

UNIVERSITÉ DE MONS



FACULTÉ DES SCIENCES UMONS



Faculté
des Sciences



Rôle des traits fonctionnels et écologiques dans la sensibilité
et l'exposition des abeilles sauvages aux pesticides

Promoteur : Pr. Denis Michez

Co-promoteur : Luca Dorio

Laboratoire de zoologie

Mémoire présenté par Léo HANOT, en vue de l'obtention du diplôme de Master en sciences biologiques - Biologie des organismes et écologie à finalité approfondie.

Année académique : 2025-2026

L'auteur, HANOT LEO, atteste avoir respecté les règles éthiques en vigueur, y compris la charte de l'Université relative à l'utilisation de l'Intelligence Artificielle.

UNIVERSITÉ DE MONS



FACULTÉ DES SCIENCES UMONS



Faculté
des Sciences



Rôle des traits fonctionnels et écologiques dans la sensibilité
et l'exposition des abeilles sauvages aux pesticides.

Promoteur : Pr. Denis Michez

Co-promoteur : Luca Dorio

Laboratoire de zoologie

Mémoire présenté par Léo HANOT, en vue de l'obtention du diplôme de Master en sciences biologiques - Biologie des organismes et écologie à finalité approfondie.

Année académique : 2025-2026

Remerciements

Je tiens tout d'abord à remercier le Professeur Denis Michez, pour avoir accepté de superviser ce mémoire et pour la confiance qu'il m'a accordée en autorisant la réalisation de ce travail sous sa direction au sein du service de zoologie.

Un remerciement particulier à Luca Dorio pour sa disponibilité, son encadrement lors des phases expérimentales et statistiques et également pour son aide apportée lors de la rédaction de ce mémoire.

Un grand merci à Solenne Leclercq pour son aide précieuse lors des expériences.

Merci beaucoup à Anatole Maugendre, Davor Merkaš, Georg Hörmann, Sabrina Pesarini, Aude Huberson Chelsy Kouassi pour les collectes des données nécessaires à la réalisation de ce travail.

Je remercie également ma famille qui m'a soutenu pendant mes années d'études et ce mémoire.

Résumé

Les abeilles déclinent à travers le monde à cause des activités humaines, ce qui est un problème majeur compte tenu de leur service de pollinisation essentiel pour les écosystèmes et une grande partie de l'agriculture humaine. Parmi les menaces auxquelles elles font face figure notamment l'utilisation de produits agrochimiques tels que les pesticides, qui peuvent augmenter la mortalité des abeilles. Même si ces pesticides sont testés avant d'être commercialisés afin de limiter au maximum leurs effets sur les abeilles, les risques associés à ces substances sont actuellement majoritairement évalués sur l'abeille mellifère (*Apis mellifera*) et d'autres abeilles domestiquées (*Bombus* spp. et *Osmia* spp.). Cependant, parmi les 20 000 espèces d'abeilles présentes dans le monde, il existe une grande diversité morphologique, physiologique et comportementale, ce qui implique que chaque espèce possède sa propre sensibilité intrinsèque face aux pesticides. Ainsi, les évaluations actuelles des risques liés aux pesticides se révèlent insuffisantes pour protéger l'ensemble des abeilles. Une méthode efficace pour évaluer cette sensibilité consisterait à étudier les traits fonctionnels afin de prédire celle-ci, mais cette approche n'a encore été que très rarement utilisée chez les abeilles. Cette étude s'est donc intéressée à un trait fonctionnel prometteur, la pilosité, qui n'a encore jamais été étudié dans le contexte de la sensibilité et de l'exposition aux pesticides. Dans le but de déterminer l'impact potentiel de la pilosité chez les abeilles, une expérience en laboratoire consistant au rasage et à une exposition à un pesticide sur des bourdons a été réalisée pour observer l'influence des poils sur leur sensibilité. Ensuite, des analyses statistiques utilisant des mesures de traits morphologiques et les statuts de conservation de l'IUCN ont été utilisées pour déterminer s'il existait une corrélation entre la pilosité et le risque d'extinction des abeilles européennes. Du point de vue de la sensibilité, il semble que la pilosité pourrait avoir un effet protecteur relativement limité. En revanche, concernant l'exposition, les résultats n'ont pas permis de mettre en évidence un effet clair. Cette étude souligne l'importance de poursuivre les recherches visant à prédire la sensibilité des abeilles face aux pesticides par l'étude de traits fonctionnels. L'utilisation d'autres traits comme la cuticule (son épaisseur et sa composition) pourrait contribuer à une meilleure évaluation des risques et, par conséquent, à une protection plus efficace des abeilles.

Abstract

Bee populations are declining worldwide due to human activities, which is a major concern given their vital role in pollination for both ecosystems and a large proportion of human agriculture. Among the threats they face is the use of agrochemicals such as pesticides, which can increase bee mortality. Although these pesticides are tested before being placed on the market to minimise their effects on bees, the risks associated with these substances are currently assessed primarily on the honeybee (*Apis mellifera*) and other managed bees (*Bombus* spp. and *Osmia* spp.) as model species. However, among the 20,000 species of bees found worldwide, there is considerable morphological, physiological and behavioural diversity, meaning that each species has its own intrinsic sensitivity to pesticides. Consequently, current pesticide risk assessments are proving insufficient to protect all bee species. An effective method to assess this sensitivity would be to study functional traits in order to predict it, but this approach has rarely been applied to bees. This study therefore focused on a promising functional trait, hairiness, which has never previously been investigated in the context of sensitivity and exposure to pesticides. To determine the potential impact of hairiness in bees, a laboratory experiment involving the shaving and pesticide exposure of bumblebees was conducted to observe the influence of hair on their sensitivity. Subsequently, statistical analyses using measurements of morphological traits and IUCN conservation statuses were used to test whether there was a correlation between hairiness and the risk of extinction among European bees. Regarding sensitivity, the results suggest that hairiness may provide a relatively limited protective effect. However, regarding exposure, no clear effect was detected. This study highlights the importance of continuing research aimed at predicting bees' sensitivity to pesticides through the study of functional traits. The use of additional traits like the cuticle (its thickness and composition) could contribute to more accurate risk assessments and, consequently, to more effective protection of bees.

Table des matières

1.	Introduction	8
1.1	Les pollinisateurs	8
1.2	Le déclin des pollinisateurs.....	8
1.2.1	Le changement climatique.....	10
1.2.2	Les espèces invasives.....	11
1.2.3	Perte de l'habitat.....	11
1.2.4	Intensification agricole.....	12
1.2.5	Pollution.....	12
1.3	L'impact des pesticides et leur rôle dans le déclin des pollinisateurs.....	13
1.3.1	Généralités	13
1.3.2	Les différentes voies d'exposition aux pesticides	15
1.3.3	Effets des pesticides sur les abeilles.....	16
1.3.4	Les différents mécanismes de détoxification face aux pesticides	18
1.3.5	Evaluation des risques	21
1.3.6	L'abeille mellifère et les limites des évaluations actuelles.....	21
1.4	Traits fonctionnels.....	23
2.	Objectifs	28
3.	Matériel et méthodes.....	30
3.1	Partie I : Rasage et exposition aux pesticides.....	30
3.2	Partie II : Lien entre pilosité et risque d'extinction.....	32
3.3	Partie III : Analyses statistiques.....	34
4.	Résultats	36
4.1	Partie I : Rasage et exposition aux pesticides.....	36
4.2	Partie II : Lien entre pilosité et risque d'extinction.....	37
5.	Discussion	41
5.1	Partie I : Rasage et exposition aux pesticides.....	41
5.2	Partie II : Lien entre pilosité et risque d'extinction.....	43
6.	Conclusion.....	46
7.	Références.....	47
8.	Annexes.....	67
8.1	Graphique de la survie des bourdons en fonction du temps (2 ^{ème} expérience) ..	67
8.2	Liste des espèces d'abeille, des mesures de traits et des statuts IUCN	68
8.3	Graphique de l'analyse des résidus.....	73

1. Introduction

1.1 Les pollinisateurs

Les pollinisateurs se définissent comme les espèces animales participant à la pollinisation. Il existe une grande diversité d'espèces au sein des pollinisateurs (Figure 1) : des mammifères (chauves-souris, etc.), des oiseaux (colibris, etc.) et même certains reptiles (geckos) mais ce sont les insectes qui représentent la majorité des pollinisateurs (Ollerton, 2017). Cette pollinisation par les insectes est indispensable pour les écosystèmes et l'agriculture ; environ 87,5% des plantes à fleurs et 35% des cultures dépendent de cette dernière (Klein et al., 2006, Ollerton et al., 2011). D'ailleurs, il est prouvé qu'une grande diversité de pollinisateurs augmente le rendement des cultures en qualité et en quantité (Garibaldi et al., 2014 ; Cusser et al., 2016 ; Vasiliev & Greenwood, 2020 ; Katumo et al., 2022). Ils peuvent également servir de bioindicateurs environnementaux et de contrôle biologique contre des insectes ravageurs et/ou transmetteurs de pathogènes (Katumo et al., 2022). Les Lépidoptères sont les insectes pollinisateurs les plus diversifiés (140 000 espèces) mais c'est bien parmi les Hyménoptères que se trouvent les pollinisateurs les plus efficaces, les abeilles (Hymenoptera, Apoidea, Anthophila), comportant 7 familles (Andrenidae, Apidae, Colletidae, Halictidae, Megachilidae, Melittidae et Stenotritidae) avec 20 000 espèces dans le monde dont 19 domestiquées et 35 potentiellement domesticables (Wardhaugh, 2015 ; Ollerton, 2017 ; Osterman et al., 2021).



