs ou en partie rouges.

Distribution. L'espèce est paléarctique et se rencontre dans toute l'Europe, de l'Irlande à la Bulgarie et la Grèce, et jusqu'au 68°N en Finlande. En dehors de l'Europe, l'espèce est présente au Japon, mais aussi en Chine, au Kirghizistan, en Ouzbékistan et en Sibérie (Ebmer, 1995). **Biologie.** L'espèce est très commune partout, mais peut-être plus abondante dans les habitats secs et ouverts tels que les trottoirs des villes, les prairies sèches, les bords de route, les marges des champs arables, les fragments de forêt, les clairières et les bords de forêt. Elle est aussi très courante dans les parcs et les jardins (Westrich 1989). Les agrégations de nids sont généralement petites et, malgré l'abondance locale de cette abeille, elles sont rarement trouvées. C'est une espèce primitivement eusociale qui, dans les climats chauds, a une génération estivale d'ouvrières. Ces dernières sont plus petites que leur mère. Les cellules de couvain sont fermées après l'approvisionnement et la ponte. Les individus sexuels femelles et mâles émergent du milieu de l'été à l'automne. Les mâles émergent parfois de cellules de couvain construites par la reine, mais sont

généralement élevés à partir de cellules établies par les ouvrières. L'accouplement a lieu à l'intérieur du nid. Les femelles accouplées passent l'hiver ensemble. Dans les climats froids (comme dans les montagnes du nord du Japon), l'espèce est solitaire, sans couvain (Sakagami & Munakata, 1972). Les mâles de cette espèce passent souvent la nuit en grappes sur une végétation basse (parfois en compagnie de mâles de *Lasioglossum albipes*) (O'Toole, 1985). L'espèce est globalement polylectique. En Allemagne, elle est connue pour collecter du pollen d'au moins quinze familles de plantes (Westrich, 1989). *Lasioglossum calceatum* est univoltin, mais cette espèce a une période de vol très prolongée. Les femelles sont actives de la fin mars ou du début avril à la mi-octobre et les mâles de la mi-juillet à la mi-octobre. L'abeille *Sphecodes monilicornis* est connue pour attaquer les nids de cette espèce (Perkins 1945, Guichard & Yarrow 1948). Des spécimens de *S. ephippius* ont été observés à l'entrée de son nid (Chambers 1949).

101. *Lasioglossum (Evylaeus) capitale* (Pérez, 1903)
102. *Lasioglossum (Evylaeus) castilianum* (Blüthgen, 1931)
103. *Lasioglossum (Evylaeus) clypeare* (Schenck, 1853)
104. *Lasioglossum (Evylaeus) clypeiferellum* (Strand, 1909)
105. *Lasioglossum (Evylaeus) convexiusculum* (Schenck, 1853)
106. *Lasioglossum (Evylaeus) corsicanum* (Blüthgen, 1931)
107. *Lasioglossum (Evylaeus) corvinum* (Morawitz, 1877)
108. *Lasioglossum (Evylaeus) crassepunctatum* (Blüthgen, 1923)
109. *Lasioglossum (Evylaeus) cupromicans* (Pérez, 1903)
110. *Lasioglossum (Evylaeus) damascenum* (Pérez, 1910)
111. *Lasioglossum (Evylaeus) danuvium* (Blüthgen, 1944)
112. *Lasioglossum (Evylaeus) debilior* (Pérez, 1910)
113. *Lasioglossum (Evylaeus) denislucum* (Strand, 1909)
114. *Lasioglossum (Evylaeus) dolichocephalum* (Blüthgen, 1923)
115. *Lasioglossum (Evylaeus) duckei* (Alfken, 1909)
116. *Lasioglossum (Evylaeus) dusmeti* (Blüthgen, 1924)
117. *Lasioglossum (Evylaeus) elegans* (Lepeletier, 1841)
118. *Lasioglossum (Evylaeus) ellipticeps* (Blüthgen, 1923)
119. *Lasioglossum (Evylaeus) epipygiale* (Blüthgen, 1924)
120. *Lasioglossum (Evylaeus) erraticum* (Blüthgen, 1931)
121. *Lasioglossum (Evylaeus) euboense* (Strand, 1909)
122. *Lasioglossum (Evylaeus) fratellum* (Pérez, 1903)
123. *Lasioglossum (Evylaeus) fulvicorne* (Kirby, 1802)
124. *Lasioglossum (Evylaeus) gilanum* (Blüthgen, 1931)
125. *Lasioglossum (Evylaeus) glabriusculum* (Morawitz, 1872)
126. *Lasioglossum (Evylaeus) griseolum* (Morawitz, 1872)
127. *Lasioglossum (Evylaeus) helios* Ebmer, 1985
128. *Lasioglossum (Evylaeus) bethiticum* Ebmer, 1970
129. *Lasioglossum (Evylaeus) ibericum* Ebmer, 1975
130. *Lasioglossum (Evylaeus) imbecillum* Ebmer, 1974
131. *Lasioglossum (Evylaeus) immunitum* (Vachal, 1895)
132. *Lasioglossum (Evylaeus) intermedium* (Schenck, 1868)
133. *Lasioglossum (Evylaeus) interruptum* (Panzer, 1798)
134. *Lasioglossum (Evylaeus) kirgisicum* Ebmer, 1972
135. *Lasioglossum (Evylaeus) laeve* (Kirby, 1802)

136. *Lasioglossum (Evylaeus) laevidorsum* (Blüthgen, 1923)
137. *Lasioglossum (Evylaeus) laticeps* (Schenck, 1868)
138. *Lasioglossum (Evylaeus) leucopus* (Kirby, 1802)
139. *Lasioglossum (Evylaeus) limbelloides* (Blüthgen, 1931)
140. *Lasioglossum (Evylaeus) limbellum* (Morawitz, 1876)
141. *Lasioglossum (Evylaeus) lineare* (Schenck, 1868)
142. *Lasioglossum (Evylaeus) lissonotum* (Noskiewicz, 1926)
143. *Lasioglossum (Evylaeus) littorale* (Blüthgen, 1924)
144. *Lasioglossum (Evylaeus) longirostre* (Morawitz, 1876)
145. *Lasioglossum (Evylaeus) lucidulum* (Schenck, 1861)
146. *Lasioglossum (Evylaeus) malachurum* (Kirby, 1802)
147. *Lasioglossum (Evylaeus) mandibulare* (Morawitz, 1866)
148. *Lasioglossum (Evylaeus) marginatum* (Brullé, 1832)

Diagnose (Photo T41). Les caractéristiques diagnostiques du sous-genre *Evylaeus* sont présentées ci-dessus (espèce *Lasioglossum albipes*). *Lasioglossum marginatum* est une espèce mesurant 8 mm de long, qui diffère des autres *Lasioglossum* par la combinaison d'un ensemble de caractères: la tête large, la ponctuation espacée du scutum, le propodeum caréné seulement sur sa face postérieure, le tergite 1 à ponctuation assez dense, les marges apicales des tergites décolorées et ornées de franges pubescentes. **Distribution.** L'espèce est présente de la péninsule ibérique au Sud, jusqu'en Allemagne et en Autriche au Nord, et à l'Est en Grèce (Ebmer 1995, 2004). L'espèce a également été trouvée dans le sud de la Russie européenne. En dehors de l'Europe, l'espèce est présente en Israël, en Arménie, au Pakistan, au Cachemire indien et au Népal. **Biologie.** L'espèce est présente dans les zones steppiques, les zones arbustives de type méditerranéen et les prairies tempérées. *Lasioglossum marginatum* nidifie dans des sols nus, de texture limoneuse ou argileuse, et forme des agrégations comptant plus de 100 nids. Elle est eusociale et les reines (la première caste féminine d'individus reproducteurs) peuvent vivre jusqu'à cinq à six ans. La première année, la reine élève quelques ouvrières (deux à six). Ces premières ouvrières aident ensuite la reine à agrandir le nid et à chercher du pollen. La deuxième saison amènera d'autres ouvrières (jusqu'à 18 individus). La troisième année, la taille de la colonie peut être augmentée pour produire jusqu'à 54 ouvrières, la quatrième année, 162 et la cinquième année, jusqu'à 486. Au cours de la sixième année suivant l'établissement, la taille de la colonie peut atteindre 1458 ouvrières (Westrich 1989). Les mâles émergent à l'automne pour une grande partie de la distribution géographique mais sont actifs au début du printemps dans la partie orientale de la distribution. *Lasioglossum marginatum* est globalement polylectique et de nombreuses observations de visites de fleurs ont été réalisées. C'est un pollinisateur important de la luzerne dans les steppes de l'Eurasie (Pesenko *et al.* 2000). Au Levant, les mâles qui volent au printemps sont des pollinisateurs de l'orchidée *Orchis galilea*. Knerer (1968) a suggéré que l'abeille *Sphex ruficornis* est un cleptoparasite de cette espèce mais en Allemagne (et dans de nombreuses autres parties de son aire de répartition connue), aucun parasite n'a été observé (Westrich, 1989).

149. *Lasioglossum (Evylaeus) marginellum* (Schenck, 1853)
150. *Lasioglossum (Evylaeus) maurusium* (Blüthgen, 1935)
151. *Lasioglossum (Evylaeus) mediterraneum* (Blüthgen, 1926)
152. *Lasioglossum (Evylaeus) mesosclerum* (Pérez, 1903)

153. *Lasioglossum (Evylaeus) minutissimum* (Kirby, 1802)
 154. *Lasioglossum (Evylaeus) minutulum* (Schenck, 1853)
 155. *Lasioglossum (Evylaeus) montivolans* Ebmer, 1970
 156. *Lasioglossum (Evylaeus) morio* (Fabricius, 1793)

Diagnose (Photo 169). Les caractéristiques diagnostiques du sous-genre *Evylaeus* sont présentées ci-dessus (espèce *Lasioglossum albipes*). La tête et le mésosome présentent des reflets vert bronzé ou bleu métallique. Le metasoma est noir. *Lasioglossum morio* est proche de *L. nitidulum* mais diffère par le metasoma noir, les interpoints du scutum chagrinés et la forme de la tête plus ovale (trapézoïforme chez *L. nitidulum*). Les mâles présentent les basitarses postérieurs sombres et des segments antennaires environ 1,5 fois plus longs que larges. Ils sont parfois difficiles à séparer de certains exemplaires de *L. nitidulum* à metasoma sombre ou bien parce que le scutum est plus brillant et lisse presque comme chez *L. nitidulum*. Il faut alors confirmer l'identification par la forme du labre qui n'est pas déprimée comme chez *L. nitidulum*. L'espèce diffère de *L. leucopus* par la tête plus allongée, le scutum plus chagriné et les antennes plus longues (Pauly 2016). **Distribution.** *Lasioglossum morio* est une espèce répandue dans toute l'Europe, des Açores à la péninsule ibérique en passant par la Scandinavie, et de la Grande-Bretagne à la Grèce (Ebmer 1988). En dehors de l'Europe, l'espèce se trouve aussi dans le Caucase. **Biologie.** L'espèce est omniprésente et ses habitats comprennent des lieux anthropisés tels que des parcs et des jardins urbains, des bordures de routes, des prairies calcaires et des terrains incultes perturbés (Westrich, 1989). Les femelles nidifient de manière grégaire, parfois en grande densité. Chambers (1949) a signalé que dans un site du Bedfordshire (Royaume-Uni), les femelles étaient si nombreuses que l'air était fortement imprégné par leur odeur à une distance de plusieurs mètres de la rive dans laquelle elles étaient nichées. L'espèce est probablement eusociale avec une génération estivale d'ouvrières (Knerer 1968, 1969). L'espèce est globalement polylectique. En Allemagne, Westrich (1989) répertorie les espèces de plantes suivantes en tant que ressources de pollen: *Achillea millefolium*, *Bellis perennis*, *Hieracium pilosella*, *Leucanthemum vulgare* et *Taraxacum officinale* (Asteraceae); *Echium vulgare* (Boraginaceae); *Berteroa incana*, *Brassica napus*, *B. oleracea*, *Lobularia maritima* et *Sinapis alba* (Brassicaceae); *Campanula rotundifolia*, *Jasione montana* et *Phyteuma nigrum* (Campanulaceae); *Silene dioica* (Caryophyllaceae); *Convolvulus arvensis* (Convolvulaceae); *Hypericum perforatum* (Hypericaceae); *Lythrum salicaria* (Lythraceae); *Pulsatilla vulgaris*, *Ranunculus acris* (Ranunculaceae); *Malus domestica*, *Potentilla reptans* et *P. verna* (Rosaceae). Les femelles volent de la fin mars à la fin octobre, tandis que les mâles volent de la fin juin à la fin octobre (et rarement au début de novembre). L'espèce peut être occasionnellement bivoltine (deux générations par an). L'espèce cleptoparasite *Sphecodes niger* a été observée autour des nids de cette espèce au Royaume-Uni. En Allemagne, Westrich (1989) mentionne que *Sphecodes Geoffrellus*, *S. niger* et *Nomada furva* sont des cleptoparasites possibles de cette espèce. Alfken (1913) cite en plus *S. miniatus*.

157. *Lasioglossum (Evylaeus) musculoides* Ebmer, 1974
 158. *Lasioglossum (Evylaeus) nigripes* (Lepelletier, 1841)
 159. *Lasioglossum (Evylaeus) nitidiusculum* (Kirby, 1802)
 160. *Lasioglossum (Evylaeus) nitidulum* (Fabricius, 1804)
 161. *Lasioglossum (Evylaeus) obscuratum* (Morawitz, 1876)
 162. *Lasioglossum (Evylaeus) oribuelicum* (Blüthgen, 1924)

163. *Lasioglossum (Evylaeus) parvulum* (Schenck, 1853)
164. *Lasioglossum (Evylaeus) pauperatum* (Brullé, 1832)
165. *Lasioglossum (Evylaeus) pauxillum* (Schenck, 1853)
166. *Lasioglossum (Evylaeus) peregrinum* (Blüthgen, 1923)
167. *Lasioglossum (Evylaeus) phoenicicum* (Warncke, 1975)
168. *Lasioglossum (Evylaeus) pleurospeculum* Herrmann, 2001
169. *Lasioglossum (Evylaeus) podolicum* (Noskiewicz, 1925)
170. *Lasioglossum (Evylaeus) politum* (Schenck, 1853)
171. *Lasioglossum (Evylaeus) pressithorax* Ebmer, 1974
172. *Lasioglossum (Evylaeus) pseudoplanulum* (Blüthgen, 1924)
173. *Lasioglossum (Evylaeus) punctatissimum* (Schenck, 1853)
174. *Lasioglossum (Evylaeus) puncticolle* (Morawitz, 1872)
175. *Lasioglossum (Evylaeus) pygmaeum* (Schenck, 1853)
176. *Lasioglossum (Evylaeus) quadrinotatum* (Schenck, 1861)
177. *Lasioglossum (Evylaeus) quadrisignatum* (Schenck, 1853)
178. *Lasioglossum (Evylaeus) rufitarse* (Zetterstedt, 1838)
179. *Lasioglossum (Evylaeus) rupestre* (Warncke, 1984)
180. *Lasioglossum (Evylaeus) sabulosum* (Warncke, 1986)
181. *Lasioglossum (Evylaeus) salinum* (Morawitz, 1876)
182. *Lasioglossum (Evylaeus) salinum* (Morawitz, 1876)
183. *Lasioglossum (Evylaeus) semilucens* (Alfken, 1914)
184. *Lasioglossum (Evylaeus) setulellum* (Strand, 1909)
185. *Lasioglossum (Evylaeus) setulosum* (Strand, 1909)
186. *Lasioglossum (Evylaeus) sexstrigatum* (Schenck, 1868)
187. *Lasioglossum (Evylaeus) smeathmanellum* (Kirby, 1802)
188. *Lasioglossum (Evylaeus) soror* (Saunders, 1901)
189. *Lasioglossum (Evylaeus) sphaecodimorphum* (Vachal, 1892)
190. *Lasioglossum (Evylaeus) strictifrons* (Vachal, 1895)
191. *Lasioglossum (Evylaeus) subaenescens* (Pérez, 1895)
192. *Lasioglossum (Evylaeus) subfulvicorne* (Blüthgen, 1934)
193. *Lasioglossum (Evylaeus) subhirtum* (Lepeletier, 1841)
194. *Lasioglossum (Evylaeus) tarsatum* (Schenck, 1868)
195. *Lasioglossum (Evylaeus) tauricum* Ebmer, 1972
196. *Lasioglossum (Evylaeus) transitorium* (Schenck, 1868)
197. *Lasioglossum (Evylaeus) trichopygum* (Blüthgen, 1923)
198. *Lasioglossum (Evylaeus) tricinctum* (Schenck, 1874)
199. *Lasioglossum (Evylaeus) truncaticolle* (Morawitz, 1877)
200. *Lasioglossum (Evylaeus) tschibuklinum* (Blüthgen, 1931)
201. *Lasioglossum (Evylaeus) vergilianum* (Pérez, 1903)
202. *Lasioglossum (Evylaeus) villosulum* (Kirby, 1802)
203. *Lasioglossum (Evylaeus) virens* (Erichson, 1835)
204. *Lasioglossum (Evylaeus) viride* (Brullé, 1839)
205. *Lasioglossum (Evylaeus) wollastoni* (Cockerell, 1922)
206. *Lasioglossum (Lasioglossum) acephaloides* (Blüthgen 1931)
207. *Lasioglossum (Lasioglossum) aegyptiellum* (Strand, 1909)
208. *Lasioglossum (Lasioglossum) albocinctum* (Lucas, 1849)
209. *Lasioglossum (Lasioglossum) alimense* (Cockerell 1924)
210. *Lasioglossum (Lasioglossum) aphrodite* Ebmer, 2014

211. *Lasioglossum* (*Lasioglossum*) *bicallosum* (Morawitz, 1873)
212. *Lasioglossum* (*Lasioglossum*) *bimaculatum* (Dours, 1872)
213. *Lasioglossum* (*Lasioglossum*) *bischoffi* (Blüthgen, 1931)
214. *Lasioglossum* (*Lasioglossum*) *breviventre* (Schenck, 1853)
215. *Lasioglossum* (*Lasioglossum*) *callizonium* (Pérez, 1896)
216. *Lasioglossum* (*Lasioglossum*) *chalcodes* (Brullé, 1839)
217. *Lasioglossum* (*Lasioglossum*) *costulatum* (Kriechbaumer, 1873)
218. *Lasioglossum* (*Lasioglossum*) *cristula* (Pérez, 1896)
219. *Lasioglossum* (*Lasioglossum*) *discum* (Smith, 1853)
220. *Lasioglossum* (*Lasioglossum*) *eurasicum* Ebmer, 1972
221. *Lasioglossum* (*Lasioglossum*) *euxanthopus* Pesenko, 1986
222. *Lasioglossum* (*Lasioglossum*) *euxinicum* Ebmer, 1972
223. *Lasioglossum* (*Lasioglossum*) *glaciegenuum* Ebmer, 1972
224. *Lasioglossum* (*Lasioglossum*) *gorkiense* (Blüthgen, 1931)
225. *Lasioglossum* (*Lasioglossum*) *haesitans* (Blüthgen, 1931)
226. *Lasioglossum* (*Lasioglossum*) *kotschyi* Ebmer, 1981
227. *Lasioglossum* (*Lasioglossum*) *kussariense* (Blüthgen, 1925)
228. *Lasioglossum* (*Lasioglossum*) *laevigatum* (Kirby, 1802)
229. *Lasioglossum* (*Lasioglossum*) *laterale* (Brullé, 1832)
230. *Lasioglossum* (*Lasioglossum*) *lativentre* (Schenck, 1853)
231. *Lasioglossum* (*Lasioglossum*) *leucomontanum* Ebmer, 1981
232. *Lasioglossum* (*Lasioglossum*) *leucozonium* (Schrank, 1781)

Diagnose (Photo 170). Le sous-genre *Lasioglossum* est caractérisé par la seconde nervure transverse (1r-m) de la deuxième cellule submarginale des ailes antérieures de même épaisseur que la première nervure (Rs) et par les tergites qui ont le bord apical noir (non décoloré, excepté chez *L. pallens*) et des plages baso-latérales de tomentum (pilosité couchée). *Lasioglossum leucozonium* fait partie des espèces à propodeum caréné. Il est aussi caractérisé par le premier tergite ponctué strié. La femelle présente une pilosité relativement courte sur le mésosome, la tête aussi longue que large, la carène du propodeum ne formant pas des angles saillants, le tergite 1 à ponctuation aussi dense sur la partie basale que sur la partie apicale, les interpoints du tergite 1 sont complètement chagrinés ou striés. Le mâle possède une touffe de soies caractéristiques en forme de V sur le sternite 6 et un clypéus avec une tâche pâle. La taille du corps varie de 7 à 9 mm. **Distribution.** *Lasioglossum leucozonium* est présent dans toute la région holarctique (Ebmer 1988, 1996, 1998, 2005). La sous-espèce *L. leucozonium leucozonium* est la sous-espèce la plus commune en Europe. Elle est présente de l'Angleterre à la Finlande et la Lituanie, et de l'Espagne à la Bulgarie. En dehors de l'Europe, on la trouve en Iran, en Russie, en Sibérie (Akmolinsk, Barovoye), en Chine et en Mongolie. La sous-espèce *cedri* est présente au Maroc (Haut Atlas), en Tunisie, dans le sud de l'Espagne, en Sicile, en Crète et à Chypre. La sous-espèce *clusium* est recensée en Anatolie. La sous-espèce *elysium* est présente en Espagne (Sierra Nevada). La sous-espèce *mandschuricum* est enregistrée en Mandchourie. La sous-espèce *satschauensis* est connue dans le nord-ouest, l'ouest et le nord-est de la Chine, en Mongolie et en Russie (Krasnojarsk, Burjatija, Amur, Chabarovsk et Primorski Kraï). La sous-espèce *xylopedis* est endémique en Iran. **Biologie.** *Lasioglossum leucozonium* se rencontre dans les habitats ouverts, principalement sur les sols sableux et calcaires, et plus rarement sur les sols argileux plus lourds. Les femelles peuvent être observées de la fin mars au début novembre et collectent le pollen sur des Asteraceae. Le mâle apparaît à la mi-juillet, mais parfois plus tôt.