Figure 1. Diverses espèces de pollinisateurs (dans le sens horaire à partir du haut à gauche : colibri roux ; abeille domestique ; papillon machaon ; roussette à tête grise) (Nicole, 2023)

1.2 Le déclin des pollinisateurs

À l'heure actuelle, il est indéniable que les actions humaines ont un effet significatif sur la biodiversité, entraînant un déclin du nombre et de la taille des populations des espèces sauvages

(Díaz et al., 2019 ; Wagner, 2019). Le taux d'extinction des espèces animales est aujourd'hui 100 à 1.000 fois supérieur au taux naturel (Dirzo et al., 2014 ; Thomas et al., 2004 ; Sánchez-Bayo & Wyckhuys, 2019). Les insectes ne sont évidemment pas épargnés mais leur déclin reste néanmoins sous-évalué. En dehors de l'Europe, les données sont souvent anecdotiques voire absentes, ce qui ne facilite pas l'évaluation de l'étendue de ce déclin à travers le monde (Wagner, 2019). D'ailleurs, toutes les espèces ne reçoivent pas non plus la même attention ; ce sont surtout les insectes pollinisateurs (abeilles et papillons) qui sont les plus étudiés pour leur service de pollinisation (Potts et al., 2010 ; Wagner, 2019). Dans le cas des insectes, c'est le déclin des populations des espèces abondantes qui est le plus à redouter ; ce dernier a de sérieuses conséquences écologiques sur les réseaux trophiques et les communautés d'espèces (Dirzo et al., 2014 ; Gaston & Fuller, 2007a ; K. Gaston & Fuller, 2007b ; Thompson, 1996 ; D. Wagner, 2017 ; Winfree et al., 2015). Le déclin des insectes semble avoir commencé dans les années 1950, considérées comme le début de l'Anthropocène (Conrad et al., 2004 ; Dirzo et al., 2014) désignant la transition planétaire majeure provoquée par les impacts humains sur la Terre (climat, cycles biogéochimiques, écosystèmes, environnements physiques) qui surpassent les variations naturelles du système terrestre (Zalasiewicz et al., 2024).

Les données collectées et analysées sur plusieurs décennies indiquent aujourd'hui un taux de pertes de 1 à 2% par an pour de multiples taxons et sites à travers l'Europe de l'Ouest et du nord et les États-Unis (Dirzo et al., 2014 ; Hallmann et al., 2017 ; Sánchez-Bayo & Wyckhuys, 2019).

Une méthode efficace pour visualiser le déclin des espèces est l'utilisation des listes rouges de l'IUCN (Union Internationale pour la Conservation de la Nature). Cette dernière évalue le risque d'extinction des espèces répertoriées pour les catégoriser. Ce risque est évalué selon 5 critères de A à E utilisant comme facteurs la taille de la population et la distribution (IUCN, 2012) :

- Critère A : Réduction de la population au cours du temps.
- Critère B : Répartition géographique (zone d'occurrence et/ou zone d'occupation).
- Critère C : Petite population et déclin.
- Critère D : Population très petite ou restreinte.
- Critère E : Analyse quantitative.

Ensuite, en fonction du ou des critère(s) rempli(s) par l'espèce évaluée, celle-ci est attribuée à une des catégories de la liste rouge : préoccupation mineure (LC), quasi menacé (NT), vulnérable (VU), en danger (EN), en danger critique (CR), éteint à l'état sauvage (EW), éteint (EX), non évalué (NE), données insuffisantes (DD) (IUCN, 2012).

Selon la liste rouge de l'IUCN de 2026 des abeilles européennes, sur les 1 927 espèces évaluées, 172 sont classées comme menacées : 25 en danger critique (CR), 91 en danger (EN) et 56 vulnérables (VU) mais 276 espèces sont encore en données insuffisantes (DD), impliquant que le pourcentage d'espèces menacées en Europe pourrait varier de 8,9% (si aucune des abeilles DD n'est menacée) à 23,3% (si toutes les abeilles DD sont menacées) démontrant qu'il est impératif de continuer les collectes de données (Michez et al., 2026).

À titre de comparaison, la Belgique compte 381 espèces d'abeilles dont 45 sont considérées éteintes régionalement (RE) c'est-à-dire qu'elles n'ont plus été observées en Belgique depuis 1990 (Drossart et al., 2019). À cela se rajoute 47 espèces en danger critique (CR), 32 en danger (EN) et 34 vulnérables (VU), mais également 36 espèces qui sont encore en données insuffisantes (DD) (Drossart et al., 2019). Cette liste rouge indique ainsi que près de 30% des abeilles belges sont menacées d'extinction et que 12% ont déjà disparu de la Belgique illustrant bien le déclin des abeilles en Europe de l'Ouest.

Il est aussi important de remarquer que le déclin des pollinisateurs et donc des abeilles est un phénomène multifactoriel découlant de plusieurs facteurs interagissant les uns avec les autres (Figure 2).

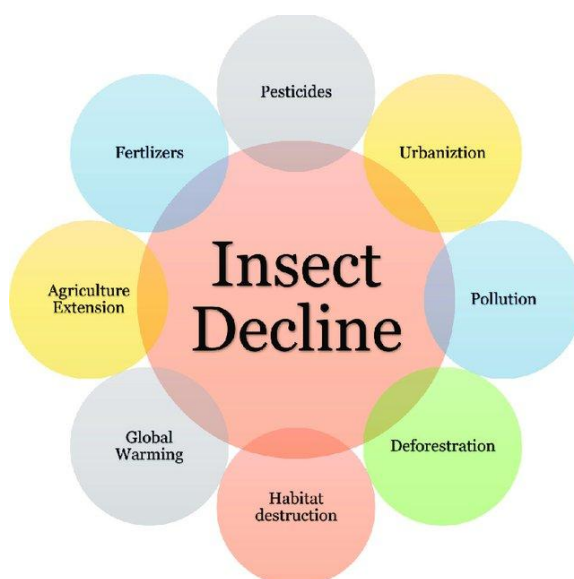


Figure 2. Schéma des différents facteurs de déclin pesant sur les insectes pollinisateurs (Riyaz et al., 2022)

1.2.1 Le changement climatique

Le changement climatique impacte toute la biodiversité incluant donc les insectes et les pollinisateurs (Potts et al., 2010 ; Wagner, 2019). Il influence directement les niveaux d'activité des individus, la répartition géographique, la phénologie (moment des événements du cycle de vie) et la durée de la croissance (Rahimi & Jung, 2024). Il altère également la phénologie des

plantes hôtes et la qualité de la nourriture des pollinisateurs (pollen et nectar) (Jaworski & Hilszczański, 2013 ; Kolb et al., 2016 ; Phillips et al., 2018 ; Huang & D'Odorico, 2020). Le changement climatique perturbe surtout les interactions plantes-pollinisateurs par les décalages temporels et spatiaux (Hegland et al., 2008 ; Rahimi & Jung, 2023 ; Rafferty, 2017 ; Schweiger et al., 2010). De manière générale, la hausse des températures obligera probablement les espèces d'abeilles à migrer vers des latitudes et/ou altitudes plus élevées (Hegland et al., 2008 ; Hickling et al., 2006 ; Rahimi et al., 2021). Un déclin de la diversité des abeilles en Europe est ainsi à prédire d'ici 2050 (Rasmont et al., 2015).

1.2.2 Les espèces invasives

Les espèces invasives sont également une menace importante pour la biodiversité (D. L. Wagner & Van Driesche, 2009). Les plantes invasives entomophiles s'intègrent facilement dans les réseaux plantes-pollinisateurs indigènes et, même si elles fournissent de possibles sources supplémentaires de pollen et de nectar (Stout & Morales, 2009 ; Schweiger et al., 2010 ; Goodell & Parker, 2016 ; Roy et al., 2024), ces effets positifs ne profitent qu'aux pollinisateurs généralistes polylectiques butinant une grande diversité de plantes (Traveset & Richardson, 2006 ; Kleijn & Raemakers, 2008 ; Tourbez et al., 2025). À l'inverse, ces plantes affectent négativement les pollinisateurs spécialisés oligolectiques (butinant un nombre restreint d'espèces) par la compétition avec les plantes natives entraînant leur disparition de ces dernières et la perte des ressources alimentaires des pollinisateurs spécialisés (Traveset & Richardson, 2006 ; Tourbez et al., 2025). Les prédateurs invasifs comme le frelon asiatique (*Vespa velutina*) constituent, en Europe, une autre menace importante, autant pour l'abeille mellifère que pour les abeilles sauvages (Pedersen et al., 2025). L'introduction de pollinisateurs domestiques pour la pollinisation des cultures et l'apiculture peut créer une compétition pour les ressources florales avec les espèces natives (Thomson, 2006). Elle peut aussi entraîner une pollution génétique via l'hybridation avec les populations locales, réduisant leur diversité génétique et conduisant parfois à leur extinction (Franck et al., 1998). Enfin, ces pollinisateurs domestiques peuvent agir comme vecteurs de pathogènes transmissibles aux populations sauvages, comme l'acarien *Varroa* chez *Apis* ou le champignon *Nosema* chez *Bombus* (Stout & Morales, 2009 ; Goulson, 2003).