233. *Lasioglossum (Lasioglossum) majus* (Nylander, 1852)
 234. *Lasioglossum (Lasioglossum) niveocinctum* (Blüthgen, 1923)
 235. *Lasioglossum (Lasioglossum) pallens* (Brullé, 1832)
 236. *Lasioglossum (Lasioglossum) perclavipes* (Blüthgen, 1934)
 237. *Lasioglossum (Lasioglossum) prasinum* (Smith, 1848)

Diagnose (Photo 171). La diagnose du sous-genre est présentée ci-dessus (pour l'espèce *Lasioglossum leucozonium*). *Lasioglossum prasinum* fait partie du groupe des espèces à propodeum non caréné. Son scutum est densément ponctué, à légers reflets vert bleu métallique et le métasome présente une pilosité bien développée. Le mâle se reconnaît facilement par le dernier tergite complètement rouge. **Distribution.** *Lasioglossum prasinum* est une espèce qu'on trouve dans la partie occidentale de la région paléarctique. La sous-espèce nominale, *Lasioglossum prasinum prasinum*, est présente dans le sud de l'Angleterre, en France et au Maroc. La sous-espèce *Lasioglossum prasinum haemorrhoidale* est présente autour du bassin méditerranéen, à la côte belge, aux Pays-Bas, en Allemagne, en Pologne, en Croatie et en Grèce (Ebmer 1988). **Biologie.** L'espèce affectionne principalement les dunes côtières et dunes intérieures, en particulier celles qui sont couvertes de bryophytes ou dominées par *Erica tetralix* et les *Vaccinium* spp.. En Grande-Bretagne et aux Pays-Bas, l'espèce est très étroitement associée aux landes de plaine, dominées par *Calluna vulgaris* et d'autres buissons d'Ericaceae. L'espèce est polylectique mais elle préfère les plantes précédemment mentionnées. Les femelles aiment nicher dans des sols sableux compactés et peuvent former des agrégations lâches.

238. *Lasioglossum (Lasioglossum) prunellum* (Warncke, 1975)
 239. *Lasioglossum (Lasioglossum) pseudocaspicum* (Blüthgen, 1923)
 240. *Lasioglossum (Lasioglossum) quadrinotatum* (Kirby, 1802)
 241. *Lasioglossum (Lasioglossum) ragusanum* (Blüthgen 1931)
 242. *Lasioglossum (Lasioglossum) rostratum* (Eversmann, 1852)
 243. *Lasioglossum (Lasioglossum) sexmaculatum* (Schenck, 1853)
 244. *Lasioglossum (Lasioglossum) sexnotatum* (Nylander, 1852)
 245. *Lasioglossum (Lasioglossum) sexnotatum* (Kirby, 1802)

Diagnose (Photo T42). La diagnose du sous-genre *Lasioglossum* est présentée ci-dessus (pour l'espèce *Lasioglossum leucozonium*). *Lasioglossum sexnotatum* fait partie du groupe des espèces dont le propodeum n'est pas complètement caréné. La tête, le mésosome et les tibias postérieurs sont noir grisâtre. Le métasome est noir luisant avec 6 taches de pilosité blanche sur la base des tergites 2-4. Le propodeum est non caréné mais l'aire propodéale est finement bordée postérieurement. Le premier tergite est lisse entre les ponctuations. Le scutum est mat à ponctuation fine et dense. Les sternites 2-3 des mâles ont une pilosité courte. La longueur du corps est moyenne, autour de 9-10 mm. **Distribution.** *Lasioglossum sexnotatum* est une espèce très commune, et présente dans la plupart des pays d'Europe. En dehors de l'Europe, on la trouve en Turquie et dans le Caucase. **Biologie.** *Lasioglossum sexnotatum* se rencontre principalement dans les habitats avec des haies. Les femelles se nourrissent essentiellement de *Rubus* spp. (Rosaceae) mais visitent également *Impatiens glandulifera* (Balsaminaceae) et *Scrophularia nodosa* (Scrophulariaceae). Elle est donc considérée comme polylectique. Les femelles volent à partir de la fin mai / juin et les mâles volent en été, mais ils sont beaucoup plus rares que les femelles.

246. *Lasioglossum* (*Lasioglossum*) *subfasciatum* (Imhoff, 1832)
 247. *Lasioglossum* (*Lasioglossum*) *tungusicum* Ebmer, 1978
 248. *Lasioglossum* (*Lasioglossum*) *xanthopus* (Kirby, 1802)

Diagnose (Photo 172). La diagnose du sous-genre *Lasioglossum* est présentée ci-dessus (pour l'espèce *Lasioglossum leucozonium*). *Lasioglossum xanthopus* est une des plus grande espèce de *Lasioglossum*, facilement reconnaissable par le propodeum non caréné, la longue pubescence rousse du mesosoma, les tibias postérieurs orange et la tête allongée. **Distribution.** *Lasioglossum xanthopus* est une espèce commune en Europe, de l'Espagne à la Suède et de l'Angleterre à la Turquie (Ebmer 1988). Cette espèce est également présente en Afrique du Nord et en Asie. **Biologie.** *Lasioglossum xanthopus* se rencontre principalement dans les prairies calcaires, les affleurements et les falaises côtières et, occasionnellement, sur le bord des chemins agricoles. Les femelles sont actives du début avril au mois d'août tandis que les mâles émergent assez tard, généralement d'août à la mi-octobre, avec un maximum à la fin du mois de septembre. Cette espèce a été signalée sur *Centaurea* spp. et *Taraxacum officinale* (Asteraceae), *Silene uniflora* (Caryophyllaceae), *Trifolium* spp. (Fabaceae), *Glechoma hederacea* (Lamiaceae), *Prunus spinosa* et *Rubus fruticosus* (Rosaceae). L'espèce est donc probablement polylectique même si aucune analyse palynologique n'a été faite (Westrich, 1989). L'entrée des nids est rarement trouvée, ce qui suggère que les nids sont probablement isolés et cachés dans la végétation.

249. *Lasioglossum* (*Lasioglossum*) *zonulum* (Smith, 1848)
 250. *Thrincohalictus* (*Thrincohalictus*) *prognathus* (Pérez, 1912)

Documents de références

- Alfken, J.D. 1913. Die Bienenfauna von Bremen. *Abhandlungen Naturwissenschaftlichen Verein Bremen* 22(1): 1-220.
- Amiet, F., M. Herrmann, A. Müller & R. Neumeyer, 2001. *Fauna Helvetica* 6. *Apidae* 3. *Halictus*, *Lasioglossum*. - Centre suisse de cartographie de la fauna und Schweizerische Entomologische Gesellschaft 2001, Neuchâtel, 208 p.
- Blüthgen P. 1923. Beiträge zur Systematik der Bienengattung *Halictus* Latr. (Hym.). I. Die Binden-Halictus (Gruppe des sexcinctus F.). *Konowia*, 2 (1-2): 65-81; (3-4): 123-142.
- Chambers, V.H. 1949. The Hymenoptera Aculeata of Bedfordshire. *Transactions of the Society for British Entomology* 9: 197-252.
- Danforth, B.N. 1999. Phylogeny of the bee genus *Lasioglossum* (Hymenoptera: Halictidae) based on mitochondrial COI sequence data. *Systematic Entomology*, 24: 377-393.
- Danforth, B.N., Conway, L. & Ji, S. 2003. Phylogeny of eusocial *Lasioglossum* reveals multiple losses of eusociality within a primitively eusocial clade of bees (Hymenoptera: Halictidae). *Systematic Biology*, 52: 23-36.
- Ebmer A.W. 1988. Die europäischen Arten der Gattungen *Halictus* Latreille, 1804 und *Lasioglossum* Curtis, 1833 mit illustrierten Bestimmungstabellen. 2. Die Untergattung *Seladonia* Robertson, 1918. *Senckenbergiana biol.* 68: 323-375.
- Ebmer, A.W. 1995. Asiatische Halictidae, 3. Die Artengruppe der *Lasioglossum carinate-Evylaeus* (Insecta: Hymenoptera: Apoidea: Halictidae: Halictinae). *Linzer biol. Beiträge* 27: 525-652.

Ebmer, A.W. 1996. Asiatische Halictidae, 5. Daten zur Aculeaten-Fauna der Ussuri-Region unter Berücksichtigung der angrenzenden Gebiete (Insecta: Hymenoptera: Apoidea: Halictidae: Halictinae). *Linzer biologische Beiträge* 28(1): 261-304.

Ebmer, A.W. 1998. Asiatische Halictidae – 7. Neue *Lasioglossum*-Arten mit einer übersicht der *Lasioglossum* s.str.-Arten der nepalischen und yunnanischen Subregion, sowie des nördlichen Zentral China (Insecta: Hymenoptera: Apoidea: Halictidae: Halictinae). *Linzer Biologische Beiträge* 30(1): 365-430.

Ebmer, A.W. 2005. Zur Bienenfauna der Mongolei. Die Arten der Gattungen *Halictus* Latreille und *Lasioglossum* Curtis (Insecta: Hymenoptera: Apoidea: Halictidae: Halictinae) Ergänzungen und Korrekturen. *Linzer Biologische Beiträge* 37(1): 343-392.

Gibbs, J., Packer, L., Dumesh, S. & Danforth, B.N. (2013). Revision and reclassification of *Lasioglossum* (*Evylaeus*), *L.* (*Hemihalictus*) and *L.* (*Sphécodogastra*) in eastern North America (Hymenoptera: Apoidea: Halictidae). *Zootaxa* 3672: 1-116.

Knerer, G. 1968. Zur Bienenfauna Niederösterreichs: Die Unterfamilie Halictinae. *Zool. Anz.* 181: 82-117.

Knerer, G. 1969. Sozialstruktur und ihre Rolle in der Populations dynamik von Furchenbienen. 6th Congress of the International Union for the Study of Social Insects: 101-107. Bern.

Knerer G. 1987. Photoperiod as cue for voltinism and caste regulation in halictine bees. *Chemistry and biology of social insects*: 305.

Pauly A., 2016. Le genre *Lasioglossum*, sous-genre *Lasioglossum* Curtis 1833 en Europe et dans le Bassin Méditerranéen. Atlas Hymenoptera. <http://www.atlashymenoptera.net/page.asp?ID=105>.

Pauly, A., 2016. Genus *Vestitobalictus* Blüthgen, 1961. Atlas Hymenoptera. <http://www.atlashymenoptera.net/page.asp?id=97>.

Perkins, R.C.L. 1945. The aculeate Hymenoptera of a small area of Dartmoor near Lydford. *Entomologist's Monthly Magazine* 81: 145-153.

Pesenko, Y.A. 2004. The phylogeny and classification of the tribe Halictini, with special reference to the *Halictus* genus-group (Hymenoptera: Halictidae). *Zoosystematica Rossica*, 13: 83-113.

Pesenko Y.A., Banaszak J., Radchenko V.G. & Cierzniaak T., 2000. *Bees of the family Halictidae (excluding Sphecodes) of Poland*. ix + 348 pp. Bydgoszcz. ISBN 83-7096-339-0.

Sakagami, S. F., and Michener. C. D. 1962. The Nest Architecture of the Sweat Bees (Halictinae), a Comparative Study. 135 pp. Lawrence: University of Kansas Press.

Sakagami, S. F and Munakata, M. 1972. Distribution and bionomics of a trans-paleartic eusocial halictine bee, *Lasioglossum* (*Evylaeus*) *calceatum*, in northern Japan, with reference to its solitary life cycle at high altitude. *Journal of the Faculty of Science* 18: 411-439.

Warncke K. 1975. Beiträge zur Systematik und Verbreitung der Furchenbienen in der Türkei (Hymenoptera, Apoidea, Halictus). *Pol. Pismo entomol.*, 45 (1): 81-128.

Westrich, P. 1989. *Die Wildbienen Baden-Württembergs*. Eugen Ulmer GmbH, Stuttgart.

Genre *Sphecodes* Latreille 1802

(Halictidae, Halictinae, Halictini)

Étymologie : du grec *Sphecos* = la guêpe

Noms vernaculaires : les sphécodes (Fr), der Blutbienen (Al), de bloedbijen (Nl) (= abeilles sanguines), the Blood Bee (En) (= abeilles sanguines)

Morphologie et diagnose

Les sphécodes sont des abeilles à langue courte immédiatement reconnaissable à leur cuticule bicolore noire et rouge: toutes les parties du corps sont noires à l'exception de l'abdomen qui est rouge sur au moins trois segments tergites. Leur pilosité est très rare, sans brosse de récolte chez les femelles, et ne forme jamais de taches ou de bandes claires comme c'est souvent le cas chez les apoïdes cleptoparasites noir et rouge. Ils présentent la nervation alaire des Halictini : trois cellules submarginales, la première plus grande que la troisième et la troisième plus grande que la deuxième ; nervure basale courbe (Figure 231A). Les articles antennaires des mâles sont très souvent fortement bombés ventralement (Figure 231B). Cette coloration caractéristique noir et rouge et l'absence de tache blanche de soies feutrées se rencontrent également chez certaines espèces du genre *Nomada* mais ces dernières sont des abeilles à langue longue et leur nervation alaire est différente. Une coloration rouge de l'abdomen existe chez certains mâles d'halictes que l'on peut alors confondre avec les mâles de sphécodes. Ces derniers s'en distinguent par l'absence de liseré jaune à l'apex du clypeus, par les articles antennaires qui sont bombés ventralement et par l'absence de pilosité en forme de bande ou de taches latérales sur l'abdomen.

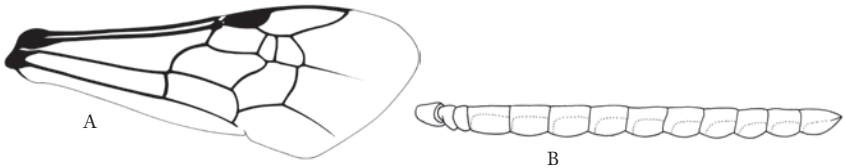


Fig. 231. - *Sphecodes ferruginatus*. A. Aile antérieure. B. Antenne du mâle.

Répartition géographique et diversité mondiale

On recense 285 espèces de *Sphecodes* dans le monde (Michener 2007). C'est le seul genre cleptoparasite des Halictinae qui est commun et abondant. On retrouve les sphécodes sur tous les continents sauf en Australie (Michener 2007). Dans la région paléarctique il est présent partout. La taxonomie de ce groupe n'est pas simple à l'échelle spécifique car la morphologie peut être variable à l'intérieur d'une même espèce si les larves se développent sur des ressources de taille différente. Les adultes ont alors des tailles sensiblement différentes et des phénomènes d'allométrie sont observés. Bogusch & Straka (2012) présentent une révision des espèces 47 européennes en incluant dans leur publication des illustrations et une clé de détermination.

Biologie et cycle de développement

La plupart abeilles cleptoparasites attaquent leurs proches parents ou au moins les abeilles de la même tribu, certaines espèces de *Sphecodes* parasitent les abeilles d'autres tribus ou sous-familles de la famille des Halictidae : Augochlorini et Nomioidinae. Cependant, d'autres espèces de *Sphecodes* parasitent les abeilles sans aucun lien, comme *Andrena* et *Melitturga* chez les Andrenidae, et *Colletes* chez les Colletidae (Michener 2007). Dans la plupart des cas, la femelle de sphécocode entre dans le nid de l'hôte, détruit les œufs de l'hôte, et les remplace par les siens. Ceci est assez différent de la méthode du parasitisme utilisé par la plupart des autres groupes d'abeilles cleptoparasites, dont c'est la larve du parasite qui détruit l'œuf ou la larve de l'hôte. Par ailleurs, contrairement à la grande majorité des abeilles solitaires, chez la plupart des espèces de sphécodes, ce sont les femelles nouvellement fécondées qui passent l'hiver à l'état adulte et non pas les larves de la future génération. Ces femelles sortent d'hibernation alors que les femelles de leurs espèces hôtes, plus précoces, viennent de s'accoupler et sont affairées à approvisionner leur nid. Les sphécodes recherchent alors ces nids pour y pondre leurs propres œufs en l'absence de son hôte ou après avoir tué la gardienne s'il s'agit du nid d'une espèce sociale d'halicte. La nouvelle génération de mâles et de femelles de sphécodes en émergent alors en fin de saison et s'accouplent. Seules les femelles hiberneront jusqu'à l'été prochain. En tant qu'espèces cleptoparasites, les *Sphecodes* ne collectent pas de pollen et ne visitent les fleurs que pour s'alimenter en nectar. On les trouve donc le plus souvent sur les fleurs aux nectaires apparents ou facilement accessibles tels que les ombellifères, les euphorbes ou les Astéracées (Bogusch & Straka 2012).

Conseils de préparation

Il est indispensable de sortir les genitalia des mâles pour leur identification. Pour les femelles, il faut dégager les mandibules et une aile postérieure dont la nervation et le nombre de hamuli sont diagnostiques.

Liste des sous-genres (1) et espèces (47)

1. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *albilabris* (Fabricius, 1793)

Diagnose (Photos 173-174). *Sphecodes albilabris* est une des espèces les plus grandes du genre (11-15 mm). Elle se reconnaît notamment par la ponctuation dense du scutum (points contigus) et du premier tergite (points non contigus). Les ailes sont fortement enfumées chez les femelles. Le métasome est complètement rouge sauf le dernier tergite. Les mâles présentent des gonocoxites avec la face dorsale sans dépression, la joue sans carène, l'arête supérieure des tibias postérieurs avec seulement de la pubescence et l'aile postérieure avec 7 à 14 hamuli. **Distribution.** *Sphecodes albilabris* est présent dans la majeure partie de l'Europe, de la péninsule ibérique à l'Europe de l'Est, et au nord, du Danemark à l'Estonie. L'espèce est absente de Norvège, de Grande-Bretagne et d'Irlande. En dehors de l'Europe, l'aire de répartition de l'espèce s'étend jusqu'en Asie (Westrich 1989, Warncke 1992, Bogusch & Straka 2012). **Biologie.** L'espèce est observée dans habitats relativement secs, comme des sites sablonneux, des dunes de sable, des berges de rivières et des semi-déserts. L'espèce est cleptoparasite, en ce sens qu'elle parasite les nids d'autres espèces d'abeilles. *Colletes cucicularius* est l'hôte principal de cette abeille spécialisée (Blüthgen 1934, Westrich 1989). Il n'y a qu'une génération par an. Il est fort probable que les femelles survivent longtemps et volent au début de l'été, lorsque les femelles de *Colletes cucicularius* ne sont plus actives. A ce moment, *Sphecodes*

albilabris peut s'attaquer à un autre hôte (secondaire). De vieilles femelles usées ont été observées dans les nids de *Melitturga clavicornis* et les larves de *S. albilabris* ont été détériorées et décrites de son nid par Rozen (1965). Blüthgen (1934) a également mentionné que *Halictus quadricinctus* était un hôte non confirmé. Des femelles de *S. albilabris* ont été observées envahissant les nids de *Halictus quadricinctus* exactement sur le même site étudié par Rozen (1965). Les femelles et les mâles adultes émergent en juillet et s'accouplent alors que les femelles s'abritent pendant l'hiver.

2. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *algeriensis* Alfken, 1914
3. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *alternatus* Smith, 1853
4. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *anatolicus* Warncke, 1992
5. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *atlanticus* Warncke, 1992
6. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *barbatus* Blüthgen, 1923
7. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *combai* Nobile et Turrisi, 2004
8. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *crassanus* Warncke, 1992
9. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *crassus* Thomson, 1870
10. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *creticus* Warncke, 1992
11. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *cristatus* Hagens, 1882
12. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *croaticus* Meyer, 1922
13. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *cypricus* Blüthgen, 1938
14. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *dusmeti* Blüthgen, 1924
15. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *ephippius* (Linné, 1767)
16. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *ferruginatus* Hagens, 1882
17. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *geoffrellus* (Kirby, 1802)
18. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *gibbus* (L., 1758)

Diagnose (Photos T43). *Sphecodes gibbus* est une espèce qui peut être relativement grande (de 7 à 13 mm). La femelle se reconnaît par le vertex très distinctement ponctué et la ponctuation du scutum forte et éparse. Elle diffère de *S. monilicornis* par la tête plus large; de *S. reticulatus* par le vertex plus largement ponctué et la base du tergite 2 à ponctuation moins dense. Le mâle est très facile à distinguer par les gonocoxites sans dépressions et les gonostyles bifides, ornés de longues soies. **Distribution.** *Sphecodes gibbus* est répandue dans la majeure partie de l'Europe, de la péninsule ibérique à l'Ukraine et à la Russie européenne, de la Crète au nord de la Scandinavie (63° N). En dehors de l'Europe, la zone de distribution s'étend très loin sur le continent asiatique et est également présente en Afrique du Nord (Warncke, 1992). **Biologie.** Cette espèce préfère les habitats ouverts et chauds tels que les prairies, les zones arbustives, les zones semi-désertiques, les pâturages et les jardins ruraux. L'espèce est cleptoparasite. *Sphecodes gibbus* a une morphologie et des hôtes très variables. Les hôtes principaux sont des espèces plus ou moins grandes du genre *Halictus*, telles que *H. quadricinctus*, *H. rubicundus* et *H. sexcinctus* (Westrich, 1989) et *H. simplex* (Bogusch, 2003). Bogusch (2003) a également confirmé que *Lasioglossum malachurum* était un hôte probable. La liste des hôtes est probablement plus longue que celle récemment connue et une spécialisation individuelle pour différents hôtes de la zone de distribution est probable.

19. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *gomerensis* Warncke, 1992
20. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *hirtellus* Blüthgen, 1923
21. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *hyalinatus* Hagens, 1882

22. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *intermedius* Blüthgen, 1923
23. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *larochei* Warncke, 1992
24. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *longuloides* Blüthgen, 1923
25. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *longulus* Hagens, 1882
26. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *majalis* Pérez, 1903
27. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *marginatus* Hagens, 1882
28. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *miniatus* Hagens, 1882
29. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *monilicornis* (Kirby, 1802)
30. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *niger* Hagens, 1874
31. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *nomioidis* Pesenko, 1979
32. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *olivieri* Lepeletier, 1825
33. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *pellucidus* Smith, 1845
34. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *piceohirtus* Blüthgen, 1858
35. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *pinguiculus* Pérez, 1903
36. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *pseudocrassus* Blüthgen, 1924
37. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *pseudofasciatus* Blüthgen, 1925
38. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *puncticeps* Thomson, 1870
39. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *reticulatus* Thomson, 1870
40. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *rubicundus* Hagens, 1875
41. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *rubripes* Spinola, 1838
42. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *ruficrus* (Erichson, 1835)
43. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *rufiventris* (Panzer, 1798)
44. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *scabricollis* Wesmael, 1835
45. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *schenkii* Hagens, 1882
46. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *spinulosus* Hagens, 1875
47. *Sphecodes* (*Sphecodes*) *zangherii* Noskiewicz, 1931

Documents de références

Blüthgen, P. 1924. Contribucion al conocimiento de las especies espanolas de *Halictus* (Hymenoptera Apidae). *Memorias de la Real Sociedad Espanola de Historia Natural* 11(9): 332-544.

Bogusch, P. 2003. Biologie vybraných druhů kleptoparazitických včel (Hymenoptera: Apocrita, Apoidea). [Biology of selected cuckoo bee species (Hymenoptera: Apocrita, Apoidea)]. Charles University in Prague, Faculty of Sciences, MSc. thesis, unpublished, 111 pp.

Bogusch, P. and Straka, J. 2012. Review and identification of the cuckoo bees of central Europe (Hymenoptera: Halictidae: Sphecodes). *Zootaxa* 3311: 1-41.

Nobile, V., and G. Campadelli. 1998. Il genere *Sphecodes* Latreille 1804 in Italia (Hymenoptera, Apoidea, Halictidae). *Bolletino dell'Instituto de Entomologia della Università di Bologna* 52:85-103.

Michener, C. D. 1978. The parasitic groups of Halictidae (Hymenoptera, Apoidea). *The university of Kansas Science Bulletin* 51:291-339.

Pauly A. 2011. Atlas of the European Bees: genus *Halictus*, subgenus *Halictus*. STEP Project, Atlas Hymenoptera, Mons, Gembloux. <http://www.zoologie.umh.ac.be/hymenoptera/page.asp?ID=199>

Rozen, J.G. 1965. The Biology and Immature Stages of *Melitturga clavicornis* (Latreille) and of *Sphecodes albilabris* (Kirby) and the Recognition of the Oxaeidae at the Family Level (Hymenoptera, Apoidea). *American Museum Novitates* 2244: 1-18.

Vachal, J. 1911. Étude sur les Halictus d'Amérique. *Miscellanea Entomologica* [Narbonne] 19: 9-24, 41-56, 107-116.

Warncke, K., 1992. Die westpaläarktischen Arten der Bienengattung *Sphecodes* Latr. (Hymenoptera, Apidae, Halictinae). Bericht der Naturf. Gesellsch. Augsburg, 52: 9-64.
Westrich, P. 1989. *Die Wildbienen Baden-Württembergs*. Eugen Ulmer GmbH, Stuttgart.

Famille des Colletidae

Les Colletidae regroupent approximativement 2500 espèces principalement distribuées dans l'hémisphère Sud. C'est une famille probablement apparue plus récemment et on connaît très peu de spécimens fossiles (Michez *et al.* 2011). Deux sous-familles sont largement distribuées et présentes en Europe, les Colletinae avec le genre *Colletes* et les Hylaeinae avec le genre *Hylaeus* (Michener 2007). Plusieurs caractères dérivés distinguent la famille : le recouvrement de la cellule larvaire par une cellophane imperméable produit par la glande de Dufour (Almeida 2008), la glosse courte et bifide (Figure 232A) ainsi qu'un intron supplémentaire dans la copie F1 du gène d'élongation du facteur 1-alpha (Brady & Danforth 2004). La morphologie externe est assez variable. Les *Colletes* sont des abeilles relativement velues, qui présentent une brosse de récolte sur les pattes postérieures et possèdent une nervation alaire particulière. Les *Hylaeus* sont presque glabres et transportent le pollen dans leur jabot. Il n'y aucune espèce de colletide cleptoparasite en Europe. Leurs choix floraux varient de spécialiste à généraliste. De la même manière les comportements de nidification sont variables, terricole pour les *Colletes*, rubicole pour les *Hylaeus* (Almeida 2008).

Genre *Colletes* Latreille 1802

(Colletidae, Colletinae, Colletini)

Étymologie : Du Grec *kolletes*, qui signifie « qui colle », en référence à la substance collante sécrétée par les femelles pour tapisser leurs cellules larvaires souterraines.

Noms vernaculaires : les collètes (Fr), der Siedenbienen (Al), de zijdebijen (Nl) (= abeilles soyeuses), the Plasterer Bees (En) (abeilles plâtreuses)

Morphologie et diagnose

Sur le vif, le genre *Colletes* ressemble fort à certaines andrènes ou à certaines halictes. Il s'agit d'abeilles à langue courte (Figure 232A), de taille moyenne à grande (7-14 mm), à trois cellules submarginales (Figure 232B) et qui présentent des bandes abdominales de soies blanches ininterrompues, de longueur constante et fort bien délimitées chez la plupart des espèces (pas de bandes chez *Colletes cunicularius* par exemple). Les collètes ont un caractère distinctif unique assez facile à observer : la deuxième nervure récurrente est en forme de « S » (Figure 232B). De plus, la langue des collètes, tout comme celle des *Hylaeus*, est courte et bifide à l'apex (Figure 232A), alors qu'elle est pointue chez

tous les autres apoïdes. Tout comme les andrènes et les halictes, les collètes présentent trois cellules submarginales, la première cellule étant plus grande que les deux autres, mais ces dernières sont de taille subégale, alors que la troisième cellule submarginale est plus grande que la deuxième chez les halictes et les andrènes. L'abdomen des collètes est plutôt conique et bombé dorsalement, ce sont les deux premiers segments qui sont les plus larges et de taille subégale. Chez les andrènes et les halictes, ce sont les trois et quatrième segments abdominaux qui sont les plus larges. De plus, l'abdomen des andrènes est nettement aplati dorso-ventralement. Comme les andrènes encore, mais contrairement aux halictes, les femelles ont de larges fovéas sur le front.

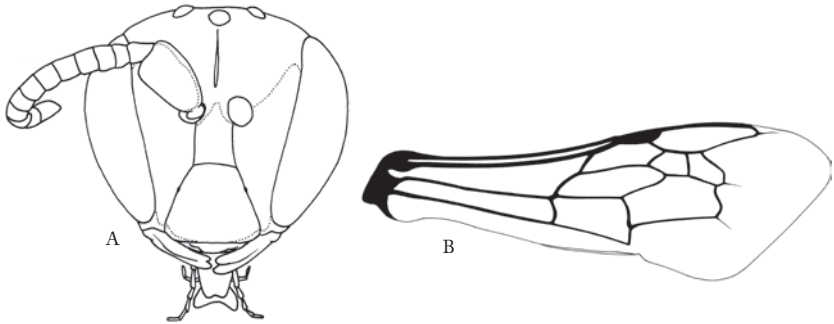


Fig. 232. - *Colletes cunicularius*. A. Tête vue de face. B. Aile antérieure.

Répartition géographique et diversité mondiale

Le genre *Colletes* regroupe des espèces d'abeilles solitaires terricoles présentes dans tout l'Hémisphère Nord. On compte aujourd'hui environ 525 espèces décrites et valides, et les experts estiment qu'il y a probablement environ 700 espèces à l'échelle mondiale, de nombreux taxons n'ayant pas encore été décrits (Kuhlmann *et al.*, 2009; Kuhlmann & Proshchalykin, 2014). Contrairement aux autres groupes d'abeilles, les espèces de la sous-famille des Colletinae présentent la particularité d'avoir leur maximum de richesse spécifique et d'endémisme entre les 30° et 50° degrés de latitude, tant dans l'Hémisphère Nord que dans l'Hémisphère Sud (Bystriakova *et al.*, 2018). On recense à l'heure actuelle 117 espèces du genre *Colletes* pour l'Ouest-Paléarctique (Kuhlmann *et al.*, 2014), dont 60 espèces sur le territoire européen (Rasmont *et al.*, 2017).

Biologie

Phénologie. Les collètes sont des abeilles solitaires actives dès la fin de l'hiver et jusqu'au début de l'automne. Dans les zones les plus méridionales, certaines espèces comme *Colletes cunicularius* ou encore *Colletes escalerai* apparaissent ainsi dès la fin du mois de janvier ou début février. A l'inverse, certaines espèces très tardives comme *Colletes hederæ* n'émergent qu'à la fin de l'été et sont actives jusqu'au début de l'automne (fin octobre, parfois début novembre), en phase avec la floraison de leurs plantes-hôtes.

Reproduction. Comme chez la majorité des abeilles solitaires, la durée de l'accouplement n'excède pas quelques dizaines de secondes et a lieu à proximité du site d'émergence,

le plus souvent sur le sol ou sur la végétation (Bergmark *et al.*, 1984). Les bourgades de *Colletes* sont parfois spectaculaires et peuvent compter plusieurs centaines de milliers d'individus à l'activité cependant éphémère (quelques semaines tout au plus). Dès leurs émergence en période de reproduction, les femelles sont rapidement prises d'assaut par plusieurs mâles (parfois jusque plusieurs dizaines de mâles en même temps) qui entrent en compétition pour l'accouplement.

Nidification. Toutes les espèces du genre sont solitaires et nichent dans le sol, à l'exception d'une espèce connue des Andes d'Amérique du Sud, *Colletes rubicola*, qui fait ses nids dans des tiges à moelle tendre. Elles creusent leurs nids le plus souvent dans des sols sableux ou limoneux qui se délitent facilement. Comme les *Hylaeus*, elles recouvrent les cellules d'une fine membrane translucide que les femelles secrètent par leur glande de Dufour.

Espèces-coucoucs associées. Leurs cleptoparasites connus appartiennent aux genres *Epeolus* (Apidés) et *Sphecodes* (Halictidés). Certains parasites de *Colletes* sont très rares à l'échelle européenne, comme *Epeolus tarsalis* qui s'attaque aux nids de *Colletes halophilus*. *Préférences florales.* La plupart des espèces sont inféodées à un unique genre de plante (*Anchusa*, *Odontites*, *Reseda*, *Salix*). Les autres espèces montrent des préférences florales moins strictes mais restent souvent fidèles à une seule famille de plantes telles que les Ericacées ou les Astéracées (Müller & Kuhlmann 2008).

Conseils de préparation

La forme des sternites 6 et 7 et des genitalia sont importants pour identifier les mâles. Pour les femelles, il convient d'écarter légèrement les ailes du corps pour pouvoir observer la ponctuation du propodeum et du premier tergite abdominal.

Liste des sous-genres et des espèces

1. *Colletes (Colletes) abeillei* Pérez, 1903
2. *Colletes (Colletes) acutiformis* Noskiewicz, 1936
3. *Colletes (Colletes) acutus* Pérez, 1903
4. *Colletes (Colletes) albomaculatus* (Lucas, 1849)
5. *Colletes (Colletes) anchusae* Noskiewicz, 1924
6. *Colletes (Colletes) brevigena* Noskiewicz, 1936
7. *Colletes (Colletes) canescens* Smith, 1853
8. *Colletes (Colletes) carinatus* Radoszkowski, 1891
9. *Colletes (Colletes) cariniger* Pérez, 1903
10. *Colletes (Colletes) caskanus* (Strand, 1919)
11. *Colletes (Colletes) caspicus* Morawitz, 1874
12. *Colletes (Colletes) collaris* Dours, 1872
13. *Colletes (Colletes) creticus* Noskiewicz, 1936
14. *Colletes (Colletes) cunicularius* (L., 1761)

Diagnose (Photos 175). Espèce de taille moyenne à grande (13-15 mm), relativement importante par rapport aux autres représentants du genre *Colletes* dans nos régions. Les femelles et les mâles possèdent de longs poils bruns-dorés qui recouvrent leur tête, leur thorax mais aussi l'abdomen. Au sein du « groupe *cunicularius* », *Colletes caskanus* est morphologiquement très proche de *Colletes cunicularius*, généraliste (polylectique) et

visite notamment les *Tamarix* spp. et les *Salix* spp. **Distribution.** Très large distribution en Europe, y compris dans les zones plus septentrionale et en Europe centrale; cette espèce atteint la Mongolie à l'Est. **Biologie.** Dans les pays du pourtour méditerranéen, les mâles de *C. cunicularius* sont les pollinisateurs de plusieurs espèces d'orchidées du genre *Ophrys* dont les fleurs attirent leurs vecteurs de pollen en imitant la phéromone sexuelle des femelles des espèces concernées. Les femelles visitent préférentiellement les inflorescences de saules (*Salix* spp., Salicaceae) mais également d'autres plantes à fleurs.

15. *Colletes (Colletes) cyprius* Noskiewicz, 1936

16. *Colletes (Colletes) daviesanus* Smith, 1846

Diagnose (Photos 176). *Colletes daviesanus* est une espèce de taille moyenne (8-10 mm), dans le milieu de la gamme de tailles des représentants du genre *Colletes* dans nos régions. Les femelles et les mâles possèdent de longs poils bruns-dorés qui recouvrent leur tête et leur thorax. Les deux sexes présentent des bandes de pilosité blanches continues blanchâtres sur la partie apicale des tergites. D'autres espèces sont très proches tant d'un point de vue morphologique qu'écologique, notamment *Colletes fodiens* et *Colletes similis* en Europe du nord-ouest. **Distribution.** La distribution est très large, et comprend des zones méditerranéennes et septentrionales. Cette espèce atteint la Mongolie à l'Est. **Biologie.** Les femelles sont oligolectiques sur Astéracées et visitent préférentiellement des plantes comme la tanaisie (genre *Tanacetum*), les chrysanthèmes (genre *Chrysanthemum*) ou encore les séneçons (genre *Senecio*).

17. *Colletes (Colletes) dimidiatus* Brullé, 1840

18. *Colletes (Colletes) dinizi* Kuhlmann, Ortiz & Ornos, 2001

19. *Colletes (Colletes) dusmeti* Noskiewicz, 1936

20. *Colletes (Colletes) eous* Morice, 1904

21. *Colletes (Colletes) escaleraei* Noskiewicz, 1936

22. *Colletes (Colletes) floralis* Eversmann, 1852

23. *Colletes (Colletes) fodiens* (Fourcroy, 1785)

24. *Colletes (Colletes) foveolaris* Pérez, 1903

25. *Colletes (Colletes) gallicus* Radoszkowski, 1891

26. *Colletes (Colletes) graeffei* Alfken, 1900

27. *Colletes (Colletes) halophilus* Verhoeff, 1944

Diagnose (Photo T44). L'espèce est de taille moyenne (9-13 mm). Les femelles et les mâles présentent des poils bruns-orangés qui recouvrent leur tête et leur thorax. Leur abdomen est parcouru de bandes de soies claires continues. **Espèces proches.** Au sein du « groupe *succinctus* », plusieurs espèces sont morphologiquement très proches voire difficilement différenciables sur base morphologique, notamment *Colletes hederae* Schmidt & Westrich, 1993 (intimement associé au lierre, *Hedera helix*) ou encore *Colletes succinctus* (L., 1758) (intimement associé à la callune, *Calluna vulgaris*). **Distribution.** Large distribution en Europe où cette espèce est cependant intimement liée aux milieux côtiers, en particulier aux embouchures de fleuves ou aux marais salins. **Biologie.** Il s'agit d'une abeille solitaire que l'on voit apparaître en août et en septembre essentiellement sur l'aster maritime (*Aster tripolium*, Astéracée) dont elle collecte le pollen pour ses larves. Elle nidifie dans les sols argilo-sableux. Bien que solitaire, il n'est pas rare de trouver des nids regroupés en bourgades.

28. *Colletes (Colletes) hederæ* Schmidt & Westrich, 1993

Diagnose (Photos 177 et T45). L'espèce est de taille moyenne (10-14 mm). Les femelles et les mâles présentent des poils bruns-orangés qui recouvrent leur tête et leur thorax. Leur abdomen est parcouru de bandes de soies claires continues. **Espèces proches.** Au sein du « groupe *succinctus* », plusieurs espèces sont morphologiquement très proches voire difficilement différenciables sur base morphologique, notamment *Colletes halophilus* Verhoeff, 1944 (intimement associé à l'aster maritime, *Aster tripolium*) ou encore *Colletes succinctus* (L., 1758) (intimement associé à la callune, *Calluna vulgaris*). **Distribution.** Large distribution en Europe où cette espèce est très anthropophile puisqu'on la retrouve jusqu'au cœur des villes et dans les jardins privés, les cimetières, etc. **Biologie.** Il s'agit d'une abeille solitaire que l'on voit apparaître en dès fin août et jusqu'en octobre, essentiellement sur lierre, *Hedera helix* (Araliacée), dont elle collecte le pollen pour ses larves. Elle nidifie dans les sols argilo-sableux. Bien que solitaire, il n'est pas rare de trouver des nids regroupés en bourgades.

29. *Colletes (Colletes) hethiticus* Warncke, 1978
30. *Colletes (Colletes) hylaeiformis* Eversmann, 1852
31. *Colletes (Colletes) ibericus* Noskiewicz, 1936
32. *Colletes (Colletes) impunctatus* Nylander, 1852
33. *Colletes (Colletes) inexpectatus* Noskiewicz, 1936
34. *Colletes (Colletes) lebedewi* Noskiewicz, 1936
35. *Colletes (Colletes) ligatus* Erichson, 1835
36. *Colletes (Colletes) maidli* Noskiewicz, 1936
37. *Colletes (Colletes) marginatus* Smith, 1846
38. *Colletes (Colletes) merceti* Noskiewicz, 1936
39. *Colletes (Colletes) meyeri* Noskiewicz, 1936
40. *Colletes (Colletes) mlokoszewiczi* Radoszkowski, 1891
41. *Colletes (Colletes) moricei* Saunders, 1904
42. *Colletes (Colletes) nadigi* Noskiewicz, 1936
43. *Colletes (Colletes) nasutus* Smith, 1853
44. *Colletes (Colletes) nigricans* Gistel, 1857
45. *Colletes (Colletes) noskiewiczzi* Cockerell, 1942
46. *Colletes (Colletes) pallescens* Noskiewicz, 1936
47. *Colletes (Colletes) pulchellus* Pérez, 1903
48. *Colletes (Colletes) punctatus* Mocsáry, 1877
49. *Colletes (Colletes) schmidi* Noskiewicz, 1962
50. *Colletes (Colletes) senilis* (Eversmann, 1852)
51. *Colletes (Colletes) sierrensis* Frey-Gessner, 1903
52. *Colletes (Colletes) similis* Schenk, 1853
53. *Colletes (Colletes) standfussi* Kuhlmann, 2003
54. *Colletes (Colletes) succinctus* (L., 1758)

Diagnose (Photo T46). L'espèce est de taille moyenne (8-12 mm). Les femelles et les mâles présentent des poils bruns-orangés qui recouvrent leur tête et leur thorax. Leur abdomen est parcouru de bandes de soies claires continues. **Espèces proches.** Au sein du « groupe *succinctus* », plusieurs espèces sont morphologiquement très proches voire difficilement différenciables sur base morphologique, notamment *Colletes halophi-*

lus Verhoeff, 1944 (intimement associé à l'aster maritime, *Aster tripolium*) ou encore *Colletes hederæ* Schmidt & Westrich, 1993 (intimement associé au lierre, *Hedera helix*). **Distribution.** La distribution est très large à travers l'Europe mais les populations sont très fragmentées en raison de la structure spatiale des habitats de sa plante-hôte de prédilection. **Biologie.** Il s'agit d'une abeille solitaire que l'on voit apparaître dès fin juillet/début août et jusqu'en septembre voire début octobre, essentiellement sur la callune, *Calluna vulgaris* (Ericacée), dont elle collecte le pollen pour ses larves. Elle nidifie dans les sols argilo-sableux. Plus souvent solitaire que ses espèces-proches, il est cependant possible de trouver des nids regroupés en bourgades dans certains milieux où affleure un sol sableux.

- 55. *Colletes (Colletes) tardus* Noskiewicz, 1936
- 56. *Colletes (Colletes) tuberculatus* Morawitz, 1894
- 57. *Colletes (Colletes) tuberculiger* Noskiewicz, 1936
- 58. *Colletes (Colletes) wolffi* Kuhlmann, 1999

Documents de références

Amiet F., Müller A. & Neumeyer R., 1999. Apidae 2: *Colletes*, *Dufourea*, *Hylaeus*, *Nomia*, *Nomioides*, *Rhopitoides*, *Rophites*, *Sphecodes*, *Systropha* (Fauna Helvetica 4). Centre suisse de cartographie de la faune (CSCHF), Neuchâtel, 239 pp.

Bystrakova N., Griswold T., Ascher J.S., & Kuhlmann M., 2018. Key environmental determinants of global and regional richness and endemism patterns for a wild bee subfamily. *Biodiversity and Conservation* 27(2): 287–309.

Hefetz A., Fales H.M. & Batra S.W.T., 1979. Natural polyesters: Dufour's gland macrocyclic lactones form brood cell laminesters in *Colletes* bees. *Science* 204(4391): 415–417.

Kuhlmann M., Almeida E.A.B., Laurenne N. & Quicke D.L.J., 2009. Molecular phylogeny and historical biogeography of the bee genus *Colletes* LATREILLE, 1802 (Hymenoptera: Apiformes: Colletidae), based on mitochondrial COI and nuclear 28S sequence data. *Insect Systematics and Evolution* 40: 291–318.

Kuhlmann M. & Proshchalykin M.Y., 2014. The bees of the genus *Colletes* LATREILLE 1802 of the European part of Russia, with keys to species (Hymenoptera: Apoidea: Colletidae). *Zootaxa* 3878: 201–247.

Kuhlmann M., Ascher J.S., Dathe H.H., Ebmer A.W., Hartmann P., Michez D., Müller A., Patiny S., Pauly A., Praz C., et al., 2014. Checklist of the Western Palaearctic bees. Consultable à l'adresse : www.westpalbees.myspecies.info [dernière visite le 25.iii.2019]

Müller A. & Kuhlmann M., 2008. Pollen hosts of western Palaearctic bees of the genus *Colletes* (Hymenoptera: Colletidae): the Asteraceae paradox. *Biological Journal of the Linnean Society* 95: 719–733.

Noskiewicz J, 1936. Die Palearktischen *Colletes*-Arten. Wydawnictwo Towarzystwa Naukowego we Lwowie, Lwow, v + 532 pp. [Prace Naukowe, ser. 2, No. 3]

Schmiedeknecht O., 1930. Die Hymenopteren Nord- und Mitteleuropas. 2. Aufl., Jena, 1062 pp.

Proshchalykin M.Y. & Kuhlmann M., 2012. The bees of the genus *Colletes* LATREILLE 1802 of the Ukraine, with a key to species (Hymenoptera: Apoidea: Colletidae). *Zootaxa* 3488 1–40.

Westrich P., 1989. *Die Wildbierien Baden-Württembergs*. 2 Bde. 972 S.; Stuttgart (E. Ulmer) (2. Auflage 1990).

Genre *Hylaeus* Fabricius 1793

(Colletidae, Hylaeinae)

Etymologie : Plusieurs origines sont suggérées pour le nom de ce genre, mais la plus probable est le terme hylaios, version latinisée du terme grec hylē qui signifie « forêt » ou « bois », en référence au comportement de nidification des *Hylaeus* dans des tiges en bois.