1.2.3 Perte de l'habitat

La principale menace pour la biodiversité mondiale est aujourd'hui la perte et la dégradation des habitats (Ipbes, 2018 ; Maxwell et al., 2016 ; Wilcove et al., 1998), largement causées par les activités humaines, notamment via la déforestation et l'intensification agricole (Wagner, 2019). Cette perte d'habitat, accompagnée de sa fragmentation, constitue un facteur

majeur du déclin des abeilles sauvages en réduisant leur diversité et leur abondance par la diminution des ressources florales et des sites de nidification (Winfrey et al., 2009 ; Brown & Paxton, 2009 ; Potts et al., 2010). La déforestation représente également la principale menace pour les forêts tropicales abritant la majorité de la biodiversité mondiale et des insectes (Stork, 2017) et peut modifier les climats locaux et régionaux, notamment les régimes de précipitations (Foley et al., 2005 ; Syktus & McAlpine, 2016).

1.2.4 Intensification agricole

Le déclin des pollinisateurs dans l'ouest des États-Unis ainsi que dans le nord et l'ouest de l'Europe est largement attribué à l'intensification des pratiques agricoles (Wagner, 2019). L'agriculture moderne se caractérise notamment par l'exploitation de vastes surfaces cultivées, l'utilisation importante d'herbicides, le recours à des plantes OGM produisant des toxines contre les insectes et le développement de monocultures fortement dépendantes des engrais et pesticides (Chamberlain & Fuller, 2000 ; Kremen et al., 2002 ; Tscharnkte et al., 2005). Parallèlement, la biodiversité végétale a fortement diminué dans de nombreuses régions du monde, entraînant une réduction des ressources florales disponibles pour les pollinisateurs (Potts et al., 2010). Bien que certaines monocultures à floraison massive, comme le colza ou le tournesol, puissent fournir temporairement d'importantes ressources alimentaires, celles-ci ne sont disponibles que sur de courtes périodes et contribuent donc peu au maintien de populations viables de pollinisateurs (Westphal et al., 2003 ; Kremen et al., 2007). De plus, la disparition progressive des petites exploitations agricoles et des milieux semi-naturels associés réduit les habitats riches en biodiversité abritant de nombreux groupes d'insectes. (Shreeve, 2001 ; Grubisic et al., 2018 ; Habel et al., 2019 ; Hahn & Brühl, 2016 ; Nilsson et al., 2008 ; Sánchez-Bayo & Wyckhuys, 2019 ; J. A. Thomas, 2016). Parmi ces espèces, les abeilles solitaires se révèlent particulièrement sensibles à cette intensification agricole (Féon et al., 2010).

1.2.5 Pollution

Il existe 3 types de pollution ; la pollution biologique (espèces invasives) (voir point 1.2.2), la pollution physique qui, dans le cas des insectes, concerne la pollution lumineuse n'impactant cependant que les espèces nocturnes comme les papillons de nuit (Knop et al., 2017 ; Van Langevelde et al., 2017) et enfin, la pollution chimique qui, elle, peut poser un problème conséquent pour les insectes, notamment les pollinisateurs tels que les abeilles. Il existe une grande variété de polluants chimiques (colorants, composés pharmaceutiques, métaux lourds, engrais, pesticides, hydrocarbures, particules fines, etc.) regroupés selon différentes classifications telles que la nature chimique (organiques, inorganiques), le compartiment

environnemental (atmosphère, eau, sol), la concentration (macropolluants, micropolluants), l'origine (anthropiques, naturels), etc. (Rathi et al., 2021).

Parmi les polluants qui peuvent affecter les pollinisateurs, il y a notamment les métaux lourds qui s'accumulent dans les plantes directement exposées ou poussant sur les sols contaminés (Meindl & Ashman, 2013 ; Gekière et al., 2023). Les métaux lourds se retrouvent ainsi dans le nectar et le pollen dont se nourrissent les abeilles, ce qui les affecte négativement en augmentant leur mortalité, en diminuant leur succès reproductif et en altérant leur comportement, leur mémoire, leur phénotype, leur physiologie, etc. (Gekière et al., 2023 ; Shi et al., 2023). Comme autre polluant chimique, on retrouve également les produits agrochimiques (engrais et pesticides) dont les effets peuvent être directs ou indirects (Potts et al., 2010 ; Wagner, 2019). Les engrais azotés affectent indirectement les pollinisateurs car les dépôts d'azote (élément limitant des écosystèmes) réduisent la diversité des communautés végétales et donc les sources de nourriture des pollinisateurs (LeBuhn & Luna, 2021). Les pesticides ont évidemment aussi une influence majeure dans le déclin des insectes et des pollinisateurs comme les abeilles.

1.3 L'impact des pesticides et leur rôle dans le déclin des pollinisateurs

Par définition, un pesticide est une substance ou un mélange de substances destiné à prévenir, détruire, repousser ou contrôler des organismes considérés comme nuisibles, susceptibles d'affecter la production agricole ou la santé humaine (Aktar et al., 2009). Il existe plusieurs types de pesticides en fonction de l'organisme cible ; les herbicides contre les plantes, les fongicides contre les champignons, les acaricides contre les acariens et les insecticides contre les insectes. Ce sont évidemment ces derniers qui impactent le plus directement les abeilles, même si les autres types de pesticides peuvent également les affecter (Catania et al., 2024).

1.3.1 Généralités

Environ 10 000 espèces d'insectes sont considérées comme nuisibles aux cultures dont 700 sont responsables de la majorité des dommages ; ces nuisibles comportent les pucerons, des coléoptères, diverses larves, etc. (Garud et al., 2024). Les insecticides sont utilisés, soit pour tuer directement ces ravageurs, soit pour perturber leur développement et leur croissance (Garud et al., 2024). Une grande variété d'insecticides existe en fonction de leur cible, leur composition chimique et de leur mécanisme d'action (Garud et al., 2024).

Il existe plusieurs classifications d'insecticides ; par exemple, celle de l'organisation mondiale de la santé (OMS), qui les classe selon leur dangerosité, mais aussi la classification IRAC

(Insecticide Resistance Action Committee) se basant sur leur mode d'action (Sparks & Nauen, 2014) dont voici une liste reprenant les types les plus utilisés :

- Les organochlorés : composés neurotoxiques bloqueurs (= antagonistes) du canal ionique chlorure du GABA ; ils empêchent les canaux de s'ouvrir, entraînant une hyperexcitation des neurones, des tremblements, la paralysie et au final, la mort (Gupta, 2012).
- Les carbamates : inhibiteurs de l'acétylcholinestérase, une enzyme jouant un rôle important dans la transmission des signaux nerveux. Cette inhibition entraîne une accumulation de l'acétylcholine dans les synapses des nerfs, une hyperstimulation nerveuse, une paralysie et donc la mort. (Colovic et al., 2013).
- Les organophosphorés : inhibiteurs de l'acétylcholinestérase, qui comme les carbamates, causent une accumulation de l'acétylcholine dans les synapses des nerfs, une hyperstimulation nerveuse, une paralysie et donc la mort. (Colovic et al., 2013).
- Les pyréthrinoïdes : composés neurotoxiques dérivés des pyréthrines naturelles des chrysanthèmes ; ils ciblent le système nerveux des insectes en perturbant les canaux sodium, provoquant des influx nerveux répétitifs, une paralysie et donc la mort. (Katsuda, 2011 ; Davies et al., 2007).
- Les néonicotinoïdes : composés apparentés à la nicotine ; ils ciblent le système nerveux des insectes en se liant aux récepteurs nicotiniques de l'acétylcholine (effet agoniste), conduisant à une surstimulation et finalement à la mort. (Taillebois et al., 2018 ; Manjon et al., 2018 ; Catania et al., 2024).

Cependant l'utilisation des pesticides peut avoir des impacts environnementaux. Ces derniers peuvent réduire la diversité et la biomasse des micro-organismes du sol essentiels pour les cycles des nutriments, la décomposition de la matière organique et donc la fertilité des sols (Al-Ani et al., 2019). La contamination de l'eau peut aussi influencer les écosystèmes aquatiques et les chaînes alimentaires (Syafudin et al., 2021). Les vertébrés peuvent ainsi être impactés dans leur développement, leur fertilité et même fragiliser la coquille des œufs chez les oiseaux (Gibbons et al., 2014). Il reste également le problème de la contamination de l'eau de distribution et de ces effets sur la santé humaine (Zhou et al., 2024). À ce niveau, des expositions aiguës ou chroniques aux pesticides peuvent provoquer de nombreuses pathologies (cancers, diabète, problèmes respiratoires, problèmes neurologiques, infertilité, etc.) (Zhou et al., 2024). En plus de cela, de nombreuses espèces d'insectes non ciblées, comme les abeilles sont, aussi affectées par ces pesticides par voie orale ou par contact, entraînant ainsi des conséquences écologiques majeures (Spence et al., 2025). Les pesticides menacent de ce fait les abeilles, soit en les tuant directement,

soit en augmentant leur mortalité via des effets sublétaux (Tosi et al., 2022 ; Raine & Rundlöf, 2023).