Noms vernaculaires : les hylés ou abeilles masquées (Fr), der Maskenbienen (Al), de maskerbijen (Nl)

Morphologie et diagnose

Les *Hylaeus* sont des abeilles de petite à moyenne taille (4-9 mm), à langue courte et bifide à l'apex (comme les *Colletes* dans la même famille des Collétidés) (Figure 233A), et à deux cellules submarginales, la première étant deux fois plus petite que la seconde (Figure 234B). Ils sont immédiatement reconnaissables à leur quasi totale absence de pilosité et à leur cuticule noire aux marques blanches ou jaunes de forme caractéristique qui leur donne l'aspect de petites guêpes sphécides. Leur corps glabre fut un temps à l'origine d'hypothèses de comportement parasitique des *Hylaeus*, mais il a depuis été clairement démontré que ces abeilles solitaires récoltent et transportent bel et bien du pollen dans leur jabot. Les marques claires sur le corps des deux sexes sont toujours présentes à la base des tibias, les lobes pronotaux et les aires paraclypéales. La forme triangulaire caractéristiques de ces marques paraclypéales est due à la forme de trapèze presque parfait du clypeus, aux marges latérales rectilignes, alors que le clypeus des autres abeilles est souvent pentagonal ou présente des marges latérales incurvées. Ce sont les seules marques claires présentes sur la face des femelles alors que, chez les mâles, le clypeus est également clair ainsi que l'aire supraclypéale et la base des antennes chez certaines espèces. Le genre *Hylaeus* est également le seul genre, à l'exception du rare genre *Ammobatoïdes*, à présenter deux cellules submarginales dont la seconde est deux fois plus petite que la première. Le genre *Ammobatoïdes* est par ailleurs très différent du genre *Hylaeus* puisqu'il s'agit d'abeilles de grande taille, à langue longue, avec un pelage abondant et sans marques faciales claires.

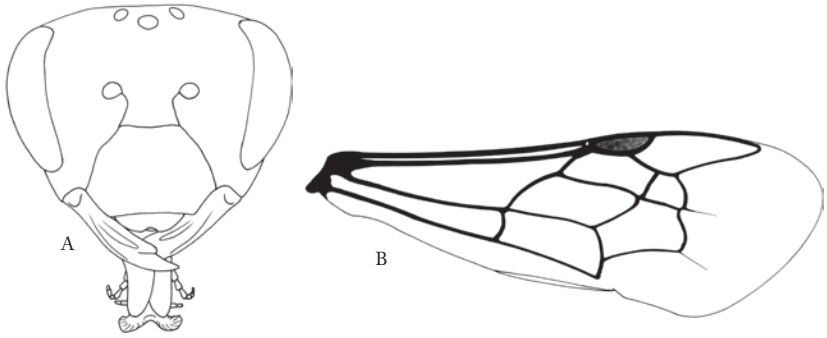


Fig. 233. - *Hylaeus confusus*. A. Tête vue de face. B. Aile antérieure.

Répartition géographique et diversité mondiale

Le genre *Hylaeus* regroupe des espèces d'abeilles solitaires rubicoles présentes dans la majeure partie du globe, sur tous les continents à l'exception de l'Antarctique. On compte aujourd'hui environ 700 espèces décrites et valides, et notamment une importante diversité en Australie (tempérée et subtropicale) et sur certaines îles comme Hawaï (Michener 2007). Le genre *Hylaeus* comporte 47 sous-genres à l'échelle mondiale; une clé pour les sous-genres paléarctiques est fournie par Michener (2007) et la faune européenne a été étudiée par Dathe (1980) qui détaille la diversité des espèces de nos régions réparties en 10 sous-genres. On recense à l'heure actuelle 154 espèces d'*Hylaeus* pour l'Ouest-Paléarctique (Kuhlmann *et al.*, 2014), dont 87 espèces sur le territoire européen (Rasmont *et al.*, 2017).

Biologie

Comme chez la majorité des abeilles solitaires, la durée de l'accouplement n'excède pas quelques dizaines de secondes et a lieu à proximité du site d'émergence, le plus souvent sur le sol ou sur la végétation (Bergmark *et al.*, 1984). Les mâles d'*Hylaeus* patrouillent régulièrement à proximité de l'entrée des nids dans des tiges creuses à la recherche des femelles émergentes, d'une manière similaire au comportement des cératines (genre *Ceratina*, Apidés). Les *Hylaeus* sont des abeilles préférentiellement rubicoles (qui nidifient dans les tiges à moelle) mais aussi caulicoles (qui établissent leur nid à l'intérieur des tiges creuses des plantes) et un petit nombre d'espèces nidifient également dans le sol, utilisant des galeries abandonnées d'autres hyménoptères. Certaines espèces s'installent volontiers dans des hôtels à insectes, en particulier lorsque des tiges de ronce ou de sureau sont mises à disposition. Les femelles sécrètent *via* leurs glandes salivaires une matière qui s'apparente à de la cellophane et qui sert à la fois à tapisser les parois des cellules larvaires et à les séparer deux à deux au sein des tiges qui accueillent les nids. Pour rappel, chez les *Colletes* ce type de matériau de construction est sécrété par les glandes de Dufour des femelles.

Aucune abeille-coucou n'est associée aux *Hylaeus* dans nos régions, mais les nids font néanmoins l'objet d'attaques par les certaines guêpes solitaires cleptoparasites comme *Sapyga quinquepunctata* (Fabricius) (Sapygidés) (parasite d'*Hylaeus communis* Nylander,

1852 notamment) ou encore certaines espèces de *Gasteruption* comme *G. jaculator* (L., 1758) ou *Gasteruption assectator* (L., 1758) (Gasteruptionidés). Certains chalcidiens (Chalcidoidea) comme *Coelopencyrtus arenarius* (Erdős, 1957) (Encyrtidés) sont aussi associés, tout comme des *Trypoxylon*, notamment *Trypoxylon scutatatum* Chevrier, 1867 (Crabronidés). D'autres insectes cleptoparasites des nids d'*Hylaeus* sont probablement à découvrir dans les zones plus méridionales où peu d'études ont été réalisées à ce jour.

Certaines espèces sont oligolectiques: sur *Allium* (*H. punctulatissimus*), sur carduées (*H. nigratus*), sur *Reseda* (*H. signatus*). Mais la grande majorité des espèces est très largement polylectique avec l'accès aux nectaires pour seule restriction dans leurs choix floraux. On les trouvera surtout sur les Ombellifères, les Composées et les Crassulacées. Les espèces d'*Hylaeus* sont des abeilles associées parfois de manière très étroite à leurs plantes-hôtes au fil des saisons, essentiellement au printemps et en été.

Conseils de préparation

La détermination des mâles et des femelles doit se faire sur base microscopique, notamment sur l'examen des macules de la face et de leur disposition sur le reste du corps, sur la structure de l'aire terminale du propodeum, des sternites, de la ponctuation du thorax, de la structure de la (micro-)pilosité et, pour les mâles, sur base de la structure tridimensionnelle des génitalia.

Liste des sous-genres et des espèces

1. *Hylaeus* (*Abrupta*) *cornutus* Curtis, 1831
2. *Hylaeus* (*Dentigera*) *biarmicus* (Warncke, 1992)
3. *Hylaeus* (*Dentigera*) *brachycephalus* (Morawitz, 1868)
4. *Hylaeus* (*Dentigera*) *breviceps* Morawitz, 1876
5. *Hylaeus* (*Dentigera*) *brevicornis* Nylander, 1852
6. *Hylaeus* (*Dentigera*) *glacialis* Morawitz, 1872
7. *Hylaeus* (*Dentigera*) *gedleri* Förster, 1871
8. *Hylaeus* (*Dentigera*) *imparilis* Förster, 1871
9. *Hylaeus* (*Dentigera*) *intermedius* Förster, 1871
10. *Hylaeus* (*Dentigera*) *kabri* Förster, 1871
11. *Hylaeus* (*Dentigera*) *penalaris* Dathe, 1979
12. *Hylaeus* (*Dentigera*) *pilosulus* (Pérez, 1903)
13. *Hylaeus* (*Dentigera*) *punctus* Förster, 1871
14. *Hylaeus* (*Dentigera*) *rubicola* Saunders, 1850
15. *Hylaeus* (*Hylaeus*) *adriaticus* (Warncke, 1972)
16. *Hylaeus* (*Hylaeus*) *angustatus* (Schenck, 1861)
17. *Hylaeus* (*Hylaeus*) *annulatus* (Linnaeus, 1758)
18. *Hylaeus* (*Hylaeus*) *cardioscapus* Cockerell, 1924
19. *Hylaeus* (*Hylaeus*) *communis* Nylander, 1852
20. *Hylaeus* (*Hylaeus*) *deceptorius* (Benoist, 1959)
21. *Hylaeus* (*Hylaeus*) *difformis* (Eversmann, 1852)
22. *Hylaeus* (*Hylaeus*) *gracilicornis* (Morawitz, 1867)
23. *Hylaeus* (*Hylaeus*) *hellenicus* Dathe, 2000
24. *Hylaeus* (*Hylaeus*) *ibericus* Dathe, 2000
25. *Hylaeus* (*Hylaeus*) *koenigsmanni* Dathe, 1981
26. *Hylaeus* (*Hylaeus*) *leptocephalus* (Morawitz, 1870)
27. *Hylaeus* (*Hylaeus*) *marianae* Theunert, 2013

28. *Hylaeus (Hylaeus) moricei* (Friese, 1898)
 29. *Hylaeus (Hylaeus) nigrinus* (Fabricius, 1798)

Diagnose (Photo T47). Cette espèce est de taille relativement grande pour un *Hylaeus* même si, dans l'absolu, on la considérera comme une abeille sauvage de taille petite à moyenne (7-8,5 mm). Elle appartient à un sous-genre riche en espèces et bien délimité chez les mâles grâce à la structure du genitalia, en particulier du sternite 7. Les femelles, elles, ne présentent aucune marque distinctive propre à ce sous-genre. Chez les mâles, le scape est épaissi et en forme de cylindre, avec une profonde fosse réniforme sur la face dorsale. Le masque facial est dépourvu de ponctuation, d'aspect poli et brillant comme de l'émail. Le sternite 3 présente une bosse triangulaire émoussée. Chez les femelles, le clypéus présente une impression longitudinale aplatie ; l'aire terminale du propodeum est lisse de part et d'autre du sillon de l'aire médiane. Leurs ailes sont claires, le premier tergite est brillant, à ponctuation dense et profonde ; les tergites suivants sont ponctués aussi densément que les dépressions du premier tergite. Les femelles ne présentent pas de bandes de soies latérales sur les tergites. Bien isolée morphologiquement au sein du sous-genre *Hylaeus*, son allure générale peut néanmoins rappeler celle d'autres espèces dans d'autres sous-genres, comme *Hylaeus (Prosopis) signatus*. **Distribution.** *Hylaeus (Hylaeus) nigrinus* présente une très large distribution dans toute l'Europe jusqu'en Finlande, y compris dans les milieux montagnards jusqu'à 1600 m d'altitude. **Biologie.** Il s'agit d'une espèce oligolectique sur les Astéracées, notamment sur les genres *Tanacetum*, *Leucanthemum*, *Anthemis* et *Achillea*. Elle nidifie dans des tiges creuses ou à moelle tendre.

30. *Hylaeus (Hylaeus) nivaliformis* Dathe, 1977
 31. *Hylaeus (Hylaeus) nivalis* (Morawitz, 1867)
 32. *Hylaeus (Hylaeus) paulus* Bridwell, 1919
 33. *Hylaeus (Hylaeus) pyrenaicus* Dathe, 2000
 34. *Hylaeus (Hylaeus) scutellaris* Morawitz, 1873
 35. *Hylaeus (Hylaeus) sidensis* (Warncke, 1981)
 36. *Hylaeus (Hylaeus) trifidus* (Alfken, 1936)
 37. *Hylaeus (Hylaeus) tyrolensis* Förster, 1871
 38. *Hylaeus (Koptogaster) bifasciatus* (Jurine, 1807)
 39. *Hylaeus (Koptogaster) punctulatissimus* Smith, 1842
 40. *Hylaeus (Lambdopsis) annularis* (Kirby, 1802)
 41. *Hylaeus (Lambdopsis) crassanus* (Warncke, 1972)
 42. *Hylaeus (Lambdopsis) dilatatus* (Kirby, 1802)
 43. *Hylaeus (Lambdopsis) euryscapus* Förster, 1871
 44. *Hylaeus (Lambdopsis) pfankuchi* (Alfken, 1919)
 45. *Hylaeus (Lambdopsis) rinki* (Gorski, 1852)
 46. *Hylaeus (Lambdopsis) scutellatus* (Spinola, 1838)
 47. *Hylaeus (Mehelyana) friesei* (Alfken, 1904)
 48. *Hylaeus (Nesoprosopis) pectoralis* Förster, 1871
 49. *Hylaeus (Paraprosopis) ater* (Saunders, 1903)
 50. *Hylaeus (Paraprosopis) azorae* (Warncke, 1992)
 51. *Hylaeus (Paraprosopis) canariensis* Erlandsson, 1983
 52. *Hylaeus (Paraprosopis) clypearis* (Schenck, 1853)
 53. *Hylaeus (Paraprosopis) hobmanni* Dathe, 1993
 54. *Hylaeus (Paraprosopis) lineolatus* (Schenck, 1861)

55. *Hylaeus* (*Paraprosopis*) *maderensis* (Cockerell, 1921)
56. *Hylaeus* (*Paraprosopis*) *pictipes* Nylander, 1852
57. *Hylaeus* (*Paraprosopis*) *sinuatus* (Schenck, 1853)
58. *Hylaeus* (*Paraprosopis*) *soror* (Pérez, 1903)
59. *Hylaeus* (*Paraprosopis*) *styriacus* Förster, 1871
60. *Hylaeus* (*Paraprosopis*) *taeniolatus* Förster, 1871
61. *Hylaeus* (*Prosopis*) *absolutus* (Gribodo, 1894)
62. *Hylaeus* (*Prosopis*) *confusus* Nylander, 1852

Diagnose (Photo T48). Comme les autres espèces au sein du sous-genre *Prosopis*, celle-ci est de relativement grande taille pour un *Hylaeus* même si, dans l'absolu, on la considérera comme une abeille sauvage de petite taille (6,0-7,0 mm). Les mâles présentent le plus souvent une paire de callosités sur le troisième sternite, leur premier tergite est caractérisé par une ponctuation superficielle et très éparse. Chez les femelles, le premier tergite a sa base verticale pas ou peu chagrinée, presque imponctuée. Leur scape est long et en forme de toupie, partie antérieure lignée de jaune; leur flagelle est toujours jaune dans sa partie ventrale et leur masque facial est blanc, les taches latérales ne dépassant généralement pas la base des antennes. D'autres taches blanches sont présentes à différents endroits du corps : mandibules, (rarement) labre, tegulae (tegulae parfois noires). Au sein du sous-genre *Prosopis*, cette espèce est très proche et parfois indiscernable d'*Hylaeus gibbus*, d'*Hylaeus pictus* et d'*Hylaeus incongruus* Förster, 171 (Dathe 1980; Straka & Bogusch 2011). **Distribution.** *Hylaeus confusus* présente une très large distribution et est dans toute l'Europe. **Biologie.** L'espèce nidifie dans des tiges creuses ou à moelle tendre aussi bien que dans des galles désaffectées. Les femelles sont polylectiques.

63. *Hylaeus* (*Prosopis*) *convergens* Dathe, 2000
64. *Hylaeus* (*Prosopis*) *coriaceus* (Pérez, 1895)
65. *Hylaeus* (*Prosopis*) *duckeii* (Alfken, 1904)
66. *Hylaeus* (*Prosopis*) *garrulus* (Warncke, 1981)
67. *Hylaeus* (*Prosopis*) *gazagnairei* (Vachal, 1891)
68. *Hylaeus* (*Prosopis*) *gibbus* Saunders, 1850
69. *Hylaeus* (*Prosopis*) *incongruus* Förster, 1871
70. *Hylaeus* (*Prosopis*) *meridionalis* Förster, 1871
71. *Hylaeus* (*Prosopis*) *pictus* (Smith, 1853)
72. *Hylaeus* (*Prosopis*) *praenotatus* Förster, 1871
73. *Hylaeus* (*Prosopis*) *rugicollis* Morawitz, 1873
74. *Hylaeus* (*Prosopis*) *signatus* (Panzer, 1798)

Diagnose (Photos 178 et T49). Comme les autres espèces au sein du sous-genre *Prosopis*, *Hylaeus signatus* est de relativement grande taille (7,5-9,0 mm). Cette espèce robuste est un peu isolée au sein du sous-genre *Prosopis*. Les mésopleures de la femelle sont très anguleux et courbés à l'avant (carénés), et leurs basitarses sont noirs. Le tergite 1 est fortement ponctué. Les mâles présentent une projection semi-lunaire plus ou moins saillante au niveau du sternite 3, un long scape en forme de toupie, souvent strié de jaune. Leur masque facial est blanc, le bord antérieur de leur clypéus est noir, tout comme leurs tibias et basitarses postérieurs (en grande partie noirs). Bien isolée morphologiquement au sein du sous-genre *Prosopis*, l'allure générale d'*Hylaeus signatus* peut

néanmoins rappeler celle d'autres espèces dans d'autres sous-genres, comme *Hylaeus nigrinus*. **Distribution.** La sous-espèce nominale *Hylaeus signatus signatus* (Panzer, 1798) est commune dans toute l'Europe occidentale et centrale, dans Balkans, dans les régions centrales de la partie européenne de la Russie. En dehors de l'Europe, elle est présente en Afrique du nord. La sous-espèce *Hylaeus signatus berlandi*, plus grande, a une distribution centrée sur la péninsule ibérique, mais on la trouve aussi à Madère où elle a été trouvée sur ses plantes-hôtes de prédilection (Smit & Smit, 2018). **Biologie.** Tout comme *Hylaeus variegatus*, cette espèce nicherait dans le sol, en utilisant des galeries abandonnées d'autres hyménoptères, mais également dans les tiges à moelle ou les tiges creuses de rosaces par exemple. Il s'agit d'une espèce polylectique mais qui affectionne particulièrement les *Reseda* (Résédacées).

- 75. *Hylaeus (Prosopis) stigmorhinus* (Pérez, 1896)
- 76. *Hylaeus (Prosopis) teruelus* (Warncke, 1981)
- 77. *Hylaeus (Prosopis) trinatoratus* (Pérez, 1895)
- 78. *Hylaeus (Prosopis) variegatus* (Fabricius, 1798)

Diagnose (Photo T50). Comme les autres espèces au sein du sous-genre *Prosopis*, celle-ci est de relativement grande taille pour un *Hylaeus* (6,5-7,5 mm). Contrairement à la majorité des autres espèces au sein du genre, *Hylaeus variegatus* présente un corps particulièrement coloré. Chez les femelles, le clypéus est généralement dépourvu de taches. Le thorax, par contre, est orné de macules nombreuses et complexes. La cuticule présente des sculptures grossières et rugueuses, avec une ponctuation distinctement profonde et éparse sur l'avant du mésonotum et sur les mésopleures. Le propodéum est pubescent, l'aire médiane du propodéum est brillante, avec de fines rides longitudinales et des arêtes transversales. Enfin, comme d'autres espèces au sein du sous-genre *Prosopis*, le tergite 1, sternite 1 et la base du tergite 2 sont rouges. Chez les mâles, les premiers tergites sont en général noirs, parfois rouges, éclaircis sur leur marge postérieure. Le scape est uniformément élargi, aplati et blanc sur plus ou moins la moitié de l'organe. Le masque facial est blanc, et le troisième sternite est pourvu de deux protubérances brillantes. Au sein du sous-genre *Prosopis*, plusieurs espèces sont très proches morphologiquement : *Hylaeus absolutus* et *Hylaeus meridionalis*. **Distribution.** La sous-espèce nominale *Hylaeus variegatus variegatus* est commune dans toute l'Europe, sauf dans les îles Britanniques et la Scandinavie. La sous-espèce *Hylaeus variegatus coriaceus* est limitée à la Région méditerranéenne et au Portugal. **Biologie.** Il s'agit d'une espèce un peu particulière puisque cette espèce polylectique nicherait plus volontiers dans le sol en utilisant des galeries abandonnées d'autres hyménoptères, bien que d'autres observations indiquent que cette espèce nidifie également dans les tiges à moelle ou les tiges creuses.

- 79. *Hylaeus (Spatulariella) alpinus* (Morawitz, 1867)
- 80. *Hylaeus (Spatulariella) cypricola* (Warncke, 1972)
- 81. *Hylaeus (Spatulariella) hyalinatus* Smith, 1842
- 82. *Hylaeus (Spatulariella) hyperpunctatus* (Strand, 1909)
- 83. *Hylaeus (Spatulariella) longimaculus* (Alfken, 1936)
- 84. *Hylaeus (Spatulariella) milossus* (Warncke, 1981)
- 85. *Hylaeus (Spatulariella) punctatus* (Brullé, 1832)
- 86. *Hylaeus (Spatulariella) sulphuripes* (Gribodo, 1894)

Documents de références

- Benoist R., 1957. Les Hyménoptères Apides des Ardennes. I. Les *Prosopis*. II. Les *Colletes*. *Bulletin de la Société d'Histoire Naturelle des Ardennes* 46: 28-29.
- Baugnée J.-Y., 1998. Notes faunistiques sur quelques Colletidae peu courants en Belgique (Hymenoptera Apoidea). *Lambillionnea* 98: 411-414.
- Dathe H.H., 1980. Die Arten der Gattung *Hylaeus* F. in Europa. *Mitt. zool. Mus. Berlin* 56: 207-294.
- De Grave D. & De Rycke S., 2015. *Hylaeus punctatus*, een nieuwe maskerbij voor België. *Hymenovariva* 11: 71-72.
- Holmström G., 2014. Svenska citronbin (*Hylaeus*) - med mask för ansiktet (The Swedische species of the genus *Hylaeus*). *Entomologisk Tidskrift* 125 (1-2): 1-25.
- Koster A., 1986. Het genus *Hylaeus* in Nederland (Hymenoptera, Colletidae). *Zoologische Bijdragen*, 36: 1-120.
- Leclercq J., 1964. Données pour un atlas des Hyménoptères d'Europe occidentale. I. Abeilles du genre *Prosopis*FABRICIUS. *Bulletin de l'Institut agronomiques et des Stations de Recherches de Gembloux* 32: 36-70.
- Notton D.G. & Dathe H.H., 2008. William Kirby's types of *Hylaeus*FABRICIUS (Hymenoptera, Colletidae) in the collection of the natural History museum, London. *Journal of Natural History* 42(27-28): 1861-1865.
- Ornoasa C.&Ortiz-Sanchez F.J., 2004. Hymenoptera, Apoidea I. En : Fauna Ibérica, vol. 23. Museo Nacional de Ciencias Naturales. CSIC Madrid, Espagne, 556 pp.
- Smit J.T. & Smit J., 2003. *Hylaeus signatus* (PANZER, 1798) new for the fauna of Madeira, with notes on its feeding behaviour (Hymenoptera: Apidae). *Entomofauna* 24(11): 165-168.J.
- Straka J.&Bogusch P., 2011. Contribution to the taxonomy of the *Hylaeus gibbus* species group in Europe (Hymenoptera, Apoidea and Colletidae). *Zootaxa* 2932 : 51-67.