1.3.2 Les différentes voies d'exposition aux pesticides

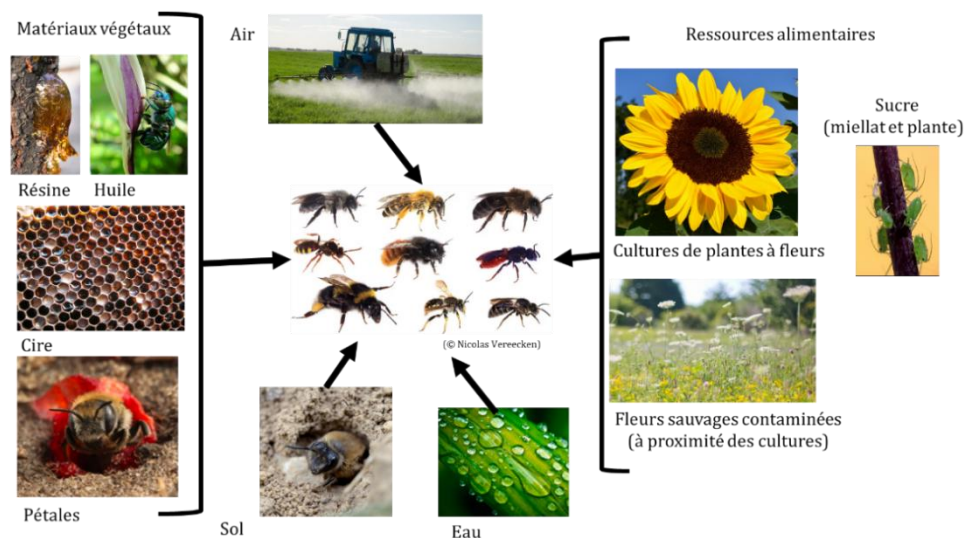


Figure 3. Les différentes voies d'exposition aux pesticides chez les abeilles (Hymenoptera, Apoidea, Anthophila) : voie orale (eau, ressources alimentaires), voie par contact (air, matériaux végétaux, sol)

Les abeilles peuvent être exposées aux pesticides par voie orale (ingestion de pollen, nectar, eau, etc.) ou par contact direct (air, sol, etc.) (Figure 3) (Raine & Rundlöf, 2023). Cette exposition varie selon l'espèce, le régime alimentaire, la socialité et le stade de vie. Les espèces généralistes sont exposées de manière diffuse, tandis que les spécialistes subissent des expositions plus localisées et aiguës en cas de contamination de leur plante hôte (Boyle et al., 2018). L'exposition chez les espèces eusociales peut être « tamponnée » grâce au nombre d'individus, mais la contamination est donc collective, alors que les espèces solitaires n'ont pas de structure sociale pour amortir la contamination (Bryden et al., 2013 ; Franklin & Raine, 2019 ; Straub et al., 2015 ; Boyle et al., 2018). L'exposition varie également en fonction du stade de vie (larve ou imago) (Boyle et al., 2018).

L'exposition orale provient principalement de la consommation de nectar et de pollen contaminés issus des cultures et/ou des plantes environnantes (Botías et al., 2015 ; Graham et al., 2021 ; Long & Krupke, 2016 ; Rundlöf et al., 2015 ; Stewart et al., 2014). Les pesticides contaminent les plantes par voies foliaire notamment après pulvérisation ou par voie racinaire via les résidus dans le sol ou dans l'eau d'irrigation (Juraske et al., 2008 ; C. Zhang et al., 2023 ; X. Zhang & Li, 2023). L'enrobage des semences qui consiste à recouvrir les graines de substances actives pour être absorbées par les jeunes racines lors de la germination, contribue aussi à la contamination du sol (Calvo-Agudo et al., 2021 ; C. Zhang et al., 2023). Une fois absorbés, les

résidus circulent dans toute la plante via le xylème et le phloème entraînant la contamination des nectaires et des anthères, produisant respectivement le nectar et le pollen (C. Zhang et al., 2023).

Ainsi, l'exposition orale par le pollen et le nectar dépend du régime alimentaire (généraliste ou spécialisé), de l'aire de butinage et des modes d'approvisionnement des larves (par provisions massives ou séquentielles) (Rollin et al., 2013 ; Rundlöf et al., 2022 ; Knapp et al., 2023 ; Danforth et al., 2019 ; Grüter, 2020). L'eau constitue également une voie d'exposition (Boyle et al., 2018 ; Cham et al., 2018), tout comme le miellat d'homoptères ou les sucres végétaux (Boyle et al., 2018 ; Cham et al., 2018 ; Grüter, 2020). L'exposition par contact survient lors du butinage de plantes contaminées et, pour les mâles d'abeilles solitaires et de bourdons, lorsqu'ils dorment sur la végétation (Raine & Rundlöf, 2023). Elle peut se faire via des matériaux végétaux (résines, cire, huiles, pétales) utilisés par les abeilles mais l'exposition peut aussi être orale s'ils sont collectés oralement (Raine & Rundlöf, 2023 ; Boyle et al., 2018 ; Mullin et al., 2010 ; Kopit & Pitts-Singer, 2018). Les résidus du sol constituent une source d'exposition majeure pour les abeilles solitaires nichant au sol, exposant œufs, larves, pupes, ainsi que les femelles nicheuses et les reines de bourdons hibernant sous terre (Antoine & Forrest, 2020 ; Fortuin et al., 2020 ; Sgolastra et al., 2018 ; Chan et al., 2019 ; Danforth et al., 2019 ; Silva et al., 2018 ; Anderson & Harmon-Threatt, 2019 ; Anderson & Harmon-Threatt, 2021 ; Chan & Raine, 2021 ; Cham et al., 2018 ; Rondeau et al., 2022 ; Harmon-Threatt, 2020). À noter, les abeilles sont exposées à des mélanges de pesticides provenant de différentes sources environnementales (Boyle et al., 2018 ; H. M. Thompson, 2012).

1.3.3 Effets des pesticides sur les abeilles

Comme vu précédemment, les insecticides les plus utilisés tuent les insectes en induisant une surstimulation nerveuse, ensuite, une paralysie et, au final, la mort (Gupta, 2012 ; Colovic et al., 2013 ; Katsuda, 2011 ; Davies et al., 2007 ; Taillebois et al., 2018 ; Manjon et al., 2018 ; Catania et al., 2024 ; Tosi et al., 2022). Cependant, l'exposition aux pesticides n'est pas toujours létale pour les abeilles ; des effets sublétaux augmentant leur mortalité peuvent alors apparaître (Raine & Rundlöf, 2023). Les études sur ces effets se concentrent en majorité sur l'abeille mellifère (Dirilgen et al., 2023 ; Lehmann & Camp, 2021 ; Siviter et al., 2021 ; Siviter, Richman, et al., 2021). Même si les différents types de pesticides agissent différemment dans l'organisme (néonicotinoïdes agissant sur les récepteurs nicotiniques, chlorantraniliprole agissant sur les récepteurs ryanodine, etc.), les conséquences de ces neurotoxiques sont évidemment la perturbation du système nerveux de l'abeille mais aussi de son développement (Siefert et al., 2020 ; Zhao et al., 2022). Ces perturbations engendrent des troubles de la mémoire et de l'apprentissage entraînant une désorientation chez les individus qui diminuent leur navigation et leur capacité de retourner dans leur ruche, mais aussi des problèmes de locomotion,

de développement des muscles, de la capacité de voler et de communiquer entre les individus (Henry et al., 2012 ; Charreton et al., 2015 ; Christen et al., 2016 ; Eiri & Nieh, 2016 ; Zhao et al., 2022). D'un point de vue physiologique, certains pesticides diminuent l'appétit, la concentration en lipide et en glycogène chez les ouvrières et donc perturbent leur balance énergétique (Mogren & Lundgren, 2016 ; Zhao et al., 2022). Du point de vue reproductif, les pesticides diminuent la vitalité et la quantité de spermatozoïdes chez les mâles d'*Apis mellifera* tandis que les reines présentent une immunité affaiblie et produisent un couvain moins viable avec moins de futures femelles reproductrices (Brandt et al., 2017 ; Ahsan et al., 2025). Les larves nourries avec une alimentation contaminée peuvent présenter des problèmes de développement (retard de croissance, perturbations hormonales, thorax malformé, infertilité, etc.) (Ahsan et al., 2025). Evidemment, en plus d'augmenter la mortalité des individus et de la colonie en réduisant leur mobilité et leur capacité à s'alimenter, ces effets sublétaux diminuent aussi le service de pollinisation des abeilles mellifères (Zhao et al., 2022).