NOMENCLATURE MORPHOLOGIQUE DES GÉNÉRALITÉS + ABEILLES ?

Singulier, pluriel pour les noms latins
Syn. mots synonymes

Orientation

Antérieur : qui est placé en avant du corps, vers la tête de l'animal.

Apex (adj. apical) : partie d'une structure la plus éloignée de son point de fixation.

Base (adj. basal) : partie d'une structure, d'un organe ou d'un appendice, la plus proche du point d'insertion.

Frontal : syn. antérieur.

Latéral : qui est placé sur le côté du corps ou de l'organe.

Médian : qui est situé, placé au milieu du corps ou de l'organe (cas de la 2^e paire de patte).

Postérieur : qui est placé vers l'extrémité du corps de l'animal.

Distal : syn. apical.

Terminologie morphologique

Abscisse : segment d'une nervure longitudinale de l'aile délimité par l'intersection avec des nervures transversales.

Acéphale : dépourvu de capsule céphalique.

Aculeata (aculéates) : infra-ordre d'insectes regroupant les espèces dont les femelles ont un ovipositeur modifié en aiguillon.

Aiguillon : chez les aculéates, appareil vulnérant présent uniquement chez la femelle et issu de la modification de l'ovipositeur ; dans ce groupe l'oviposition se fait par un orifice secondaire situé à la base de l'ovipositeur.

Aile antérieure : aile de la première paire articulée sur le mésothorax

Aile postérieure : aile de la deuxième paire articulée sur le métathorax

Aire basale : chez les abeilles, bande transversale de la marge antérieure d'un tergite du metasoma qui est cachée sous le tergite précédent.

Aire paraclypéale : zone de la face située entre le clypeus et le bord interne des yeux.

Aire supraclypéale : zone de la face située juste au-dessus du clypeus

Anale (nervure/cellule A) : 1 à 3 nervure(s) longitudinale(s) de l'aile située(s) en arrière de la nervure cubitale. Ou 1 à 2 cellule(s) située(s) en arrière des nervures anales.

Anellus (pl. anelli) : premier article du flagelle en forme d'anneau étroit. Un ou plusieurs anelli peuvent être présents à la base du flagelle de certains Hyménoptères.

Anneau basal : voir cupule.

Antéfurcal : se dit d'une nervure transverse quand son intersection avec une nervure longitudinale est décalée vers la base de l'aile par rapport à l'intersection de la nervure antérieure la plus proche.

Antenne : appendice sensoriel céphalique, pair et segmenté, inséré entre les yeux composés et formé de trois articles ayant une musculature propre (scape, pédicelle et flagelle).

Apocrita (apocrites) : sous ordre d'insectes regroupant les espèces présentant un rétrécissement (parfois indistinct extérieurement) entre le mésosome et le métasome.

Apode : dépourvu de pattes.

Apodème : invagination chitineuse du tégument sur laquelle s'insèrent des muscles

Appendice mésoscutellaire : chez les symphytes, subdivision postérieure du mesoscutellum, généralement en forme de croissant, qui surplombe le mesopostnotum.

Aptère : dépourvu d'aile.

Arolium (pl. arolia) : lobe en forme de coussinet présent entre les griffes tarsales (voir prétarse)

Articulation : Point mobile ou espace entre deux articles, sclérites ou segments du corps, réunis par une membrane articulaire.

Axille (axilla, pl. axillae, adj. axillaire) : sclérite triangulaire pair séparant latéralement le scutellum du sillon transcutal.

Basitarse : premier article du tarse.

Brachyptère : pourvu d'ailes de taille réduite.

Bulbe : chez les aculéates, base renflée de la valve supérieure de l'aiguillon. Voir stylet, 2^e gonapophyse

Calcar : éperon interne courbe et parfois bordé de soie du protibia qui fait face à une dépression du probasitarse. Voir pecten, strigile.

Capsule céphalique : squelette externe de la tête d'un insecte.

Cardo : premier article de la maxille, articulé dorsalement à l'hypostome et ventralement au stipes.

Carène : arête du squelette externe, plus ou moins large et saillante.

Carène génale : partie ventrale de la carène occipitale.

Carène hypostomale : carène de la face dorsale de la tête qui sépare l'hypostome de joue et de la postgena.

Carène occipitale : carène de la face postérieure de la tête qui sépare l'occiput du vertex et des joues; la partie ventrale de cette carène est parfois appelée carène génale. Syn. sillon occipital.

Carène postoccipitale : carène de la face postérieure de la tête qui entoure le foramen magnum. Syn. sillon postoccipital.

Carène préoccipitale : carène transverse reliant les yeux et passant par le bord postérieur des ocelles latéraux.

Cavité antennaire : syn. torulus.

Cavité orale : orifice ventral (ou antérieur) de la capsule céphalique dans lequel sont disposées les pièces buccales. Syn. foramen oral.

Cellule alaire : portion de la membrane alaire limitée par des nervures. La cellule est dite fermée quand elle est entièrement bordée de nervures, et ouverte si un de ses côtés n'est pas fermé par une nervure. Nomenclature des cellules alaires, voir Figure 6.

Cellule : voir cellule alaire.

Cenchrus (pl. cenchri) : Chez les symphytes, structure paire, circulaire ou ovale, présente à l'angle antérieur du metascutum ; elle sert à maintenir les ailes le long du corps au repos.

Cerque : appendice sensoriel pair du 10^e tergite abdominal; il est généralement couvert de soies. Avec la réduction des derniers tergites abdominaux, les cerques des Hyménoptères semblent souvent rattachés à un segment plus antérieur.

Champ ocellaire : surface paire comprise entre le sommet de l'œil et l'ocelle latéral.

Chela (pl. chelae) : chez les femelles de Dryinidae, pince de la patte antérieure formée par le dernier tarsomère se repliant sur la griffe.

Clava (pl. clavae) : syn. massue

Clypeus (adj. clypeal) : sclérite médian de la tête situé juste au-dessus des pièces buccales.

Constriction : rétrécissement au niveau d'un segment ou d'un article

Corbeille : chez les Apinae, zone lisse et concave de la face externe du metatibia bordée de franges latérales de longues soies et d'un peigne apical de courtes soies ; elle sert de réceptacle pour le transport du pollen (panier à pollen). Voir scopa.

Corbicule : syn. corbeille

Costale (nervure/cellule C) : nervure longitudinale bordant la marge antérieure de l'aile. Ou première cellule (ouverte ou fermée) de la marge antérieure de l'aile; chez les microhyménoptères à nervation simplifiée : cellule ouverte située en avant de la nervure submarginale.

Coussinet tarsal : petit lobe membraneux à l'extrémité ventrale des tarsomères 1-4.

Coxa (pl. coxae, adj. coxal) : premier article de la patte articulé sur le mesosoma à la base et au trochanter à l'apex. Syn. hanche.

Cubitale (nervure/cellule Cu) : nervure longitudinale de l'aile située en arrière de la nervure médiale. Ou cellule située entre les nervures cubitale et anale.

Cupule (cupula) : syn. gonobase.

Dard : syn. aiguillon

Dépression apicale : chez les abeilles, bande transversale qui borde la marge apicale d'un tergite du metasoma.

Digitus (pl. digiti) : sclérite pair des genitalia mâles ; élément de la volsella articulé latéralement avec le parossiculus. Syn. gonossiculus.

Disque : chez les abeilles, bande transversale d'un tergite du metasoma qui s'étend de l'aire basale jusqu'à la dépression apicale.

Distance malaire : distance minimale entre le bord ventral de l'œil et la base de la mandibule. Le rapport entre cette distance et la hauteur de l'œil ou la largeur de la mandibule à sa base sert à distinguer certaines espèces d'Hyménoptères.

Ectoparasitoïde : parasitoïde dont la larve se développe à l'intérieur du corps de son hôte.

Édéage : organe copulatoire des genitalia mâles qui est introduit dans les voies génitales femelles ; il est composé des valves du pénis et de l'endophallus. Voir penisvalva.

Elytre : aile antérieure plus ou moins sclérifiée de certains insectes (Orthoptères, Coléoptères....)

Enclos propodéal : chez les abeilles, face dorsale du propodeum parfois limitée par des carènes ou des angles plus ou moins émoussés.

Endogé : qui vit ou qui est présent dans le sol.

Endoparasitoïde : parasitoïde dont la larve se développe fixée sur le corps de son hôte.

Endophallus : tissu conjonctif connectant le gonopore avec le phallosome.

Endophyte : se dit d'une larve d'insecte se développant à l'intérieur de tissus végétaux.

Endoptérygote : insecte Ptérygote à métamorphose complète dont les ébauches alaires sont invisibles chez la larve et n'apparaissent qu'après la mue nymphale.

Eperon : extension de la cuticule en forme d'épine inséré sur un appendice au niveau d'une fossette articulaire. Un ou deux éperons sont généralement présents à l'apex du tibia.

Eruciforme ; se dit d'une larve ressemblant à une chenille. C'est le cas des larves des symphytes qui se distinguent des chenilles de Lépidoptères par la présence d'au moins 5 paires de fausses-pattes.

Espace malaire : surface comprise entre le bord ventral de l'œil et la base de la mandibule ; sa largeur est celle de la base de la mandibule.

Eucéphale : se dit d'une larve possédant une capsule céphalique.

Exodonte : se dit de mandibules dont les dents sont tournées vers l'extérieur et ne se superposent pas quand les mandibules sont fermées.

Exophyte : se dit d'une larve vivant à la surface des végétaux.

Face inférieure (face s.s.) : chez les symphytes et les aculéates, surface de la tête s'étendant entre les yeux composés, de la base des toruli à la marge dorsale du clypeus.

Face latérale : chez les abeilles, zone latérale d'un tergite metasomal qui est repliée ventralement de part et d'autre du tergite.

Face : chez les symphytes et les aculéates, surface de la tête s'étendant entre les yeux composés, des ocelles à la cavité orale (face s.l.). Chez les Parasitica, surface de la tête s'étendant entre les yeux composés, des toruli à la marge dorsale du clypeus (face s.s.).

Fémur (adj. fémoral) : troisième article de la patte, entre trochanter et tibia. Voir trochantellus.

Filiforme : se dit d'une antenne longue et fine dont le flagelle est formé d'articles tubulaires.

Flabellum : Chez les abeilles, courte extrémité dilatée de la glosse.

Flagelle (adj. flagellaire) : troisième article de l'antenne articulé à sa base avec le pédicelle et presque toujours subdivisé en flagellomères (segmentation secondaire).

Flagellomère : subdivision secondaire du flagelle. Les flagellomères sont numérotés successivement à partir de la base du flagelle. Voir massue, funicule.

Flagellum (pl. flagella, adj. flagellaire) : syn. flagelle.

Foramen coxal : orifice latéroventral du thorax dans lequel s'insère la coxa.

Foramen magnum : orifice à l'arrière de la capsule céphalique. Syn foramen occipital.

Foramen occipital : syn. foramen magnum.

Foramen oral : syn. cavité orale

Foramen propodeal : orifice postérieur du mesosoma, s'ouvrant à l'apex du propodeum.

Foramen : orifice postérieur d'un tagme ou d'un article par lequel passent divers organes (nerfs, trachées etc.).

Fossette tentoriale antérieure : petite dépression paire située à l'angle dorsolatéral du clypeus. Elle correspond à une invagination cuticulaire qui forme à l'intérieur de la capsule céphalique un des bras antérieurs du tentorium.

Fourreau : pièce des genitalia femelles ; paire de gonoplaques protégeant l'ovipositeur au repos. Syn. gaine.

Funicule (adj. funiculaire) : partie plurisegmentée du flagelle portant la massue. Voir antenne.

Gaine : syn. fourreau.

Galea : troisième article de la maxille, articulé dorsalement au stipe.

Galligène : se dit d'un insecte dont la larve endophyte a induit la formation d'une galle dans laquelle elle se développe en en consommant les tissus.

Gena (pl. genae, adj. général) : syn. joue.

Géniculé : se dit d'une antenne coudée entre le scape et le pédicelle.

Genitalia : pièces externes sclérifiées de l'appareil reproducteur.

Glande à venin : chez les aculéates, glande reliée à l'aiguillon et produisant du venin. Chez les autres Hyménoptères, glande reliée à l'ovipositeur et produisant du venin et/ou diverses substances permettant à l'insecte de paralyser sa proie (parasitoïdes), d'induire le développement d'une galle (Cynipidae) ou encore de favoriser le développement d'un champignon symbiotique (certains symphytes).

Glande acide : syn. glande à venin

Glande alcaline : syn. glande de Dufour.

Glande de Dufour : glande impaire ventrale associée à l'appareil vulnérant et dont la sécrétion joue un rôle tampon par rapport au venin. Chez les fourmis et les guêpes sociales cette glande produit des phéromones intervenant dans la communication sociale. Chez les abeilles, elle sécrète des lubrifiants facilitant la ponte.

Glosse (glossa, pl. glossae) : lobe médian pair du labium fusionné avec le lobe opposé ; l'ensemble est articulé à l'apex du prementum.

Gonandulum (pl. gonandula) : sclérite triangulaire pair des genitalia femelles qui s'articule avec la 1^{re} gonapophyse. la seconde gonocoxa et le tergite 9. Syn. 1^{er} valvifère.

Gonapophyse 1 : sclérite pair des genitalia femelles articulé au gonandulum et constituant la valve inférieure de l'ovipositeur. Les deux valves inférieures coaptées à la gouttière dorsale (valves supérieures fusionnées) coulissent d'avant en arrière pour pénétrer dans les tissus de la plante, de la proie ou de l'ennemi. Syn. : valvula 1, valve ventrale, lancette, stylet.

Gonapophyse 2 : sclérite pair des genitalia femelles articulé avec la seconde gonocoxa. Les gonapophyses 2 sont fusionnées longitudinalement en une gouttière constituant la valve supérieure de l'ovipositeur à laquelle sont coaptées les valves inférieures mobiles. Syn. valvula 2, valve dorsale.

Gonobase : anneau sclérifié qui entoure la base des pièces génitales mâles; il est connecté vers l'arrière aux latimères et vers l'avant au sternite abdominal 9 par des muscles et du tissu conjonctif. Syn. cupule.

Gonocoxa 1 (pl. gonocoxae) : sclérite pair des genitalia femelles d'un insecte articulé à sa base avec le tergite abdominal 8. Chez les Hyménoptères, cette pièce a disparu.

Gonocoxa 2 (pl. gonocoxae) : sclérite pair des genitalia femelles articulé à sa base avec le tergite abdominal 9 et à l'apex avec le gonandulum. Syn. : valvifère 2.

Gonocoxite : syn. latimère ou gonostipe.

Gonoforceps : pièce des genitalia mâle correspondant à la fusion de la harpe avec le gonostipe. Voir latimère.

Gonoplaque : expansion postérodorsale paire articulée à la 2^{de} gonocoxa et constituant, avec la pièce symétrique, la gaine de l'ovipositeur. Syn. valvula 3.

Gonopore : chez la femelle, orifice de ponte situé à la base des 1^{res} gonapophyses ; chez les aculéates, il s'ouvre en avant de l'aiguillon. Chez le mâle, orifice du canal éjaculateur.

Gonosquama (pl. gonosquamae) : syn. harpe.

Gonossiculus (pl. gonossiculi) : syn. digitus.

Gonostipe : sclérite des genitalia mâles formant la base du latimère ; il est articulé à la harpe, distale. Syn. latimère (terminologie ancienne).

Gonostyle : syn. harpe.

Gradulus (pl. graduli) : carène transverse dirigée vers l'angle postérolatéral d'un tergite du metasoma.

Griffe : éperon pair recourbé inséré à l'apex du dernier tarsomère de part et d'autre de l'arolium ; la griffe peut être simple, bifide à son extrémité ou encore pectinée.

Habitus : Apparence générale de l'animal (dessin ou photo de l'animal en son entier)

Hamule (hamulus, pl. hamuli) : petit crochet du bord antérieur de l'aile postérieure. La rangée de hamules s'insinue dans une gouttière de l'aile antérieure pour maintenir les deux ailes accrochées pendant le vol. Ce dispositif est caractéristique des Hyménoptères.

Hanche : syn. coxa.

Holometabola (Holométaboles) : super-ordre d'insectes qui regroupe, au sein de la sous-classe des Pterygota, toutes les espèces endoptérygotes. Les insectes holométaboles sont dits « à métamorphoses complètes ».

Hypognathe : se dit d'une tête insérée plus ou moins perpendiculairement à l'axe du corps de sorte que les pièces buccales sont en position ventrale. Voir orthognathe.

Hypopygium : dernier sternite abdominal visible qui couvre ventralement les pièces génitales.

Hypostome : partie postérieure de la tête qui sépare ventralement le foramen magnum de la cavité orale.

Imago (adj. imaginal) : stade adulte de l'insecte. Les stades qui précèdent la mue imaginale (œuf, larve, nymphe) sont dit préimaginaux.

Interfural : se dit d'une nervure transverse dont l'intersection avec une nervure longitudinale se fait au même niveau que la nervure située antérieurement.

Joue : Partie latérale de la tête située entre le bord externe de l'œil composé et la carène occipitale ; elle est limitée dorsalement par le vertex et ventralement par la cavité orale et le sillon malaire. Syn. gena. Voir espace malaire.

Labium (adj. labial) : pièce buccale impaire résultant de la fusion de la seconde paire de maxilles (ancestrale chez les arthropodes) et formant la lèvre postérieure de l'armature buccale. Le labium, articulé à la base avec les maxilles, comprend plusieurs pièces (submentum, mentum, prementum, glosses, paraglosses, palpes maxillaires) dont l'extension varie selon les espèces.

Labre : sclérite céphalique (lèvre antérieure) articulé dorsalement avec le clypeus et recouvrant l'appareil buccal lorsque celui-ci est replié dans la cavité buccale.

Lancette : chez les aculéates, synonyme de 1^{re} gonapophyse

Langue : syn. ligule

Latimère : pièce des genitalia mâles articulée avec la gonobase et constituée d'un gonostipe basal et d'une harpe distale.

Ligne parapsidale : syn. sillon parapsidal.

Langue : extrémité du labium comprenant glosse et paraglosses.

Ligule : syn. langue

Lobe jugal : chez certains Hyménoptères, lobe délimité à base de l'aile postérieure par un pli et une incision plus ou moins marquée de la marge postérieure de l'aile. Syn. lobe vannal.

Lobe vannal : syn. lobe jugal.

Lobe mesoscutal latéral : lobe pair du mesoscutum situé à la marge extérieure d'un notaulus.

Lobe mesoscutal médian : lobe impair du mesoscutum délimité latéralement par les notauli.

Lobe plantaire : voir coussinet tarsal.

Lobe pronotal : extension postérolatérale du pronotum

Lorum : voir submentum

Mandibule : pièce buccale paire antérieure généralement pourvue d'une ou plusieurs dents, et s'articulant à la capsule céphalique entre labre et maxille.

Marginale (cellule 2R1) : nom donné à la cellule (ouverte ou fermée) située à l'apex antérieur de l'aile, après le stigma, s'il existe.

Marginale (nervure M) : chez les microhyménoptères à nervation simplifiée : portion médiane de la nervure longitudinale de l'aile antérieure qui longe le bord de l'aile ; elle est suivie parfois par un épaississement, le stigma.

Massue : extrémité dilatée de l'antenne formée par l'épaississement d'un ou plusieurs flagellomères apicaux. Syn. clava. Voir aussi funicule.

Maxille : pièce buccale paire médiane formée de plusieurs articles (cardo, stipes, galea, palpe maxillaire) ; située entre mandibule et labium, elle est articulée à l'hypostome et au labium.

Médiale (nervure/cellule(s) M) : nervure longitudinale de l'aile située en arrière de la nervure radiale. Ou cellule située entre les nervures médiale et cubitale.

Membrane articulaire : Membrane de cuticule souple qui relie deux articles ou segments du corps.

Mentum : article du labium articulé à la base avec le submentum, à l'apex avec le prementum et latéralement avec la base des maxilles.

Mesepisternum : partie postérieure de la mésopleure quand celle-ci est divisée en deux parties. Voir mesopleuron.

Meso- : préfixe faisant référence aux pièces et appendices faisant partie du mésothorax.

Mesonotum (adj. mésonotal) : partie dorsale du mésothorax.

Mésopleure (mesopleuron ; pl. mesopleura) : partie latérale du mésothorax. Voir pleure. Ou partie antérieure de la mésopleure quand celle-ci est divisée en deux parties, mesopleuron antérieur et mesépisternum postérieur. Voir pleure.

Mesopostnotum : chez les symphytes, sclérite du mesonotum situé en arrière du scutellum.

Mesoscutum (adj. mésoscutal) : sclérite basal du mesonotum en avant du scutellum.

Mesosoma (mésosome, adj. mésosomal) : chez les Apocrita, partie médiane du corps composée du thorax fusionné au propodeum.

Mesosternum (adj. mesosternal) : partie ventrale du mésothorax visible seulement chez les Xyelidae. Chez les autres Hyménoptères il se présente sous la forme d'un sillon médian.

Mésothorax : n.m. : seconde division, la plus large, du thorax portant la seconde paire de pattes et la première paire d'ailes si l'insecte est ailé.

Meta- : préfixe faisant référence aux pièces et appendices faisant partie du metathorax (ex. métafémur : fémur de la patte postérieure).

Metapleure (metapleuron, pl. metapleura ; adj. métapleural) : partie latérale du metathorax fusionnée dorsalement avec le propodeum.

Metapostnotum : sclérite postérieur du métanotum des symphytes, situé entre le metascutellum et le premier tergite abdominal.

Metascutellum : sclérite médian du métanotum des symphytes, situé entre metascutum et metapostnotum.

Metascutum : sclérite antérieure du métanotum des symphytes, situé entre mesopostnotum et metascutellum.

Metasoma (métasome, adj. métasomal) : chez les apocrites, partie postérieure du corps composée de 10 segments (ou moins si certains segments sont fusionnés). Et n'incluant pas le premier segment abdominal ou propodeum qui est fusionné au thorax pour former le mesosoma ; le propodeum est relié au reste de l'abdomen par une articulation plus ou moins mobile.

Gastre (gaster, adj. gastral) : syn. metasoma.

Metasternum (adj. métasternal) : désigne en général la face ventrale du métathorax qui correspond chez les Hyménoptères à la partie ventrale des métapleures. Le metasternum est généralement invaginé et donc invisible chez les Hyménoptères, sauf chez les Xyelidae.