Chez les abeilles *non-Apis*, les études, même si elles étaient moins nombreuses, ont également déterminé plusieurs effets sublétaux des pesticides. Chez les bourdons, les pesticides provoquent des effets relativement similaires aux abeilles mellifères : diminution de l'appétit, des problèmes d'apprentissage et de mémoire spatiale, détérioration du vol, des performances de recherche de nourriture et du succès d'hibernation, perturbation de l'établissement et de la croissance des colonies et une diminution de la production d'ouvrières et d'individus reproducteurs (Raine & Rundlöf, 2023 ; Baron, Jansen, et al., 2017 ; Baron, Raine, et al., 2017 ; Fauser et al., 2017 ; Wu-Smart & Spivak, 2017 ; Gill et al., 2012). Les effets sublétaux des pesticides chez les autres abeilles sauvages sont bien moins connus en raison de leur grande diversité, de la difficulté à les élever et à les suivre expérimentalement (Lehmann & Camp, 2021 ; Raine & Rundlöf, 2023). Mais les études existantes indiquent des effets similaires aux abeilles mellifères et aux bourdons ; perturbation de la navigation, de la collecte du pollen, de la locomotion, du développement des larves et de la longévité (Anderson & Harmon-Threatt, 2019 ; Jin et al., 2015 ; Almeida et al., 2021 ; Chan & Raine, 2021). De manière générale, l'exposition aux pesticides peut affecter la performance des abeilles *non-Apis* dans la construction et la reconnaissance de l'emplacement de leur nid et la localisation de site potentiel d'hibernation (Artz & Pitts-Singer, 2015 ; Chan & Raine, 2021). Ainsi, comme pour les abeilles mellifères, ces effets sublétaux impactent les abeilles sauvages au niveau de leur physiologie, leur mobilité et leur comportement et, au final, réduisent leur capacité d'assurer leur service de pollinisation (Boff et al., 2018 ; Crall et al., 2018 ; Zhao et al., 2022). L'eusocialité pourrait être un trait qui influence la reprise démographique, permettant la perte d'une partie des ouvrières sans perdre le potentiel reproductif de la colonie, une capacité manquante chez les espèces solitaires (Bryden et al., 2013 ; Franklin & Raine, 2019 ; Straub et al., 2015).

On peut cependant rappeler que les abeilles ne sont pas seulement affectées par les insecticides mais aussi par des herbicides comme le glyphosate. Ce dernier affecte surtout les petites espèces d'abeilles (Battisti et al., 2021). Il altère le comportement des abeilles solitaires et eusociales, particulièrement en réduisant les interactions conspécifiques (Catania et al., 2024). Il peut affecter la mémoire et l'apprentissage des abeilles (Battisti et al., 2021 ; Boily et al., 2013). Des altérations de la locomotion affectent la survie de l'individu, la pollinisation et pour les espèces eusociales, la survie de la colonie (Catania et al., 2024). Les biopesticides végétaux (produits très volatils se dégradant facilement dans l'environnement) altèrent aussi la survie et le comportement des insectes en pénétrant dans leurs spiracles et en provoquant la suffocation (Catania et al., 2024). Dans l'étude de Catania et al. (2024), les andrènes, les *Osmia bicornis* et les *Apis mellifera* exposées se révèlent être les plus sensibles avec une diminution de la survie.

1.3.4 Les différents mécanismes de détoxification face aux pesticides

Chaque espèce d'abeille possède une sensibilité intrinsèque aux pesticides (Bass et al., 2024). Même si les abeilles ne sont en contact avec ceux-ci que depuis 80 ans, elles ont co-évolué avec des plantes et des champignons qui produisent une gamme de xénobiotiques (composés allélochimiques végétaux et mycotoxines) (Bass et al., 2024). Cela a conduit à l'évolution de systèmes sophistiqués permettant aux abeilles de détoxifier ou de contourner les xénobiotiques qu'elles rencontrent dans leur environnement (Berenbaum & Johnson, 2015 ; Gong & Diao, 2016 ; Johnson, 2014). Elles sont ainsi capables de détoxifier les pesticides similaires à ces xénobiotiques naturels (Casida & Durkin, 2013 ; Bass et al., 2024). Il existe quatre mécanismes biologiques associés à la tolérance des abeilles aux pesticides (Figure 4) : la détoxification métabolique, les protéines cibles des insecticides, la cuticule et le microbiote intestinal (Bass et al., 2024).

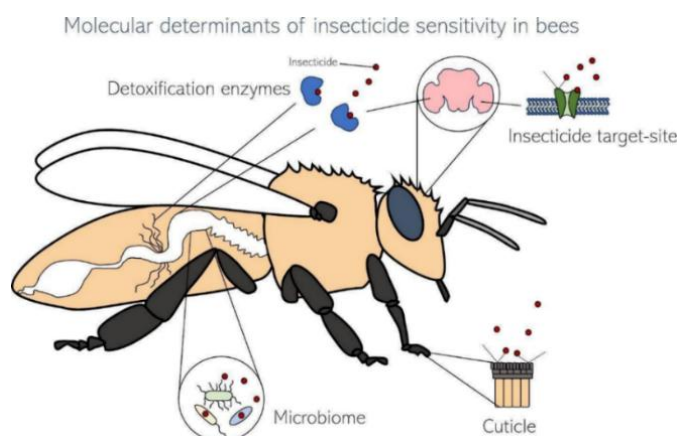


Figure 4. Les quatre mécanismes biologiques associés à la tolérance aux pesticides chez les abeilles (Bass et al., 2024)

La détoxification métabolique

La détoxification métabolique a été observée pour la première fois lorsque des abeilles mellifères sont devenues plus sensibles à un pesticide pyréthrinoïde car leurs cytochromes P450 étaient inhibés par un fongicide (Colin & Belzunces, 1992 ; Pilling & Jepson, 1993). Chez les insectes, les enzymes cytochromes P450 monooxygénases remplissent diverses fonctions physiologiques importantes comme la détoxification des xénobiotiques tels que les insecticides naturels et synthétiques (Nauen et al., 2021). Les P450 convertissent un substrat en un produit plus polaire ou introduisent un groupe fonctionnel facilitant la conjugaison, rendant ainsi la molécule plus facilement excrétable et moins toxique (Nauen et al., 2021). Les P450 sont capables de catalyser diverses réactions, telles que l'oxydation, l'époxydation, la déshydrogénation, l'hydrolyse et la réduction (David et al., 2013). Ces cytochromes P450 sont notamment exprimés dans les tubules de Malpighi, l'intestin et le cerveau (Bass et al., 2024). Chez les abeilles, ce sont les cytochromes P450 de la sous-famille CYP9Q qui métabolisent plusieurs classes d'insecticides (pyréthrinoïdes, organophosphorés, néonicotinoïdes, diamides et buténolides), ce qui en font des déterminants moléculaires importants pour la sensibilité aux pesticides des abeilles (Bass et al., 2024). Des analyses génomiques révèlent que les P450 de type CYP9Q sont bien conservés à travers les familles d'abeilles (Haas et al., 2023), mais, certaines espèces de Megachilidae (Lithurgini, Megachilini, Anthidini) ne possèdent pas de gène codant les cytochromes P450 de type CYP9Q (Hayward et al., 2023). Par contre, d'autres Megachilidae (Osmini, Dioxyini) possèdent des P450 de la sous-famille CYP9BU (semblable au CYP9Q) qui détoxifient certains néonicotinoïdes (Beadle et al., 2019 ; Haas et al., 2023 ; Hayward et al., 2023). Les analyses révèlent que les *Megachile* possèdent des gènes CYP9 distincts (lignée CYP9DM) au lieu de CYP9Q, expliquant leur incapacité à métaboliser les néonicotinoïdes, les pyréthrinoïdes et les buténolides (Hayward et al., 2019 ; Hayward et al., 2023). Ainsi, certaines espèces de Megachilidae peuvent se révéler plus vulnérables face aux pesticides de par cette absence de cytochrome détoxifiant. Notons que peu de cytochromes P450 non-CYP9Q sont impliqués dans le métabolisme des insecticides chez les abeilles (Bass et al., 2024). Il y a, par exemple, la famille CYP336 qui protège les abeilles de la nicotine (insecticide naturel produit par les plantes Solanaceae) ; cette famille de cytochrome est en réalité spécifique aux Hyménoptères et est très conservée dans cet ordre (Haas et al., 2023).

Les protéines cibles

La sensibilité des abeilles à différents insecticides peut également résider dans les différences d'affinité pour leurs sites cibles (Bass et al., 2024). Par exemple, les canaux sodium BiNav1-1 de *Bombus impatiens* sont très sensibles aux pyréthrinoïdes mais beaucoup moins au tau-fluvalinate et à l'étofenprox (Wu et al., 2017). Cette tolérance du canal est due à plusieurs

résidus de la chaîne d'acides aminés conservés chez plusieurs espèces d'abeilles (Bass et al., 2024). Cependant, le rôle des sites cibles en tant que déterminants moléculaires à la sensibilité aux insecticides peut différer selon les espèces d'abeilles, contrairement à la fonction bien conservée de détoxification par le cytochrome P450 (Bass et al., 2024).

La cuticule

Le rôle de la cuticule dans la sensibilité aux insecticides reste peu étudié (Balabanidou et al., 2018). Par exemple, Zaworra et al. (2018) et Beadle et al. (2019) ont utilisé différents néonicotinoïdes radiomarqués respectivement sur *Apis mellifera* et *Osmia bicornis* pour mesurer leur vitesse de pénétration et expliquer la différence de sensibilité entre les substances. Les résultats montrent que l'imidaclopride pénètre beaucoup plus facilement dans la cuticule de l'abeille mellifère que le thiaclopride et l'acétamipride, impliquant une différence de toxicité due à la pharmacocinétique (Zaworra et al., 2018) Mais l'expérience réalisée sur *Osmia bicornis* avec le thiaclopride et l'imidaclopride, n'a montré aucune différence de vitesse de pénétration, suggérant que la différence de sensibilité n'est pas due à une différence de vitesse (Beadle et al., 2019). Ainsi, des travaux supplémentaires sur le rôle de la cuticule dans la sensibilité des abeilles aux pesticides restent nécessaires (Bass et al., 2024).

Le microbiote intestinal

La sensibilité des abeilles aux insecticides peut également être influencée par leur microbiome (Bass et al., 2024). Le microbiote intestinal des abeilles influence leur sensibilité aux pesticides selon deux mécanismes : la détoxification directe de l'insecticide par le microbiote et la modification indirecte des voies de détoxification xénobiotiques de l'abeille (Bass et al., 2024). Pour le premier mécanisme, des études ont prouvé que plusieurs espèces de bactéries du tube digestif des abeilles mellifères sont capables de se développer *in vitro* en présence de plusieurs pesticides et dans certains cas de les dégrader (Khoury et al., 2022 ; Leska et al., 2022). En ce qui concerne le deuxième mécanisme (tolérance indirecte aux insecticides médiée par le microbiote des abeilles), Wu et al. (2020) ont comparé l'expression des gènes P450 chez des ouvrières d'abeilles mellifères avec un microbiote intestinal déficient et chez des ouvrières avec un microbiote intestinal normal. Ils ont découvert que plusieurs gènes P450 étaient beaucoup plus exprimés dans l'intestin des abeilles normales que chez les abeilles déficientes (Wu et al., 2020). Ceci était corrélé à une tolérance accrue aux pesticides chez les abeilles normales par rapport aux abeilles déficientes (Wu et al., 2020). Ces résultats révèlent donc une corrélation entre la variation du microbiote intestinal et la résistance aux pesticides chez les abeilles (Bass et al., 2024).

1.3.5 Evaluation des risques

Les pesticides peuvent donc contaminer les abeilles via de nombreuses voies, ayant des conséquences écologiques majeures sur la biodiversité et sur le service de pollinisation de ces espèces (Spence et al., 2025). Pour éviter ces problèmes écologiques, les pesticides subissent avant leur commercialisation, en Europe du moins, une évaluation des risques environnementaux, par l'autorité européenne de sécurité des aliments l'EFSA (European Food Safety Authority) visant à identifier et à analyser les menaces qui pèsent sur les organismes vivants, leurs habitats et les écosystèmes (European Food Safety Authority, 2026). L'EFSA réalise ces évaluations de risques pour les organismes nuisibles aux plantes ainsi que les diverses substances réglementées telles que les pesticides, les OGM et les additifs destinés à l'alimentation animale (European Food Safety Authority, 2026).

Pour évaluer les risques des pesticides sur les abeilles, l'EFSA utilise les données provenant de la littérature scientifique et des données toxicologiques dont des protocoles standardisés comme les lignes directrices de l'OCDE (Organisation de coopération et de développement économiques) pour les essais de produits chimiques. Ces lignes directrices, plus précisément, la section 2 concernant les effets sur les systèmes biologiques, sont constituées d'un ensemble de protocoles scientifiques standardisés utilisés pour tester les effets des substances chimiques sur la santé humaine et l'environnement, et donc dans ce cas, les effets des pesticides sur les abeilles (Organisation for Economic Co-operation and Development, n.d.). Pour ces dernières, ces protocoles testent différents types d'exposition (orale, par contact, aiguë, chronique), sur différents stades de vie (larvaire, adulte) et sur plusieurs espèces (*Apis mellifera*, *Bombus* spp., *Osmia* spp.) Actuellement 7 lignes directrices concernent les abeilles : les lignes directrices 213, 214, 237 et 245 pour *Apis mellifera*, 246 et 247 pour *Bombus* spp. et 254 pour les abeilles maçonnes *Osmia* spp. (OCDE, 1998, Test n° 213; OCDE, 1998, Test n° 214; OCDE, 2013, Test n° 237; OCDE, 2017, Test n° 245; OCDE, 2017, Test n° 246; OCDE, 2017, Test n° 247; OCDE, 2025, Test n° 254). Après cette évaluation scientifique des risques, les conclusions sont examinées par la Commission européenne qui propose une décision d'autorisation, de restriction ou d'interdiction de la substance active (European Food Safety Authority, 2026).

1.3.6 L'abeille mellifère et les limites des évaluations actuelles

On remarque que les évaluations des risques n'utilisent qu'une espèce et deux genres (utilisés en agriculture) comme modèles pour l'entièreté des abeilles et, de plus, 4 des 7 lignes directrices ne concernent que l'abeille mellifère (*Apis mellifera*), espèce domestiquée depuis très longtemps, abondante, adaptée aux conditions expérimentales et dont la biologie est bien connue

des scientifiques (Authority EFSA, 2013 ; Bireley et al., 2018 ; Decourtye et al., 2019 ; Dietzsch & Jütte, 2020 ; Schmolke et al., 2021). Cependant, les abeilles (Hymenoptera, Apoidea, Anthophila) comportent actuellement 20 000 espèces réparties dans 7 familles (Andrenidae, Apidae, Colletidae, Halictidae, Megachilidae, Melittidae et Stenotritidae) dont 2 000 espèces vivent en Europe (*Apoidea Species -- Identification Guide -- Discover Life*, n.d. ; Michez et al., 2019). Cette diversité taxonomique s'accompagne d'une grande diversité morphologique, écologique et comportementale (Rahimi et al., 2022 ; Somanathan, 2024). De plus, chaque espèce d'abeille possède sa propre sensibilité intrinsèque aux xénobiotiques en fonction de son métabolisme (Bass et al., 2024). Ainsi, en fonction de ces caractéristiques biologiques, du type d'exposition et du type de pesticides, la sensibilité des abeilles peut fortement varier entre les différentes espèces (NM Williams et al., 2010 ; Uhl et al., 2016 ; Boyle et al., 2018 ; Tai et al., 2022 ; Bass et al., 2024 ; Beadle et al., 2019 ; Iwasa et al., 2003 ; Manjon et al., 2018 ; Reid et al., 2020). Par exemple, *Megachile rotundata* est très sensible aux néonicotinoïdes (acétamipride et thiaclopride) et le tau-fluvalinate (pyréthrianoïde), pourtant classés comme peu ou pas toxiques pour les abeilles mellifères (Bass et al., 2024).

L'extrapolation des évaluations des risques des pesticides chez *Apis mellifera* sur les autres abeilles peut donc se révéler inappropriée pour protéger les abeilles sauvages à cause de la variation de sensibilité entre les taxons (Arena & Sgolastra, 2014 ; HM Thompson & Pamminer, 2019). Pour comparer la sensibilité aux pesticides de *Apis mellifera* à celle d'autres espèces d'abeilles, Arena et Sgolastra (2014) ont réalisé une revue systématique de la littérature suivie d'une méta-analyse en utilisant les données toxicologiques d'une cinquantaine de pesticides (carbamates, néonicotinoïdes, organochlorés, organophosphorés, pyréthrianoïdes, etc.) et de 19 espèces d'abeilles (Arena & Sgolastra, 2014). Les valeurs de dose létale LD50 (par contact et par voie orale) et de concentration létale LC50 chronique provenant d'études de laboratoire ont été extraites et intégrées en une base de données (Arena & Sgolastra, 2014).

L'étude d'Arena et Sgolastra (2014) mais aussi celles de Linguadoca et al. (2022) et Baas et al. (2024), prouvent que la sensibilité des abeilles aux pesticides peut varier fortement selon les espèces. Selon Arena et Sgolastra (2014), *Apis mellifera* est généralement aussi sensible ou plus sensible que d'autres espèces (ce qui peut en faire un modèle pertinent pour l'évaluation du risque) mais, dans 35,3% des cas étudiés, la sensibilité des autres abeilles était supérieure et même 10 fois supérieure dans 5,3% des cas. De plus, les différences écologiques entre espèces (alimentation, nidification, etc.) peuvent modifier les modalités d'exposition aux pesticides et le manque de données sur les abeilles sauvages limite la fiabilité des généralisations (Arena & Sgolastra, 2014). Ainsi, bien que *Apis mellifera* constitue une espèce de référence pertinente pour l'évaluation des risques des pesticides, les différences de sensibilité et d'exposition entre espèces

montrent qu'il est nécessaire d'inclure davantage d'espèces d'abeilles dans les études écotoxicologiques afin d'améliorer leur protection (Arena & Sgolastra, 2014 ; Authority EFSA et al., 2022 ; Jütte et al., 2023 ; Catania et al., 2024).