Métathorax : troisième division du thorax portant la troisième paire de pattes et la seconde paire d'ailes si l'insecte est ailé. Le métathorax est articulé postérieurement avec l'abdomen chez les symphytes, et fusionné avec le propodeum chez les apocrites.

Mycophage : se dit d'une larve qui consomme des champignons.

Nervulus : chez certains apocrites, nervure transverse (1cu-a) de l'aile antérieure qui est plus ou moins dans le prolongement de la nervure médiale (M). Voir Fig. 40.

Nervure : structure creuse tubulaire plus ou moins sclérifiée qui soutient la membrane alaire.

Notaule (notaulus, pl. notauli) : paire de sillons longitudinaux sublatéraux convergeant vers l'arrière et divisant le mesoscutum en un lobe mésoscutal médian et deux lobes mésoscutaux latéraux.

Notum (pl., nota, adj. notal) : tergite thoracique, généralement divisé, de l'avant vers l'arrière, en scutum, scutellum et parfois postnotum.

Nymphe (adj. nymphal) : stade préimaginal immobile de l'insecte holométabole qui précède le stade adulte.

Occiput (adj. occipital) : Partie postérieure de la tête en arrière du vertex. Si la carène occipitale est présente, l'occiput est la surface entre cette carène et le sillon (carène) postoccipital(e).

Ocelle (adj. ocellaire) : œil simple situé sur le dessus de la tête. Les ocelles des Hyménoptères sont généralement au nombre de 3 : un ocelle médian antérieur, et deux latéraux postérieurs.

Œil composé : organe sensoriel pair composé d'un grand nombre de facettes correspondant à des unités réceptrices photosensibles, les ommatidies.

Ommatidie : unité réceptrice photosensible en forme de cône allongé. Sa cornée externe, à surface le plus souvent hexagonale, est l'une des nombreuses facettes de l'œil composé.

Orthognathe : se dit d'une tête insérée plus ou moins dans l'axe du corps de sorte que les pièces buccales sont dirigées vers l'avant. Voir hypognathe.

Ovaire : organe reproducteur femelle pair composé chez les insectes de nombreux ovarioles.

Ovariole : filament unitaire de l'ovaire des insectes comprenant une succession d'ovocytes différents stades de développement

Oviducte : conduit qui achemine les ovocytes de l'ovaire vers la bourse copulatrice ; les oviductes latéraux partant de chaque ovaire fusionnent en un oviducte médian qui s'ouvre dans la bourse copulatrice.

Ovipositeur : organe femelle servant à déposer les oeufs ; il est composé des paires de valvules 1, 2 et 3 et des paires de valvifères 1 et 2 ; l'ensemble est articulé sur le tergite abdominal 9. Chez les aculéates, l'ovipositeur est transformé en aiguillon vulnérant et la ponte se fait par un orifice situé à la base de l'aiguillon. Syn. tarière, scie.

Palpe labial : appendice pair du labium, inséré sur le prementum de part et d'autre des paraglosses, et composé de 1 à 4 palpomères.

Palpe maxillaire : appendice de la maxille, inséré sur le stipe et composé de 3 à 6 palpomères.

Palpomère : segment d'un palpe maxillaire ou labial.

Paraglosse : lobe latéral pair du labium, articulé à l'apex du prementum, de part et d'autre de la glosse.

Paramère : syn. harpe ou latimère.

Parasite : animal qui se nourrit aux dépens d'un autre animal sans entraîner généralement sa mort.

Parasitoïde : insecte qui se nourrit à l'état larvaire aux dépens d'un autre arthropode vivant et actif, ou paralysé, et qui provoque la mort de son hôte, généralement juste avant de se nymphoser.

Protélien : se dit d'un animal dont seuls les stades préimaginaux sont parasites.

Parossiculus (pl. parossiculi) : sclérite de la vosella, relié à la base par un tissu conjonctif au gonostipe et articulé latéralement avec le digitus.

Pectiné : se dit d'une antenne dont certains articles du flagelle sont pourvus d'une expansion latérale.

Pectus : chez les symphytes, pli de la pleure marquant la séparation entre face ventrale et face latérale.

Pédicelle : second article de l'antenne articulé à la base avec le scape et à l'apex avec le flagelle.

Peigne : série de dents qui ornent les tarsi antérieurs ou les griffes de certains Hyménoptères.

Pecten : syn. peigne

Penisvalva (pl. penisvalvae) : sclérite médian des genitalia mâle, entourant l'extrémité du canal éjaculateur et l'endophallus. syn. valves du pénis

Pétiole (adj. pétiolé) : chez les apocrites, premier tergite du metasoma en forme de pédoncule plus ou moins rétréci antérieurement et/ou postérieurement.

Phallosôme : fente située à l'extrémité du pénis qui permet l'éjaculation du sperme.

Phyllophage : qui consomme le feuillage d'un végétal.

Pièce buccale : appendice céphalique de l'appareil buccal articulé sur la cavité orale. L'appareil buccal des insectes comprend 5 pièces : deux pièces paires, mandibules et maxilles et une pièce impaire, le labium ou lèvre postérieure. Elles sont recouvertes à l'avant par une expansion céphalique, le labre, ou lèvre supérieure. La forme des pièces buccales varie en fonction du régime alimentaire de l'insecte.

Plateau basitibial : chez les abeilles, zone aplatie à la base du tibia postérieur.

Plateau pygidial : chez les abeilles, aire spécialisée du dernier tergite visible du metasoma, généralement aplatie et limitée latéralement par sillon ou une carène.

Pleure (pleuron, pl. pleura, adj. pleural): partie latérale d'un segment du thorax; la propleure occupe la face latérale du prothorax, tandis que méso- et métapleure se prolongent sur la face ventrale du méso- et du métathorax.

Pont basivolsellaire : chez certains Hyménoptères, pont sclérifié des genitalia mâles reliant la base des volselles

Postfurcal : se dit d'une nervure transverse quand son intersection avec une nervure longitudinale est décalée vers l'apex de l'aile par rapport à celle de la nervure antérieure la plus proche.

Postgena (pl. postgenae) : Partie ventrale de l'occiput située en dessous du foramen occipital.

Postmarginale (nervure PM) : chez les microhyménoptères à nervation simplifiée : portion terminale de la nervure longitudinale de l'aile antérieure située au-delà de la bifurcation avec la nervure stigmale.

Postmentum : voir submentum.

Postocciput (adj. postoccipital) : Partie postérieure de la tête, en forme de fer à cheval, qui entoure le foramen magnum ; elle est limitée dorso-latéralement par le sillon (carène) postoccipital(e).

Préfurcal : se dit d'une nervure transverse dont l'intersection avec une nervure longitudinale est décalée vers l'apex de l'aile par rapport à celle de la nervure antérieure la plus proche.

Préimaginal : se dit d'un stade de développement de l'insecte précédant le stade adulte (œuf, larve, nymphe). Voir imago.

Prementum : article du labium articulé à la base avec le mentum et à l'apex avec les glosses, paraglosses et palpes labiaux.

Prepectus (pl. prepecti) : sclérite pair du thorax situé entre pronotum and mesepisternum.

Prétarse : segment terminal de la patte, portant une paire de griffes latérales et un arolium médian.

Pro- : préfixe faisant référence aux pièces et appendices associés au prothorax.

Prognathe : se dit d'une tête insérée plus ou moins dans l'axe du corps de sorte que ses pièces buccales sont dirigées vers l'avant

Pronotum (adj. pronotal) : sclérite dorsal du prothorax; chez la plupart des Hyménoptères, il s'étend aussi sur les faces latérales du prothorax.

Propleure (propleuron): Partie latérale du prothorax, située chez les Hyménoptères en position ventrolatérale, en avant du pronotum.

Propodeum (adj. propodeal) : Chez les Apocrita, premier tergite abdominal fusionné au métathorax et généralement articulé au reste de l'abdomen ou metasoma au niveau d'un étranglement.

Prosoma : syn. tête.

Prosternum (adj. prosternal) : sclérite ventral du prothorax, entre les propleures.

Prothorax : première division du thorax portant la première paire de pattes.

Pterostigma : syn. stigma.

Pulville tarsale : voir coussinet tarsal.

Pygidium (adj. pygidial) : dernier tergite visible du metasoma.

Radiale (nervure/cellule (s) R): nervure longitudinale de l'aile située en arrière de la nervure subcostale (elle est parfois fusionnée à la costale et la subcostale). Ou cellule située entre les nervures radiale et médiale.

Radicule : base du scape articulée avec le torulus et parfois nettement séparée du reste du scape par une constriction.

Radius (nervure R1) : ramification antérieure de la nervure radiale qui suit le bord antérieur de l'aile au delà du stigma. La cellule située en arrière du radius (2R1) est souvent appelée cellule marginale.

Saprophage : qui se nourrit de matière en décomposition.

Scape : premier article de l'antenne articulé à la base avec le torulus et à l'apex avec le pédicelle.

Scapule (scapula, pl. scapulae) : syn. Lobe mesoscutal latéral

Sclérite : Partie sclérifiée du tégument limitée par des sutures ou des membranes articulaires.

Sclérite axillaire : un des sclérites de la base de l'aile permettant les mouvements du vol.

Scopa (pl. scopae) : chez les abeilles, brosse de poils permettant le transport des grains de pollen ; elle est située sur le tibia et le tarse de la patte postérieure, sauf chez les *Mechachilidae* chez qui la scopa est présente sur la face ventrale du metasoma.

Scutellum (adj. scutellaire) : sclérite médian du mesonotum ou du metanotum, situé en arrière du scutum. Chez les apocrites, seul le mesoscutellum est distinct et nommé scutellum. Chez les symphytes, mesoscutellum et metascutellum sont distincts.

Secteur radial (nervure/cellule(s) Rs) : ramification postérieure de la nervure radiale. Ou cellule(s) situées entre les deux branches de la nervure radiale.

Séminivore : se dit d'une larve consommant des graines.

Sensille (sensillaire) : organe sensoriel en fore de poil, soie, cône, plaque, pore, etc...) qui perçoit les informations de l'environnement grâce à ses récepteurs mécaniques, chimiques, thermiques etc.

Sessile : dépourvu de pédoncule. Chez les apocrites à mesosoma sessile, l'étranglement entre le propodeum et le reste du mesosoma est peu ou pas visible.

Sillon épistomal : sillon (parfois absent) limitant latérodorsalement le clypeus.

Sillon frontoclypéal : voir sillon épistomal

Sillon malaire : sillon joignant le bord ventral de l'œil à la cavité orale, près de l'articulation antérieure de la mandibule.

Sillon mésoscutal médian : sillon s'étendant le long de la ligne médiane du lobe médian du mesoscutum et séparant celui-ci en deux lobes mésoscutaux médians.

Sillon parapsidal : sillon longitudinal parfois présent sur le lobe mesoscutal latéral.

Sillon postoccipital : Sillon de la face postérieure de la tête situé au niveau de la carène postoccipitale.

Sillon prescutal : syn. sillon transcupal.

Sillon scutoscutellaire : syn. sillon transcupal.

Sillon subantennaire : synonyme de suture subantennaire

Sillon subantennaire : voir suture subantennaire

Sillon transcupal : ligne (parfois articulée) qui sépare le mesoscutum du scutellum.

Soie : fine extension de la cuticule en forme de poil articulé dans une ponctuation du tégument.

Sous-costale (nervure Sc) : nervure longitudinale de l'aile située en arrière de la nervure costale et qui la rejoint à son extrémité (elle est parfois fusionnée à la costale).

Spatha : chez les abeilles zone sclérifiée de la base dorsale de l'édéage.

Spermathèque : réservoir de l'appareil génital femelle recevant les spermatozoïdes lors de l'accouplement. La femelle en contrôle l'ouverture pour féconder ou non ses œufs.

Stade préimaginal : stade de développement (œuf, larve, nymphe) d'un insecte précédant le stade adulte.

Sternite n.m. (adj. sternal) : partie sclérotisée d'un sternum. Chez les apocrites, la numérotation des sternites abdominaux commence avec le premier segment du metasoma (sternite 1 = second segment abdominal).

Sternum (pl. sterna ; adj. sternal) : partie ventrale d'un segment thoracique ou abdominal. Chez les Hyménoptères, ce terme concerne le prothorax (prosternum), et les segments de l'abdomen (symphytes) ou du metasoma (apocrites) ; les meso- et metasternum sont considérés comme invaginés dans le thorax.

Stigma : syn. Épaississement triangulaire de la marge antérieure de l'aile antérieure situé à l'apex de la nervure costale. Chez certains microhyménoptères à nervation simplifiée, épaississement de l'apex de la nervure stigmale. Syn. pterostigma.

Stigmale (nervure S) : chez les microhyménoptères à nervation simplifiée : ramification de la nervure longitudinale de l'aile antérieure qui s'écarte du bord de l'aile et se termine parfois par un épaississement ou stigma.

Stigmate : ouverture du système respiratoire trachéen sur une face latérale du thorax ou d'un tergite abdominal.

Stipe : second article de la maxille, articulé dorsalement au cardo et ventralement à la galea ; il porte latéralement le palpe maxillaire.

Strigile : organe formé du probasitarse et de son éperon servant au nettoyage des antennes

Stylet : chez les aculéates, extrémité de la valve supérieure de l'aiguillon. Voir bulbe, 2^e gonapophyse. Chez les symphytes, synonyme de 1^{re} gonapophyse.

Submarginale (cellules) : nom donné communément (chez les abeilles notamment) aux cellules (1R1, 1Rs ou 2Rs) situées en arrière du stigma. Voir R1, RS.

Submarginale (nervure SM) : chez les microhyménoptères à nervation simplifiée : portion basale de la nervure longitudinale de l'aile antérieure ; elle est séparée du bord antérieur de l'aile par une cellule costale C ouverte.

Submentum (postmentum) : premier article du labium en forme plaque aplatie articulée latéralement avec la base des maxilles et à l'apex avec le mentum. Chez les apoïdes, ce sclérite a souvent la forme d'un V (appelé aussi lorum) dont chaque bras est articulé avec le cardo d'une maxille et la partie médiane avec le mentum.

Sulcus (pl. sulci) : syn. sillon mésoscutal médian.

Suture antennaire : syn. suture subantennaire.

Suture subantennaire : impression de la face reliant le torulus au clypeus.

Symphyta (symphytes) : sous ordre d'insectes regroupant les espèces ne présentant pas de rétrécissement entre le mesosoma et le metasoma.

Syntergite : sclérite formé par la fusion de plusieurs tergites abdominaux.

Tagme : grande région du corps, morphologiquement distincte et spécialisée, formée par la fusion (cas de la tête ou du mesosoma) ou la jonction articulée de plusieurs segments (cas du metasoma).

Tarière : ovipositeur des symphytes et des parasitoïdes servant à insérer les œufs dans les tissus végétaux ou animaux. Voir genitalia femelles.

Tarse (adj. tarsal) : 5^e et dernier article de la patte, articulé à la base avec le tibia, et divisé en tarsomères (5 généralement, mais seulement 3 ou 4 dans certains groupes).

Tarsomère : subdivision du tarse. Chaque tarse comprend 3 à 5 tarsomères.

Tegula (adj. téglulaire) : petit sclérite en forme d'écaille qui recouvre la base de l'aile antérieure.

Tentorium (adj. tentorial) : endosquelette céphalique en forme de H résultant d'invaginations du tégument qui se rejoignent et assurent la rigidité de la tête.

Tergite : partie sclérotisée d'un segment abdominal. Par habitude chez les apocrites, le terme de tergite employé seul ou suivi d'un chiffre fait référence au métasome: le 1^{er} tergite du métasome des apocrites est le 2^e tergite abdominal.

Tergum (adj. tergal) : sclérite dorsal d'un segment abdominal

Tête : Premier tagme du corps d'un insecte formé de 3 segments céphaliques fusionnés en une capsule rigide portant les antennes et les pièces buccales.

Thorax : seconde division principale (tagme) du corps, entre tête et abdomen, à laquelle sont rattachés les ailes et les pattes. Le thorax est divisé en trois grandes parties: pro-, meso- et métathorax. (voir aussi mesosoma, propodeum).

Tibia (adj. tibial) : Quatrième article de la patte articulé à la base avec le fémur et à l'apex avec le tarse. Son extrémité porte souvent un ou deux épérons articulés.

Torulus (pl. toruli) : cavité paire de la capsule céphalique, entre face antérieure et front, dans laquelle s'articule la base de l'antenne. Syn. Cavité antennaire, avéolus.

Trochantellus (pl. trochantelli) : extrémité basale du femur séparée du reste du femur par un sillon qui donne l'impression qu'il s'agit d'un deuxième trochanter.

Trochanter : second article de la patte articulé à sa base avec la coxa et à l'apex avec le fémur.

Tyloïde : plage sensorielle plus ou moins allongée et épaissie présente sur la face ventrale de certains segments du flagelle.

Valve dorsale : synonyme de valve supérieure.

Valve du pénis : pièce paire du pénis divisée en valvura basale et valviceps distal.

Valve inférieure : synonyme de 1^{re} gonapophyse

Valve supérieure : pièce en forme de gouttière des genitalia femelles issue de la fusion longitudinale des 2^e gonapophyses.

Valve ventrale : synonyme de 1^{re} gonapophyse

Valviceps : sclérite distal, en forme de disque, de la valve du pénis.

Valvifère 1: syn. : gonandulum.

Valvifère 2: syn. gonocoxa 2

Valvula 1 ou 2 (pl. valvulae) : syn. : gonapophyse 1 ou 2

Valvula 3 (pl. valvulae) : syn. gonoplaque.

Valvura (pl. valvurae) : sclérite allongé formant la base de la valve du pénis.

Vertex : partie dorsale de la tête, entre les yeux composés, depuis le bord postérieur de l'ocelle médian jusqu'à la carène occipitale. Si la carène occipitale est absente, la limite du vertex est définie par la carène préoccipitale ou par une ligne imaginaire reliant le bord postérieur des ocelles latéraux.

Volsella (pl. volsellae) : appendice pair médian, situé sur la face ventrale des genitalia mâles et formant une sorte de pince avec le sclérite symétrique. Il est composé d'un parossiculus articulé latéralement à un digitus

Volselle : syn. volsella.

Xylophage : se dit d'une larve qui consomme du bois.

Références Hyménoptères

- Agosti D, Johnson NF (eds) 2005. The social insects glossary. Antbase. World Wide Web electronic publication. antbase.org, version (05/2005). http://antbase.org/databases/glossary_files/glossary_BF.htm
- Brothers DJ (2011) A new Late Cretaceous family of Hymenoptera, and phylogeny of the Plumariidae and Chrysoidea (Aculeata). *Zookeys*, 130: 515-542.
- Compton SG, Ball AD, Collinson ME, Hayes P, Rasnitsyn AP, Ross AJ (2010) Ancient fig wasps indicate at least 34 Myr of stasis in their mutualism with fig trees. *Biology Letters* doi:10.1098/rsbl.2010.0389
- Danforth BN, Poinar GO (2011) Morphology, classification, and antiquity of *Melittosphex burmensis* (Apoidea: Melittosphecidae) and implications for early bee evolution. *Journal of Paleontology* 85(5): 882-91.
- Davis RB, Baldauf SL, Mayhew PJ (2010) The origins of species richness in the Hymenoptera: insights from a family-level supertree. *BMC Evolutionary Biology* 10 1-16.
- Eggleton P, Belshaw R (1992) Insect parasitoids - an evolutionary overview. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London Series B-Biological Sciences* 337 (1279): 1-20.
- Gallai N, J. M. Salles, J. Settele, B. Vaissière (2009) Economic valuation of the vulnerability of world agriculture confronted with pollinator decline. *Ecological Economics* 68 810-821.
- Gauld I, Bolton B (1988) *The Hymenoptera*. Oxford University Press, Oxford, xi + 332 pp.
- Gordh G, Headrick DH (2001): *A Dictionary of Entomology*. CABI Publishing, Wallingford, UK, 1032 p.
- Goulet H, Huber JT (1993) *Hymenoptera of the world: an identification guide to families*. Research Branch Agriculture Canada Publication, Ottawa 1894/E 65-100. http://www.esc-sec.ca/aafcmographs/hymenoptera_of_the_world.pdf
- Greathead DJ (1986) Parasitoids in classical biological control: 289-318. In: Waage J, Greathead DJ, editors. *Insect parasitoids*. Academic Press, London, 389 p.
- Grimaldi D, Engel MS (2005). *Evolution of the Insects*. Cambridge University Press, 784 p.
- HAO portal (2014) Hymenoptera Anatomy Consortium. Accessed on Thu Oct 30 00:55:58 -0500 2014. Available at <http://glossary.hymao.org>.
- Heimpel GE, De Boer JG (2008) Sex determination in the Hymenoptera. *Annual Review of Entomology* 53: 209-230.
- Heraty J, Ronquist F, Carpenter JM, Hawks D, Schulmeister S, Dowling AP, Murray D, Munro J, Wheeler WC, Schiff N, Sharkey M (2011) Evolution of the hymenopteran megaradiation. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 60 (1): 73-88.
- Heraty JM, Darling DC (2009). Fossil eucharitidae and perilampidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) from Baltic amber. *Zootaxa* 2306 (6): 1-16. <http://www.mapress.com/zootaxa/2009/f/z02306p016.pdf>
- Hölldobler, B. Wilson, E.O. (1990) *The Ants*, Harvard University Press, Cambridge, xii + 732 p.
- Klein A-M, Vaissière BE, Cane JH, Steffan-Dewenter I, Cunningham SA, Kremen C, Tscharntke T (2007). Importance of pollinators in changing landscapes for world crops. *Proceedings of the Royal Society of London B: Biological Sciences* 274: 303-313.

Kopylov DS (2010) Ichneumonids of the subfamily Tanychorinae (Insecta: Hymenoptera: Ichneumonidae) from the Lower Cretaceous of Transbaikalia and Mongolia. *Paleontological Journal* 44 (2): 180-187.

LaSalle J, Gauld ID, editors (1993). Hymenoptera and biodiversity. CAB International; vi+348 p.

Lecocq T, Dellicour S, Michez D., Dehon M., Dewulf A., De Meulemeester T., Brasero N., Valterová I., Rasplus J.-Y., Rasmont P. 2015. Methods for species delimitation in bumblebees (Hymenoptera, Apidae, *Bombus*): towards an integrative approach. *Zoologica Scripta*, 44: 281-297

Legal P & Nel A 2013. Paléontologie des insectes associés aux plantes : 23-32. In :

Mao M, Gibson T, Dowton M (2014) Higher-level phylogeny of the Hymenoptera inferred from mitochondrial genomes. *Molecular Phylogenetics and Evolution*. <http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1055790314004278>

Mckellar RC, Engel MS (2011). The serphitid wasps (Hymenoptera: Proctotrupomorpha: Serphitoidea) of Canadian Cretaceous amber. *Systematic Entomology* 36(1):192-208.