1.4 Traits fonctionnels

On appelle traits fonctionnels les caractéristiques mesurables d'un organisme (morphologiques, physiologiques et phénologiques) qui influencent le fitness (croissance, reproduction et survie) (Figueroa et al., 2021).

Les 20 000 espèces d'abeilles mondiales présentent des variations interspécifiques spectaculaires en termes de morphologie, de comportement, de physiologie et de phénologie (Figure 5), y compris des traits qui interviennent dans les services de pollinisation et les réponses aux changements environnementaux mondiaux (Ostwald et al., 2024). Beaucoup de ces traits fonctionnels sont utilisés dans le but d'étudier l'écologie des abeilles : la taille du corps (via l'ITD = la distance intertégulaire), la masse du corps, la nidification, l'étendue du régime alimentaire, la socialité, le parasitisme, la longueur de la langue, etc. (Ostwald et al., 2024).



Figure 5. Aperçu de la diversité chez les abeilles (Hymenoptera, Apoidea, Anthophila) d'un point de vue morphologique (en haut) et comportemental (nidification) (en bas) (Ostwald et al., 2024)

Ces traits fonctionnels sont déjà utilisés pour prédire la sensibilité aux pesticides de certains organismes tels que les invertébrés aquatiques, les poissons, etc. (Rubach et al., 2012 ; Kreitsberg et al., 2025). Chez les abeilles, le rôle de ces traits a été utilisé pour l'étude de divers sujets : service de pollinisation, prévalence des pathogènes, le gradient altitudinal, etc. (Figueroa et al., 2021 ; Cortés-Gómez et al., 2023 ; Osorio-Canadas et al., 2022 ; Chase et al., 2023).

Des études ont déjà investigué le rôle de plusieurs traits impactant la sensibilité des abeilles aux pesticides : la taille du corps, le microbiote, les enzymes détoxifiantes, la perméabilité de la cuticule, l'étendue du régime alimentaire, l'écologie de la nidification, etc. (Linguadoca et al., 2022 ; Uhl et al., 2016 ; Jütte et al., 2023 ; Tatarko et al., 2025 ; De Castro Lippi et al., 2025 ; Ward et al., 2022 ; Baas et al., 2024 ; Knapp et al., 2023 ; Dewaele et al., 2024 ; Hotchkiss et al., 2021).

Parmi ces traits influençant la sensibilité aux pesticides, certains semblent avoir une importance significative, par exemple, les enzymes détoxifiantes (voir point 1.3.7) et la taille du corps (Jütte et al., 2023). Cette dernière détermine la sensibilité inter et intraspécifique aux pesticides, les abeilles de petite taille étant les plus vulnérables (Linguadoca et al., 2022 ; Uhl et al., 2016 ; Jütte et al., 2023 ; De Castro Lippi et al., 2025 ; Baas et al., 2024 ; Dewaele et al., 2024).

Concernant la sensibilité interspécifique, plus les espèces d'abeilles sont petites et plus la toxicité des pesticides augmente ; c'est ce qui est observé dans l'étude de Uhl et al. (2016) ; ceux-ci ont comparé la toxicité du diméthoate (organophosphoré) sur 5 espèces d'abeilles et les résultats montrent que plus l'espèce est petite (exemple : *Lasioglossum malachurum*), plus elle est sensible. L'influence de la taille s'observe aussi d'un point de vue intraspécifique ; par exemple, les reines de *Bombus terrestris* se révèlent moins sensibles aux pesticides que les ouvrières, en partie grâce à leur plus grande taille (Linguadoca et al., 2022 ; Jütte et al., 2023). La taille individuelle des abeilles est supposée être négativement corrélée aux taux de mortalité après exposition par contact aux pesticides (ou d'autres xénobiotiques) car une masse corporelle plus importante peut potentiellement tamponner un volume défini de pesticide plus facilement qu'une masse plus petite (Gekière et al., 2023 ; Jütte et al., 2023). Les individus plus grands ont également un rapport surface/volume plus petit, c'est-à-dire moins de surface externe par rapport à leur volume interne et subissent donc une exposition plus faible (Jütte et al., 2023 ; Sgolastra et al., 2018).

Comme mentionné précédemment, plusieurs traits fonctionnels des abeilles ont commencé à être étudiés. Pourtant, il existe encore de nombreuses lacunes vis-à-vis de leur influence dans la sensibilité et l'exposition aux pesticides. La pilosité, comme beaucoup d'autres traits, n'a jamais été étudiée dans ce contexte malgré les différences interspécifiques au niveau de ce trait (Figure 6).

La pilosité des abeilles constitue un élément fondamental de leur biologie et de leur rôle écologique en tant que pollinisateurs (Hines et al., 2022). Les poils des abeilles, appelées setae, sont des évaginations unicellulaires filiformes de la cuticule, composées de chitine et produites par des cellules épidermiques ; chaque poil est inséré dans une base articulée, permettant une certaine mobilité et augmentant ainsi son efficacité fonctionnelle (Hines et al., 2022).

Sur le plan morphologique, les poils présentent une grande diversité de formes. Par exemple, chez les bourdons (Figures 7 et 8), les 2 types de poils les plus communs sont « les spinulés » (longs et courts) et « les plumeux » (longs et courts) mais il existe aussi des poils simples, pectinés (standards, fins, en éventail), bipentunculés et dendritiques (Hines et al., 2022). Les poils plumeux (caractéristiques des abeilles), possèdent de nombreuses extensions latérales qui augmentent considérablement la surface de contact (Thorp, 1979). Cette adaptation est directement liée à la collecte du pollen car elle favorise l'adhésion des grains à la surface du corps de l'insecte (Hines et al., 2022). Cette caractéristique est considérée comme une innovation évolutive majeure ayant contribué à la spécialisation des abeilles dans l'exploitation des ressources polliniques (Michener, 2000).



Figure 6. Photos de 2 espèces d'abeilles illustrant la variation de pilosité chez celles-ci. À gauche : *Hylaeus communis*, une espèce peu poilue (Janey Graham, 2016). À droite : *Bombus muscorum*, une espèce très poilue (Arnstein Staverløkk, 2014)

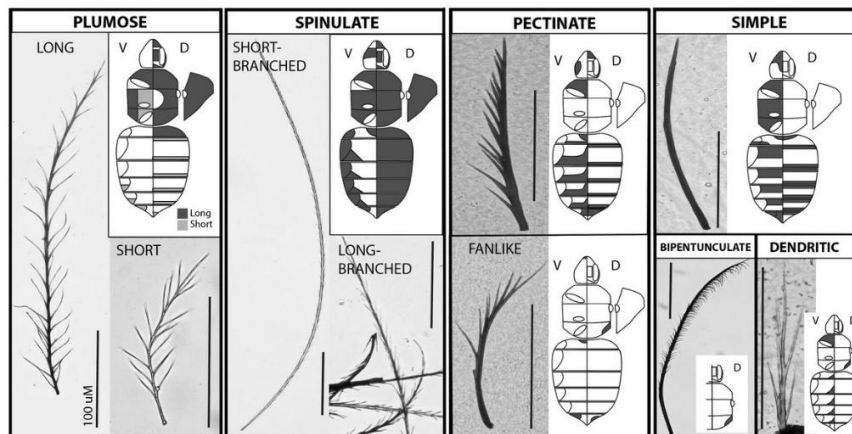


Figure 7. Les différents types de poils (setae) observables chez les bourdons (*Bombus spp.*) (Hines et al., 2022)

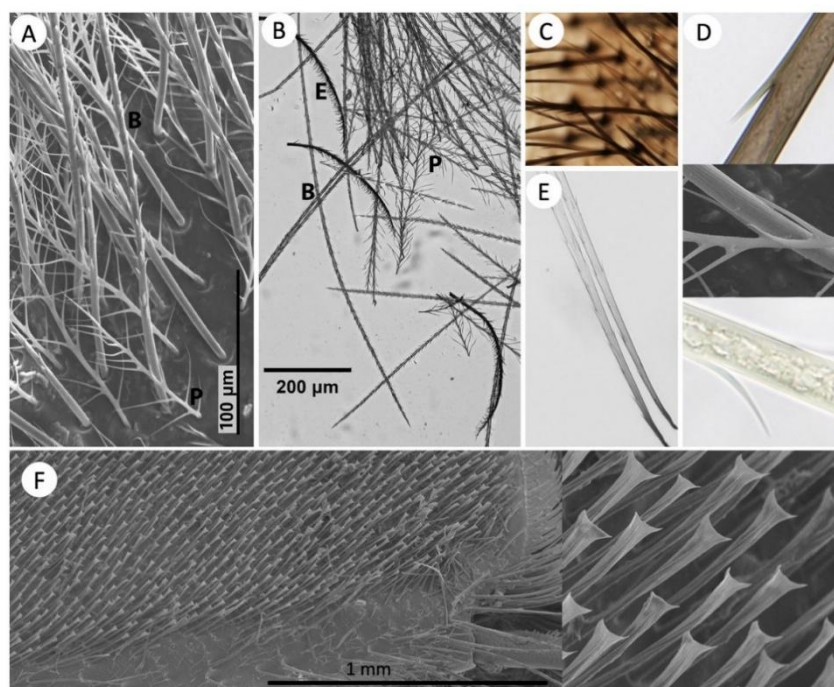


Figure 8. Les différents types de poils (setae) observables chez le bourdon (*Bombus bimaculatus*) (Hines et al., 2022)

Le thorax et l'abdomen présentent généralement une pilosité dense et ramifiée, favorisant la capture du pollen lors des visites florales (Thorp, 1979 ; Thorp, 2000). En plus des poils, les abeilles (excepté les espèces parasites) possèdent des poils spécialisés formant la scopa ; une masse dense de longs poils plumeux sur les pattes postérieures ou sur la face ventrale de l'abdomen facilitant le transport du pollen (Proctor et al., 1996 ; Marconi et al., 2025). Cependant, 4 tribus au sein des Apidae (Apini, Bombini, Euglossini et Meliponini) possèdent une structure plus développée : la corbicula, une corbeille à pollen (cavité entourée de poils) présente sur les tibias des pattes postérieures (metatibias), facilitant la manipulation du pollen (Proctor et al., 1996 ; Khan & Liu, 2022).