Michener CD (2007) The bees of the world, second edition. The Johns Hopkins University Press, Baltimore, 992 p.

Michez D, Vanderplanck M, Engel MS (2012) Fossil bees and their plant associates. In: Patiny S (Ed) Evolution of plant-pollinator relationships. Cambridge University Press, Cambridge, 103-164.

Mouret H, Carré G, Roberts SP, Morison N, Vaissière BE (2007) Mise en place d'une collection d'abeilles (Hymenoptera, Apoidea) dans le cadre d'une étude de la biodiversité. *Osmia* 1: 8-15.

Nel A, Roques P, Nel P, Prokin AA, Bourgoin T, Prokop J, Szewo J., Azar D, Desutter-Grandcolas L., Wappler T., Garrouste R, Coty D, Huang D, Engel M, 2013. The earliest known holometabolous insects. *Nature* 14; 503(7475):257-61.

Nichols SW compiled (1989) The Torre-Bueno glossary of entomology, The New York Entomological Society incorporating the Brooklyn Entomological Society in cooperation with the American Museum of Natural History, New York, xvii + 840 pp

Noyes JS (1982). Collecting and preserving chalcid wasps (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Journal of Natural History* 16 (3): 315-34.

Nieto, A., Roberts, S. P. M., Kemp, J., Rasmont, P., Kuhlmann, M., García Criado, M., Biesmeijer, J. C., Bogusch, P., Dathe, H. H., De la Rúa, P., De Meulemeester, T., Dehon, M., Dewulf, A., Ortiz-Sánchez, F. J., Lhomme, P., Pauly, A., Potts, S. G., Praz, C., Quaranta, M., Radchenko, V. G., Scheuchl, E., Smit, J., Straka, J., Terzo, M., Tomozii, B., Window, J. & Michez, D. 2014. *European Red List of Bees*. Publication Office of the European Union, Luxembourg, 98 pp.

Ollerton J, Winfree R, Tarrant S (2011) How many flowering plants are pollinated by animals. *Oikos* 120 321-326.

Perrichot V, Nel A, Quicke D (2009) New braconid wasps from French Cretaceous amber (Hymenoptera, Braconidae): synonymization with Eoichneumonidae and implications for the phylogeny of Ichneumonoidea. *Zoologica Scripta*, 38: 79-88.

Peters RS, Meusemann K, Petersen M, Mayer C, Wilbrandt J, Ziesmann T, Donath A, Kjer KM, Aspöck U, Aspöck H, Aberer A, Stamatakis A, Friedrich F, Huenefeld F, Niehuis O, Beutel RG, Misof B (2014) The evolutionary history of holometabolous

insects inferred from transcriptome-based phylogeny and comprehensive morphological data. *BMC Evolutionary Biology* 14 (1): 52.

Quicke DL, editor (1997). *Parasitic wasps*. London, Chapman & Hall Ltd, xvi+470 p.

Quicke DL (2015). *The braconid and ichneumonid parasitoid wasps. Ecology, systematics, evolution and ecology*. Wiley-Blackwell, Chichester, 704 p.

Rasnitsyn A (1988). An outline of evolution of the Hymenopterous insects (Order Vespida). *Oriental Insects* 22:115-145.

Rasnitsyn AP, Quicke DLJ, editors (2002) *History of Insects*. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, xii+517 pp.

Rasplus J-Y, Villemant C, Paiva MR, Delvare G, Roques A (2010) Hymenoptera. Chapter 12. In: Roques A, Rabitsch W, Rasplus J-Y, Lopez-Vaamonde C, Nentwig W, Kenis M (eds) *Alien Terrestrial Invertebrates of Europe. Handbook of Alien Species in Europe* [Internet]. Springer Netherlands: 669–776. http://link.springer.com/chapter/10.1007/978-1-4020-8280-1_5

Sauvion N, Calatayud P-A, Thiéry D, Marion-Poll F. *Interactions insectes-plantes*. Editions Quae; 2013, 784 p.

Schulmeister S (2001) Male genitalia and copulation in Hymenoptera. *Acta Zoologica (Stockholm)* 82:331-349. 1.

Sharkey MJ (2007). Phylogeny and classification of Hymenoptera. *Zootaxa*, 1668:521–48.

Sharkey MJ, Carpenter JM, Vilhelmsen L, Heraty J, Liljeblad J, Dowling APG, Schulmeister S, Murray D, Deans AR, Ronquist F, Krogman L, Wheeler WC (2012). Phylogenetic relationships among superfamilies of Hymenoptera. *Cladistics* 28(1):80–112.

Turgeon JJ, Roques A, Groot P (1994). Insect fauna of coniferous seed cones: diversity, host plant interactions, and management. *Annual Review of Entomology* 39(1):179–212.

Van Noort S (1995) A simple yet effective method for drying alcohol preserved specimens. *Chalcid Forum* 18: 3-4.

Vilhelmsen L, Mikó I, Krogmann L (2010). Beyond the wasp-waist: structural diversity and phylogenetic significance of the mesosoma in apocritan wasps (Insecta: Hymenoptera). *Zoological Journal of the Linnean Society* 159, 1: 22–194. doi:10.1111/j.1096-3642.2009.00576.x.

Villemant C, Weulersse J (2015). Insectes Hyménoptères. Chap. 8. In Rollard C, Chippaux J-P, Goiffon M. *La fonction venimeuse*. Lavoisier, Paris : 115-177.

Vitasaari M (2002) Sawflies (Hymenoptera, Symphyta), I: a review of the suborder, the Western Palaearctic taxa of Xyeloidea and Pamphilioidea, Volume 1. Tremex Press, Helinski, 516 p.

Westphal C, Bommarco R, Carre G, Lamborn E, Morison N, Petanidou T, Potts SG, Roberts SPM, Szentgyorgyi H, Tscheulin T, Vaissiere BE, Woyciechowski M, Biesmeijer JC, Kunin WE, Settele J, Steffan-Dewenter I (2008) Measuring bee diversity in different European habitats and biogeographical regions. *Ecological Monographs* 78 (4): 653-671 Williams IH (1994) The dependences of crop production within the European Union on pollination by honey bees. *Agricultural Zoology Reviews* 6, 229–257.

Schatz B, Hossaert-MeKey M, Kjellberg F (2013) Histoire évolutive et diversité des interactions insectes pollinisateurs-plantes : 565-576. In : Sauvion N, Calatayud P-A, Thiéry D, Marion-Poll F. *Interactions insectes-plantes*. Editions Quae; 2013, 784 p.

References abeilles

- Alford DV, 1975. *Bumblebees*. Davis Pointer, London.
- Almeida EAB & Danforth BN, 2009. Phylogeny of colletid bees (Hymenoptera : Colletidae) inferred from four nuclear genes. *Molecular Phylogenetics and Evolution* **50**, 290-309.
- Almeida EAB, 2008. Colletidae nesting biology (Hymenoptera: Apoidea). *Apidologie* **39**, 16-29.
- Arbetman MP, Meeus I, Morales CL, Aizen MA & Smaghe G, 2013. Alien parasite hitchhikes to Patagonia on invasive bumblebee. *Biological Invasions* **15**, 489-494.
- Ascher JS & Pickering J, 2012. *Discover Life bee species guide and world checklist (Hymenoptera: Apoidea: Anthophila)*. http://www.discoverlife.org/mp/20q?guide=Apoidea_species.
- Ayasse M & Jarau S, 2014. Chemical Ecology of Bumble Bees. In : (Eds) *Annual Review of Entomology*, 299-319.
- Ayasse M, Paxton RJ & Tengö J, 2001. Mating behavior and chemical communication in the order Hymenoptera. *Annual Review of Entomology* **46**, 31-78.
- Batra SWT, 1979. *Osmia cornifrons* and *Pithitis smaragdula*, two Asian bees introduced into the United States for crop pollination. *4th International Symposium on Pollination* **1**, 307-312.
- Batra SWT, 1994. Diversity with pollen bees. *American Bee Journal* **34**, 556-557.
- Beil M, Horn H & Schwabe A, 2008. Analysis of pollen loads in a wild bee community (Hymenoptera: Apidae) - A method for elucidating habitat use and foraging distances. *Apidologie* **39**, 456-467.
- Bérenger-Lèvéque P, 1992. *Les pollinisateurs* Boubée, Paris.
- Berg LS, 1958. *Die geographischen Zonen des Sowjetunion*. Teubner BG, Leipzig.
- Biesmeijer JC, Roberts SPM, Reemer M, Ohlemüller R, Edwards M, Peeters T, Schaffers AP, Potts SG, Kleukers R, Thomas CD, Settele J & Kunin WE, 2006. Parallel declines in pollinators and insect-pollinated plants in Britain and the Netherlands. *Science* **313**, 351-354.
- Blacquièrre T, Smaghe G, van Gestel CAM & Mommaerts V, 2012. Neonicotinoids in bees: a review on concentrations, side-effects and risk assessment. *Ecotoxicology* **21**, 973-992.
- Blaauw BR, Isaacs R, 2014. Flower plantings increase wild bee abundance and the pollination services provided to a pollination-dependent crop. *Journal of Applied Ecology* **51**, 890-898.
- Bogusch P, Kratochvil L & Straka J, 2006. Generalist cuckoo bees (Hymenoptera : Apoidea : *Sphcodes*) are species-specialist at the individual level. *Behavioral Ecology and Sociobiology* **60**, 422-429.
- Bosch J, 1994. The nesting-behavior of the mason bee *Osmia cornuta* (Latr.) with special reference to its pollinating potential (Hymenoptera, Megachilidae). *Apidologie* **25**(1), 84-93.
- Bosch J, Maeta Y & Rust R, 2001. A phylogenetic analysis of nesting behavior in the genus *Osmia* (Hymenoptera: Megachilidae). *Annals of the entomological Society of America* **94**(4), 617-627.
- Brady SG & Danforth BN, 2004. Recent intron gain in Elongation factor-1alpha of Colletid bees (Hymenoptera : Colletidae). *Molecular Biology and Evolution* **21**, 691-696.

- Brady SG, Sipes SD, Pearson A& Danforth BN, 2006. Recent and simultaneous origins of eusociality in halictid bees. *Proceedings of the Royal Entomological Society B* **273**, 1643-1649.
- Breeze, T. D., Vaissière, B. E., Bommarco, R., Petanidou, T., Seraphides, N., Kozák, L., Scheper, J., Biesmeijer, J. C., Kleijn, D., Gyldenkaerne, S., Moretti, M., Holzschuh, A., Steffan-Dewenter, I., Stout, J. C., Pärtel, M., Zobel, M. & Potts, S. G. 2014. Agricultural Policies Exacerbate Honeybee Pollination Service Supply-Demand Mismatches Across Europe. *PLoS ONE* **9**, e82996.
- Brittain C, Williams N, Kremen C, Klein A-M, 2013. Synergistic effects of non-Apis bees and honey bees for pollination services. *Proceedings of the Royal Society B*, **280**(1754).
- Brothers DJ, 1975. Phylogeny and classification of the aculeate Hymenoptera, with special reference to Mutillidae. *University of Kansas Science Bulletin* **50**, 483-648.
- Brown BJ& Paxton RJ, 2009. The conservation of bees : a global perspective. *Apidologie* **40**, 410-416.
- Buchmann SL& Nabhan GP, 1996. 'The forgotten pollinators'. Washington D. C.
- Buchmann SL, 1987. The ecology of oil flowers and their bees. *Annual Review of Ecology and Systematics* **18**, 343-369.
- Burger H, Dötterl S& Ayasse M, 2010. Host-plant finding and recognition by visual and olfactory floral cues in an oligolectic bee. *Functional Ecology* **24**, 1234-1240.
- Camargo JMF& Roubik DW, 1991. Systematics and bionomics of the apoid obligate necrophages : the *Trigona hypogea* group (Hymenoptera : Apidae ; Meliponinae). *Biological Journal of the Linnean Society* **44**, 13-39.
- Cameron SA, Lozier JD, Strange JP, Koch JB, Cordes N, Solter LF & Griswold TL, 2011. Patterns of widespread decline in North American bumble bees. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* **108**, 662-667.
- Cane JH& Sipes SD, 2006. Characterizing floral specialization by bees : analytical methods and a revised lexicon for oligolecty. *Specialization and generalization in plant-pollinator interactions*, 99-122.
- Cardinal S, Straka J& Danforth BN, 2010. Comprehensive phylogeny of apid bees reveals the evolutionary origins and antiquity of cleptoparasitism. *Proceeding of the National Academy of Sciences of the United States of America* **107**, 16207-16211.
- Cardinal S, Danforth BN, 2013. Bees diversified in the age of eudicots. *Proceeding of the Royal Society B*, **280**(1755), 20122686.
- Carvalho LG, Kunin WE, Keil P, Aguirre-Gutierrez J, Ellis WN, Fox R, Groom Q, Hennekens S, Van Landuyt W, Maes D, Van de Meutter F, Michez D, Rasmont P, Ode B, Potts SG, Reemer M, Roberts SPM, Schamin J, Wallis DeVries MF & Biesmeijer JC 2013. Species richness declines and biotic homogenisation have slowed down for NW-European pollinators and plants. *Ecological Letters* **16**, 870-878.
- Chaplin-Kramer R, Dombeck E, Gerber J, Knuth KA, Mueller ND, Mueller M, Ziv G & Klein A-M, 2014. Global malnutrition overlaps with pollinator-dependent micronutrient production. *Proceedings of the Royal Society B*, **281** (1794).
- Cockerell TDA, 1906. Fossil Hymenoptera from Florissant, Colorado. *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology* **50**, 33-58.
- Colla SR& Packer L, 2008. Evidence for decline in eastern North American bumblebees (Hymenoptera: Apidae), with special focus on *Bombus affinis* Cresson. *Biodiversity and Conservation* **17**, 1379-1391.

Coupey C, Mouret H, Fortel L, Visage C, Vyghen F, Aubert M & Vaissière B, 2014. 'Guide de gestion écologique pour favoriser les abeilles sauvages et la nature en ville'. Avignon.

Cox-Foster DL, Conlan S, Holmes EC, Palacios G, Evans JD, Moran NA, Quan P.-L, Briese T, Hornig M, Geiser DM, Martinson V, Van Engelsdorp D, Kalkstein AL, Drysdale A, Hui J, Zhai J, Cui L, Hutchison SK, Simons JF, Egholm M, Pettis JS & Lipkin WI, 2007. A metagenomic survey of microbes in honey bee colony collapse disorder. *Science* **318**, 283-287.

d'Aguilar J, 2006. 'Histoire de l'entomologie'. Delachaux & Niestlé, Neuchâtel, Paris.

Danforth BN, 2007. Bees. *Current Biology* **17**, R156-R161.

Danforth BN, Eardley CD, Packer L, Walker K, Pauly A & Randrianambinintsoa FJ, 2008. Phylogeny of Halictidae with an emphasis on endemic African Halictinae. *Apidologie* **39**, 86-101.

Danforth BN, Sipes SD, Fang J & Brady SG, 2006. The history of early bee diversification based on five genes plus morphology. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* **103**, 15118-15123.

De Lattin G, 1967. 'Grundriss der Zoogeographie'. Stuttgart.

Delbrassinne S & Rasmont P, 1988. Contribution à l'étude de la pollinisation du Colza (*Brassica napus* L. var. *oleifera* (Moench) Delile) en Belgique. *Bulletin des Recherches agronomiques de Gembloux* **23**(2), 123-152, 1 pl.

Di Pasquale G, Salignon M, Le Conte Y, Belzunces LP, Decourtye A, Kretzschmar A, Suchail S, Brunet JL & Alaux C 2013. Influence of pollen nutrition on honey bee health: Do pollen quality and diversity matter? *PLoS ONE* **8**, e72016.

Dobson HEM & Bergström G, 2000. The ecology and evolution of pollen odors. *Plant systematics and Evolution* **222**, 63-87.

Dötterl S & Vereecken NJ, 2010. The chemical ecology and evolution of bee flower interactions: a review and perspectives. *Canadian Journal of Zoology* **88**, 668-697.

Emery C, 1909. Über den Ursprung der dulotischen, parasitischen und myrmekophilien Ameisen. *Biologische Centralblatt* **29**, 352-362.

Engel MS & Peñalver E, 2006. A miocene Halictine bee from Rubielos de Mora Basin, Spain (Hymenoptera : Halictidae). *American Museum Novitates* **3503**, 1-12.

Engel MS, 1996. New augochlorine bees (Hymenoptera : Halictidae) in Dominican amber, with a brief review of fossil Halictidae. *Journal of the Kansas Entomological Society* **69**(4), 334-345.

Engel MS, 1999. A new Xeromelissine bee in Tertiary amber of the Dominican Republic (Hymenoptera : Colletidae). *Entomologica Scandinavica* **30**, 453-458.

Engel MS, 2000. A new interpretation of the oldest fossil bee (Hymenoptera : Apoidea). *American Museum Novitates* **3296**, 1-11.

Engel MS, 2001. A monograph of the Baltic Amber bees and evolution of the Apoidea (Hymenoptera). *Bulletin of the American Museum of Natural History* **259**, 1-192.

Engel MS, 2005. Family-group names for bees (Hymenoptera : Apoidea). *American Museum Novitates* **3476**, 1-33.

Franzén M, Larsson M & Nilsson SG, 2009. Small local population sizes and high habitat patch fidelity in a specialised solitary bee. *Journal of Insect Conservation* **13**, 89-95.

Garibaldi LA, Steffan-Dewenter I, Winfree R, Aizen MA, Bommarco R, Cunningham SA, Kremen C, Carvalheiro LG, Harder LD, Afik O, Bartomeus I, Benjamin F, Boreux V, Cariveau D, Chacoff NP, Dudenhöffer JH, Freitas BM, Ghazoul

- J, Greenleaf S, Hipólito J, Holzschuh A, Howlett B, Isaacs R, Javorek SK, Kennedy CM, Krewenka K, Krishnan S, Mandelik Y, Mayfield MM, Motzke I, Munyuli T, Nault BA, Otieno M, Petersen J, Pisanty G, Potts SG, Rader R, Ricketts TH, Rundlöf M, Seymour CL, Schüepp CS, Szentgyörgyi H, Taki H, Tscharrntke T, Vergara CH, Viana BF, Wanger TC, Westphal C, Williams N & Klein AM, 2013. Wild Pollinators Enhance Fruit Set of Crops Regardless of Honey Bee Abundance. *Science* **339**(6127), 1608-1611.
- Garratt MPD, Coston DJ, Truslove CL, Lappage MG, Polce C, Dean R Biesmeijer JC & Potts SG, 2014. The identity of crop pollinators helps target conservation for improved ecosystem services. *Biological Conservation* **169**(100), 128-135.
- Gathmann A & Tscharrntke T, 2002. Foraging ranges of solitary bees. *Journal of Animal Ecology* **71**, 757-764.
- Geslin B & Morales CL, 2015. New records reveal rapid geographic expansion of *Bombus terrestris* Linnaeus, 1758 (Hymenoptera: Apidae), an invasive species in Argentina. *Check List* **11**(3), 1620.
- Gonzalez VH, Griswold T, Praz CJ & Danforth BN, 2012. Phylogeny of the bee-family Megachilidae (Hymenoptera: Apoidea) based on adult morphology. *Systematic Entomology* **37**, 261-286.
- Gosselin M, Michez D, Vanderplanck M, Roelants D, Glauser G & Rasmont P 2013. Does *Aconitum septentrionale* chemically protect floral rewards to the advantage of specialist bumblebees? *Ecological Entomology*, **38**, 400-407.
- Goulson D & Williams P, 2001. *Bombus hypnorum* (Hymenoptera, Apidae) - A new British Bumblebee? *British Journal of Entomology and Natural History* **14**, 129-131.
- Goulson D, 2003. *Bumblebees: their behaviour and ecology*. Oxford University Press, Oxford, 235 pp.
- Goulson D, 2010. Impacts of non-native bumblebees in Western Europe and North America. *Appl. Entomol. Zool.* **45**, 7-12.
- Goulson D, Lye GC & Darvill B, 2008. Decline and conservation of bumble bees. *Annual Review of Entomology* **53**, 191-208.
- Goulson D, Nicholls E, Botías C & Rotheray EL 2015. Bee declines driven by combined stress from parasites, pesticides, and lack of flowers. *Science* **347**, 1255-1259.
- Greenleaf SS & Kremen C, 2006. Wild bees enhance honey bees' pollination of hybrid sunflower. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* **103**, 13890-13895.
- Grimaldi D & Engel MS, 2005. 'Evolution of the Insects'. (Cambridge University Press : Cambridge).
- Grimaldi D, 1999. The co-radiations of pollinating insects and angiosperms in the Cretaceous. *Annals of the Missouri Botanical Garden* **86**, 373-406.
- Hedtke SM, Patiny S & Danforth BN, 2014. The bee tree of life: a supermatrix approach to apoid phylogeny and biogeography. *BMC Evolutionary Biology* **13**, 1-13.
- Heinrich B, 1979. *Bumblebee Economics*. Cambridge, Massachusetts, and London, England.
- Heimpel GE, De Boer JG (2008) Sex determination in the Hymenoptera. *Annual Review of Entomology* **53**: 209-230.
- Henry M, Beguin M, Requier F, Rollin O, Odoux JF, Aupinel P, Aptel J, Tchamitchian, S & Decourtye A, 2012. A common pesticide decreases foraging success and survival in honey bees. *Science* **336**, 1215-1219.

Herrera CM, 1990. Daily patterns of pollinator activity, differential pollinating effectiveness, and floral resource availability, in a summer-flowering Mediterranean shrub. *Oikos* **58**, 277-288.

Hewitt GM, 1999. Post-glacial re-colonization of European biota. *Biological Journal of the Linnean Society* **68**, 87-115.

Hewitt GM, 2004. Genetic consequences of climatic oscillations in the Quaternary. *Philosophical Transactions of the Royal Society B* **359**, 183-195.

Hines HM & Cameron S, 2010. The phylogenetic position of the bumble bee inquiline *Bombus inexpectatus* and implications for the evolution of social parasitism. *Insectes Sociaux* **57**, 379-383.

Inoue MN, Yokoyama J & Washitani I, 2007. Displacement of Japanese native bumblebees by the recently introduced *Bombus terrestris*(L.) (Hymenoptera: Apidae). *Journal of Insect Conservation*, DOI 10.1007/s10841-007-9071-z.

Kerr JT, Pindar A, Galpern P, Packer L, Potts SG, Roberts SM, Rasmont P, Schweiger O, Colla SR, Richardson LL, Wagner DL, Gall LF, Sikes DS & Pantoja A, 2015. Climate change impacts on bumblebees converge across continents. *Science* **349**(6244), 177-180.

Kevan PG & Baker HG, 1983. Insects as flower visitors and pollinators. *Annual review of entomology* **28**, 407-453.

Kevan PG, Greco CF & Belousoff S, 1997. Log-normality of biodiversity and abundance in diagnosis and measuring of ecosystemic health : pesticide stress on pollinators on blueberry heaths. *Journal of Applied Ecology* **34**, 1122-1136.

Kirby W, 1802. 'Monographia Apum Angliae; or an attempt to divide into their natural genera and families, such species of the Linnean genus *Apis* as have been discovered in England: with descriptions and observations. Vol. 1 : xxii + 258 pp.; Vol. 2 : 388 pp, 18 pls.' Ipswich, U.K.

Knight ME, Martin AP, Bishop S, Osborne JL, Hale RJ, Sanderson RA & Goulson D, 2005. An interspecific comparison of foraging range and nest density of four bumblebee (*Bombus*) species. *Molecular Ecology* **14**, 1811-1820.

Kuhlmann M & Timmermann K, 2011. Nest architecture of the monolectic South African solitary bee, *Samba (Prosamba) spinosa* Eardley (Hymenoptera : Apoidea : Melittidae). *African Entomology* **19**, 141-145.

Larsson M, 2005. Higher pollinator effectiveness by specialist than generalist flower-visitors of unspecialized *Knautia arvensis* (Dipsacaceae). *Oecologia* **146**(3), 394-403.

Latreille PA, 1802. 'Histoire naturelle, générale et particulière des crustacés et des insectes. Vol. 3.' Paris.

Latreille PA, 1810. 'Considérations générales sur l'ordre naturel des animaux composant les classes des Crustacés, des Arachnides, et des Insectes. Avec un tableau méthodique de leurs genres, disposés en familles'. Paris.

Le Masne G, 1956. Recherches sur les fourmis parasites : *Plagiolepis grassei* et l'évolution des *Plagiolepis* parasites. *Comptes-Rendus de l'Académie des Sciences de Paris* **243**, 673-675.

Lecocq T, Brasero N, De Meulemeester T, Michez D, Dellicour S, Lhomme P, de Jonghe R, Valterová I, Urbanová K & Rasmont P 2015. Integrative taxonomic approach to assess the taxonomic status of Corsican bumblebees: implication for conservation. *Animal Conservation* **18**, 236-248.

Lecocq T, Brasero N, De Meulemeester T, Michez D, Dellicour S, Lhomme P, de Jonghe R, Valterová I, Urbanová K & Rasmont P 2015. Integrative taxonomic approach

to assess the taxonomic status of Corsican bumblebees: implication for conservation. *Animal Conservation* **18**, 236–248.

Lepeletier de Saint-Fargeau A, 1841. *Histoire naturelle des insectes, Hyménoptères II*. Paris.

Litman JR, Praz CJ, Danforth BN, Griswold TL, Cardinal S, 2013. Origins, evolution, and diversification of cleptoparasitic lineages in long-tongued bees. *Evolution* **67**(10), 2982–2998.

Madjidian JA, Morales CL & Smith HG, 2008. Displacement of a native by an alien bumblebee : lower pollinator efficiency overcome by overwhelmingly higher visitation frequency. *Oecologia*, **XX**.

Magnaca KN & Danforth BN, 2006. Evolution and biogeography of native Hawaiian *Hylaeus* bees (Hymenoptera: Colletidae). *Cladistics* **22**(5), 393–411.

Marcuzzi G, 1979. 'European Ecosystems'. The Hague-Boston-London.

Martinet B, Lecocq T, Smet J & Rasmont P, 2015. A protocol to assess insect resistance to heat waves, applied to bumblebees (*Bombus* Latreille, 1802). *Plos One* **XX**, 1–9.

McGinley RJ, 1980. Glossal morphology of the Colletidae and recognition of the Stenotritidae at the family level (Hymenoptera : Apoidea). *Journal of the Kansas Entomological Society* **53**, 539–552.

Michener CD & Grimaldi D, 1988. The oldest fossil bee: Apoid history, evolutionary stasis, and antiquity of social behavior. *Proceedings of the National Academy of Sciences USA* **85**, 6424–6426.

Michener CD, 1944. Comparative external morphology, phylogeny, and classification of the bees (Hymenoptera). *Bulletin of the American Museum of Natural History* **82**, 1–326.

Michener CD, 1978. The parasitic groups of Halictidae (Hymenoptera, Apoidea). *The University of Kansas Science Bulletin* **51**, 291–339.

Michener CD, 1979. Biogeography of the bees. *Annals of the Missouri Botanical Garden* **66**, 277–342.

Michener CD, 1981. Classification of the bee family Melittidae with a review of species of Meganomiinae. *Contribution of the American Entomological Institute* **18**, 1–135.

Michener CD, 2007. 'The bees of the world, second edition'. The Johns Hopkins University Press, Baltimore.

Michez D, 2007. La nouvelle classification des abeilles (Hymenoptera, Apoidea, Apiformes) ou la chute de l'abeille mellifère (*Apis mellifera* L.) de son piédestal. *Osmia* **1**, 23–26.

Michez D, De Meulemeester T, Nel A, Rasmont P & Patiny S, 2009. New fossil evidence of the early diversification of bees: *Paleohabropoda oudardi* from the French Paleocene (Hymenoptera, Apidae, Anthophorini). *Zoologica Scripta* **38**, 171–181.

Michez D, Nel A, Menier J-J & Rasmont P, 2007. The oldest fossil of a melittid bee (Hymenoptera : Apiformes) from the Early Eocene of Oise (France). *Zoological Journal of the Linnean Society* **150**, 701–709.

Michez D, Patiny S & Danforth BN, 2009. Phylogeny of the bee family Melittidae (Hymenoptera : Anthophila) based on combined molecular and morphological data. *Systematic Entomology* **34**, 574–597.

Michez D, Patiny S, Rasmont P, Timmermann K & Vereecken NJ, 2008. Phylogeny and host-plant evolution in Melittidae *s.l.* (Hymenoptera : Apoidea). *Apidologie* **39**, 146–162.

- Michez D, Vanderplanck M & Engel MS 2011. Fossil bees and their plant associates, 103-164. In S. Patiny (ed) *Evolution of plant-pollinator relationships*, Cambridge University Press, Cambridge.
- Moerman R, Vanderplanck M, Roger N, Declèves S, Wathelet B, Rasmont P, Fournier D & Michez D 2015. Growth rate of bumblebee larvae is related to pollen amino acids. *Journal of Economic Entomology* **109**(1), 25-30.
- Morales CL, 2007. Introducción de abejorros (*Bombus*) no natives : causas, consecuencias ecológicas y perspectivas. *Ecología Austral* **17**, 51-65.
- Müller A& Kuhlmann M, 2008. Pollen hosts of western palaeartic bees of the genus *Colletes* (Hymenoptera : Colletidae) : the Asteraceae paradox. *Biological Journal of the Linnean Society* **95**, 719-733.
- Müller A, 1996. Host-plant specialization in Western Palearctic anthidiine bees (Hymenoptera : Apoidea : Megachilidae). *Ecological Monographs* **66**, 235-257.
- Müller A, 2006. A scientific note on *Bombus inexpectatus* (Tkalcu, 1963) : evidence for a social parasitic mode of life. *Apidologie* **37**, 408-409.
- Müller A, Diener S, Schnyder S, Stutz K, Sedivy C& Dorn S, 2006. Quantitative pollen requirements of solitary bees : Implications for bee conservation and the evolution of bee-flower relationships. *Biological Conservation* **130**, 604-615.
- Ne'eman G, Jürgens A, Newstrom-Loyd L, Potts SG& Dafni A, 2010. A framework for comparing pollinator performance: effectiveness and efficiency. *Biological Reviews* **85**, 435-451.
- Nel A& Petrulevicius JF, 2003. New Palaeogene bees from Europe and Asia. *Alcheringa* **27**, 227-293.
- Nieto A, Roberts SPM, Kemp J, Rasmont P, Kuhlmann M, García Criado M, Biesmeijer J, Bogusch P, Dathe HH, De la Rúa P, De Meulemeester T, Dehon M, Dewulf A, Ortiz-Sanchez FJ, Lhomme P, Pauly A, Potts SG, Praz C, Quaranta M, Radchenko VG, Scheuchl E, Smit J, Straka J, Terzo M, Tomozii B, Window J& Michez D, 2014. *European Red List of Bees*. International Union for Conservation of Nature, Publication Office of the European Union, ISBN : 978-92-79-44512-5, 84 p.
- Osborne JL, Clark SJ, Morris RJ, Williams IH, Riley JR, Smith AD, Reynolds DR& Edwards AS, 1999. A landscape-scale study of bumble bee foraging range and constancy, using harmonic radar. *Journal of Applied Ecology* **36**, 519-533.
- Osborne JL, Martin AP, Carreck NL, Swain JL, Knight ME, Goulson D, Hale RJ& Sanderson RA, 2008. Bumblebee flight distances in relation to the forage landscape. *Journal of Animal Ecology* **77**, 406-415.
- Patiny S, Engel MS, Vanmarsenille P, Michez D, 2007. A new record of *Thaumastobombus andreniformis* Engel in Eocene amber (Hymenoptera : Apidae). *Annales de la Société entomologique de France (n. s.)* **43**(4), 505-508.
- Patiny S, Michez D & Danforth BN, 2008. Phylogenetic relationships and host-plant evolution within the basal clade of Halictidae (Hymenoptera, Apoidea). *Cladistics* **24**, 255-269.
- Patiny S, Rasmont P & Michez D, 2009. A survey and review of the status of wild bees in the West-Palaeartic region. *Apidologie* **40**, 313-331.
- Peterson JH& Roitberg BD, 2006. Impacts of flight distance on sex ratio and resource allocation to offspring in the leafcutter bee, *Megachile rotundata*. *Behavioral Ecology and Sociobiology* **59**, 589-596.

Pitts-Singer TL& Cane JH, 2011. 'The alfalfa leafcutting bee, *Megachile rotundata*: The world's most intensively managed solitary bee'. *Annual Revue of Entomology* **56**, 221-237.

Potts SG, Biesmeijer JC, Kremen C, Neumann P, Schweiger O& Kunin WE, 2010. Global pollinator declines : trends, impacts and drivers. *Trends in Ecology & Evolution* **25**, 345-353.

Pouvreau A& Loublier Y, 1995. Observations sur la biologie de *Dasygaster hirtipes* (F, 1973). *Annales de la Société entomologique de France (n. s.)* **31**, 237-248.

Pouvreau A, 2004. 'Les insectes pollinisateurs'. Delachaux et Niestlé : Paris.

Rasmont P& Iserbyt S, 2012. The bumblebees scarcity syndrome : Are heat waves leading to local extinctions of bumblebees (Hymenoptera : Apidae : *Bombus*) ? *Annales de la Société entomologique de France (N.S.)* **48**(3-4), 275-280.

Rasmont P & Mersch P, 1988. Première estimation de la dérive faunique chez les bourdons de la Belgique (Hymenoptera : Apidae). *Annales de la Société royale zoologique de Belgique* **118**, 141-147.

Rasmont P, Coppée A, Michez D & De Meulemeester T, 2008. An overview of the *Bombus terrestris* (L. 1758) subspecies (Hymenoptera : Apidae). *Annales de la Société entomologique de France (n. s.)* **44**(2), 243-250.

Rasmont P, Devaléz Y, Pauly A, Michez D& Radchenko V, 2017. Addition to the checklist of IUCN European wild bees (Hymenoptera: Apoidea). *Annales de la Société entomologique de France (n.s.)* sous presse.

Rasmont P, Franzen M, Lecocq T, Harpke A, Roberts SPM, Biesmeijer K, Castro L, Cederberg B, Dvorak L, Fitzpatrick U, Gonseth Y, Haubruge E, Mahé G, Manino A, Michez D, Neumayer J, Odegaard F, Paukkunen J, Pawlikowski T, Potts SG, Reemer M, Settele J, Straka J & Schweiger O, 2015. *Climatic Risk and Distribution Atlas of European Bumblebees*. Pensoft Publishers, Sofia, ISBN: 978-954-642-769-4 (e-book), 978-954-642-768-7 (hardback). *Biorisk* **10**, 1-246.

Rasmont P, Leclercq J, Jacob-Remacle A, Pauly A & Gaspar C, 1993. The faunistic drift of Apoidea in Belgium. p.65-87 in Bruneau E. *Bees for pollination*. Commission of the European Communities, Brussels, 237 p.

Rasmont P, Pauly A, Terzo M, Patiny S, Michez D, Iserbyt S, Barbier Y & Haubruge E, 2005. The survey of wild bees (Hymenoptera, Apoidea) in Belgium and France. FAO, Roma, 18 pp.

Renner SS&Schaefer H, 2010. The evolution and loss of oil-offering flowers: new insights from dated phylogenies for angiosperms and bees. *Philosophical Transactions of the Royal Society B-Biological Sciences* **365**, 423-435.

Richards KW, 1973. Biology of *Bombus polaris* Curtis and *B. hyperboreus* Schönherr at Lake Hazen, Northwest Territories (Hymenoptera : Bombini). *Quaestiones Entomologicae* **9**, 115-157.

Richards KW, 1975. Population ecology of bumblebees in southern Alberta. PhD. thesis, University of Kansas, Lawrence, 117 p.

Roig-Alsina A & Michener CD, 1993. Studies of the phylogeny and classification of long-tongued bees (Hymenoptera : Apoidea). *The University of Kansas Science Bulletin* **55**, 123-173.

Roger N, Michez D, Wattiez R, Sheridan C&Vanderplanck M, 2017. Diet effects on bumblebee health. *Journal of Insect Physiology*, **96**, 128-133.

Rome Q, Dambrine L, Onate C, Muller F, Villemant C, García-Pérez AL, Maia M, Carvalho Esteves P & Bruneau E 2013. Spread of the invasive hornet *Vespa velutina*

Lepeletier, 1836, in Europe in 2012 (Hym., Vespidae). *Bulletin de la Société entomologique de France* **118**, 15-21.

Sandrock C, Tanadini LG, Pettis JS, Biesmeijer JC, Potts SG & Neumann P 2014. Sublethal neonicotinoid insecticide exposure reduces solitary bee reproductive success. *Agricultural and Forest Entomology* **16**, 119-128.

Schemske DW & Horvitz CC, 1984. Variation among floral visitors in pollination ability : A precondition for mutualism specialization. *Science* **225**, 519-521.

Schenck A, 1860. Verzeichniss der nassauischen Hymenoptera aculeata mit Hinzufügung der übrigen dem Verfasser bekannt gewordenen deutschen Arten. *Stettiner Entomologische Zeitung* **21**, 132-157; 417-419.

Scheper J, Reemer M, van Kats R, Ozinga WA, van der Linden GTJ, Schaminée JHJ, Siepel, H & Kleijn D 2014. Museum specimens reveal loss of pollen host plants as key factor driving wild bee decline in The Netherlands. *Proceedings of the National Academy of Sciences* **111**, 17552-17557.

Schlundwein C, Wittmann D, Martins CF, Hamm A, Siqueira JA, Schiffer D & Machado IC, 2005. Pollination of *Campanula rapunculus* L. (Campanulaceae) : how much pollen flows into pollination and intro reproduction of oligolectic pollinators ? *Plant Systematics and Evolution* **250**, 147-156.

Senapathi D, Carvalheiro LG, Biesmeijer JC, Dodson CA, Evans RL, Mc Kerchar M, Morton RD, Moss ED, Roberts SPM, Kunin WE & Potts SG 2015. The impact of over 80 years of land cover changes on bee and wasp pollinator communities in England. *Proceeding of the Royal Entomological Society of London (B)* **282**, 20150294.

Smissen J vd & Rasmont P, 1999. *Bombus semenoviellus* Skorikov 1910, eine für Westeuropa neue Hummelart (Hymenoptera : *Bombus*, *Cullumanobombus*). *Bembix* **13**, 21-24.

Somme L, Vanderplanck M, Michez D, Lombaerde I, Moerman R, Wathelet B, Wattiez R, Lognay G & Jacquemart AL 2015. Pollen and nectar quality drive major and minor floral choices of bumble bees. *Apidologie* **46**, 92-106.

Stebbins GL, 1970. Adaptive radiation of reproductive characteristics in Angiosperms, I : pollination mechanisms. *Annual Review of Ecology and Systematics* **1**, 307-326.

Tasei JN, 1975. Le problème de l'adaptation de *Megachile (Eutricharea) pacifica* Panzer (Megachilidae) Américain en France. *Apidologie* **6**, 1-57.

Tasei JN, 1995. Impact des pesticides sur les abeilles et autres pollinisateurs. p. 33-40, In : Riviere JL (Editeur), Barre V (Editeur), *Impacts des pesticides sur la faune et la flore sauvages*. Paris, FRA : Ministère de l'environnement. <http://prodinra.inra.fr/record/123691>

Terzo M & Rasmont P, 2007. 'Abeilles sauvages, bourdons et autres insectes pollinisateurs'. Namur.

Terzo, M. & Vereecken, N. 2014. 'Un jardin pour les abeilles sauvages, comment les accueillir, les observer et les protéger'. Bruxelles.

Thomson CG, 1872. 'Skandinaviens Hymenoptera, Vol. 2'. Lund.

Thorp RW, 1979. Structural behavioral, and physiological adaptations of bees (Apoidea) for collecting pollen. *Annals of the Missouri Botanical Garden* **66**, 788-812.

Trunz V, Packer L, Vieu J, Arrigo N & Praz CJ 2016. Comprehensive phylogeny, biogeography and new classification of the diverse bee tribe Megachilini: Can we use DNA barcodes in phylogenies of large genera? *Molecular Phylogenetics and Evolution* **103**, 245-259.

- Utelli A-B & Roy BA, 2001. Causes and consequences of floral damage in *Aconitum lycoctonum* at high and low elevations in Switzerland. *Oecologia* **127**, 266-273.
- Vanderplanck M, Bruneau E & Michez D, 2009. Oligolectisme et décalage de phénologie entre plante hôte et pollinisateur, étude de deux espèces printanières psammophiles : *Colletes cunicularius* (L.) (Hymenoptera, Colletidae) et *Andrena vaga* (Panzer) (Hymenoptera, Andrenidae). *Osmia* **3**, 22-26.
- Vanderplanck M, Moerman R, Rasmont P, Lognay G, Wathelet B, Wattiez R & Michez D 2014. How does pollen chemistry impact development and feeding behaviour of polylectic bees? *Plos One* **9**, e86209.
- Velthuis HHW & van Doorn A, 2006. A century of advances in bumblebee domestication and the economic and environmental aspects of its commercialization for pollination. *Apidologie* **37**, 421-451.
- Vereecken NJ, Dafni A & Cozzolino S, 2010. Pollination syndromes in mediterranean orchids-implications for speciation, taxonomy and conservation. *Botanical Review* **76**, 220-240.
- Vereecken NJ, Schwenninger H, Gogala A & Roberts SPM, 2009. Mise à jour de la distribution de l'abeille du lierre, *Colletes hederæ* Schmidt & Westrich (Hymenoptera, Colletidae) en Europe. *Osmia* **3**, 2-3.
- Verreken NJ, Dufrière E & Aubert M, 2015. *Sur la coexistence entre l'abeille domestique et les abeilles sauvages*. Observatoire des Abeilles, Bruxelles, 29 p.
- Vicens N & Bosch J, 2000. Weather-dependent pollinator activity in an apple orchard, with special reference to *Osmia cornuta* and *Apis mellifera* (Hymenoptera : Megachilidae and Apidae). *Environmental Entomology* **29**, 413-420.
- Vogel S, 1986. Ölblumen und ölsammelnde Bienen II. *Lysimachia* und *Macropis*. *Tropische und Subtropische Pflanzenwelt* **54**, 147-312.
- Wappler T, Engel MS, 2003. The middle Eocene bee faunas of Eckfeld and Messel, Germany (Hymenoptera : Apoidea). *Journal of Paleontology* **77**(5), 908-921.
- Wcislo WT & Cane JH, 1996. Floral resource utilization by solitary bees (Hymenoptera : Apoidea) and exploitation of their stored foods by natural enemies. *Annual Review of Entomology* **41**, 257-286.
- Westerkamp C, 1996. Pollen in bee-flower relations - Some considerations on melittophily. *Botanica Acta* **109**, 325-332.
- Westrich P, 1996. Habitat requirements of central European bees and the problems of partial habitats. p. 1-16, In : *The Conservation of Bees*. (eds Matheson A, Buchmann SL, O'Toole C, Westrich P & Williams IH). Academic Press, London.
- Whitehorn PR, O'Connor S, Wackers FL & Goulson D 2012. Neonicotinoid pesticide reduces bumble bee colony growth and queen production. *Science* **336**, 351-352.
- Williams NM & Kremen C, 2007. Resource distributions among habitats determine solitary bee offspring production in a mosaic landscape. *Ecological Applications* **17**, 910-921.
- Williams PH, 2008. Do the parasitic *Psithyrus* resemble their host bumblebees in colour pattern? *Apidologie* **39**, 637-649.
- Williams PH, Araújo MB & Rasmont P, 2007. Can vulnerability among British bumblebees (*Bombus*) species be explained by niche position and breadth. *Conservation Biology* **138**, 493-505.
- Winfree R, Aguilar R, Vazquez DP, Leubhn G & Aizen MA, 2009. A meta-analysis of bees' responses to anthropogenic disturbance. *Ecology* **90**, 2068-2076.
- Winston ML, 1993. 'La biologie de l'abeille'. Beauvechain.

Yanega D, 1997. Demography and sociality in halictine bees (Hymenoptera : Halictidae). p. 293-315, In: Choe JC & Crespi BJ (Eds.), 'The evolution of social behaviour in insects and arachnids'. Cambridge University Press, Cambridge, UK, xiv+541 pp.

Yoon HJ, Kim SY, Lee KY, Lee SB, Park IG & Kim I, 2009. Interspecific Hybridization of the Bumblebees *Bombus ignitus* and *B. terrestris*. *Int. J. Indust. Entomol.* **18**(1), 41-48.

Zurbuchen A, Bachofen C, Müller A, Hein S & Dorn S, 2010. Are landscape structures insurmountable barriers for foraging bees? A mark-recapture study with two solitary pollen specialist species. *Apidologie* **41**, 497-508.

Zurbuchen A, Cheesman S, Klaiber J, Müller A, Hein S & Dorn S, 2010. Long foraging distances impose high costs on offspring production in solitary bees. *Journal of Animal Ecology* **79**, 674-681.

Zurbuchen A, Landert L, Klaiber J, Müller A, Hein S & Dorn S, 2010. Maximum foraging ranges in solitary bees: only few individuals have the capability to cover long foraging distances. *Biological Conservation* **143**, 669-676.