La fonction principale des poils est liée à la collecte et au transport du pollen (Thorp, 1979 ; Thorp, 2000). Lors des interactions avec les fleurs, les grains de pollen adhèrent aux poils grâce à des interactions physiques et électrostatiques (Hines et al., 2022). Les poils plumeux augmentent l'efficacité de ce processus en agissant comme un système de rétention, piégeant les grains dans leur structure complexe (Hines et al., 2022). Une fois capturé, le pollen est transféré vers les pattes grâce au toilettage, puis il est rassemblé et compacté en pelotes qui seront transportées jusqu'au nid (Heinrich, 2004 ; Morse, 1982 ; Portman et al., 2019). Les poils interviennent également dans la manipulation du pollen ; les abeilles les utilisent pour broser leur corps, nettoyer leurs appendices, organiser le pollen collecté, optimiser son transport et maintenir la fonctionnalité des organes sensoriels, tels que les yeux et les antennes (Thorp, 1979 ; Amador et al., 2017 ; Thorp,

2000). Les poils sont adaptés aux conditions écologiques et aux ressources alimentaires ; leur morphologie est spécialisée en fonction du type de pollen collecté (sec, collant, etc.) (Thorp, 2000 ; Konzmann et al., 2023).

En conclusion, les poils des abeilles sont des structures hautement spécialisées, à la fois sur le plan morphologique et fonctionnel (Khan & Liu, 2022 ; Hines et al., 2022 ; Marconi et al., 2025). Leur diversité et leur organisation témoignent d'une adaptation évolutive étroite avec les plantes à fleurs, faisant de ces structures un élément clé du succès écologique des abeilles en tant que pollinisateurs (Khan & Liu, 2022 ; Hines et al., 2022 ; Marconi et al., 2025).

Cette pilosité, en tant que trait fonctionnel, pourrait donc influencer la sensibilité et l'exposition des pesticides chez les abeilles. Chez les espèces très poilues, la pilosité pourrait avoir un effet protecteur et jouer un rôle de barrière mécanique contre les pesticides ou, au contraire, elle pourrait faciliter leur contamination via les points d'insertion des poils. Les poils pourraient aussi augmenter la transmission des pesticides ; les résidus coincés dans les poils contamineraient les larves ou, dans le cas des espèces eusociales, les autres individus de la colonie restés à l'intérieur du nid. A ce jour, la pilosité des abeilles (ou même d'autres insectes) n'a jamais été étudiée dans ce contexte, il n'existe aucune littérature à ce sujet, il s'agit donc purement d'hypothèses à vérifier.

2. Objectifs

Les abeilles constituent une composante essentielle des écosystèmes et de l'agriculture. Cependant, celles-ci déclinent à travers le monde à cause de plusieurs facteurs anthropiques dont les polluants agrochimiques, en particulier les pesticides, utilisés pour protéger les cultures des insectes ravageurs. Les risques des pesticides sur les abeilles sont évidemment évalués avant leur mise en circulation via des protocoles. Cependant, ceux-ci ne couvrent que quelques espèces domestiquées comme *Apis mellifera*. Étant donné la haute variabilité interspécifique des abeilles (morphologique, écologique, comportementale, métabolique, etc.), ces évaluations des risques ne protègent pas la majorité des 20 000 espèces répertoriées. Les effets et menaces des pesticides sur de nombreuses espèces sauvages restent donc encore méconnus. Dans ce contexte, l'étude du rôle des traits fonctionnels dans la sensibilité et l'exposition aux pesticides permettrait de mieux comprendre cette variabilité de sensibilité chez les abeilles sauvages. La pilosité sera, dans notre cas, le trait fonctionnel à investiguer. Cette pilosité est, en effet, une adaptation fondamentale pour la collecte du pollen. Cependant, son rôle dans la sensibilité et l'exposition aux pesticides est encore méconnu.

Deux hypothèses sont envisagées concernant le rôle de la pilosité dans la sensibilité et l'exposition aux pesticides :

- La pilosité protège les abeilles des pesticides en servant de barrière mécanique supplémentaire.
- La pilosité augmente l'exposition aux pesticides en servant de « réservoir » de résidus ; ces derniers, coincés dans les poils, pourraient contaminer les larves ou, dans le cas des espèces eusociales, les autres individus de la colonie restés à l'intérieur du nid.

L'étude se fera en 2 parties :

La première consiste à déterminer l'impact de la pilosité dans la sensibilité aux pesticides en mesurant le taux de mortalité chez des ouvrières de *Bombus terrestris* rasées et non rasées afin de vérifier si les poils pourraient constituer une barrière mécanique (Figure 9).

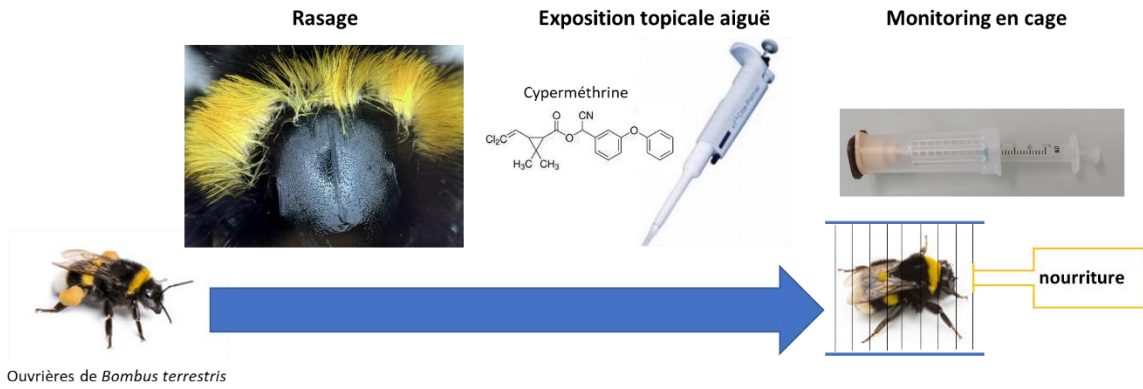


Figure 9. Étapes de la partie I de l'étude

La deuxième partie consiste à analyser des données afin de comparer la pilosité et le risque d'extinction de plusieurs espèces d'abeilles sauvages européennes et déterminer ainsi s'il existe une corrélation entre ces 2 variables et une possible augmentation de l'exposition aux pesticides due à la présence de poils (Figure 10).

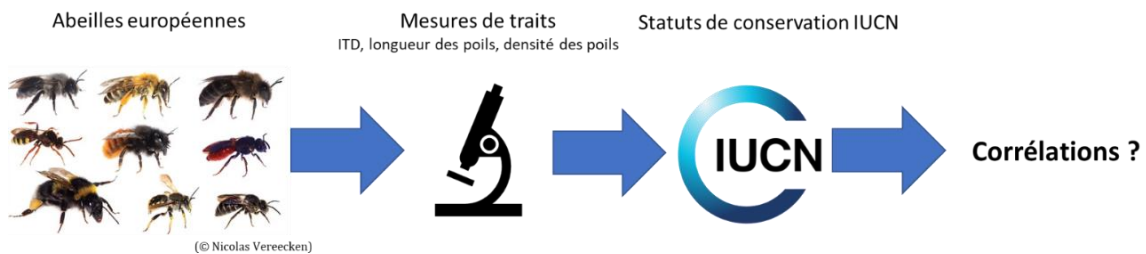


Figure 10. Étapes de la partie II de l'étude

3. Matériel et méthodes

3.1 Partie I : Rasage et exposition aux pesticides

La première partie de l'étude consiste à déterminer le rôle de la pilosité dans la sensibilité aux pesticides et déterminer si les poils constituent une barrière mécanique protectrice additionnelle face à ces derniers. Pour cela, des abeilles ont été rasées et exposées à un pesticide pour observer si une différence dans la mortalité apparaissait entre les abeilles rasées et non rasées.

L'espèce modèle choisie pour mener cette expérience est *Bombus terrestris*, une espèce eusociale native d'Europe formant des colonies de +/- 500 individus (Breidenbach et al., 2023). Généralement, *Bombus terrestris* est considéré comme un bon modèle pour étudier l'écotoxicologie chez les pollinisateurs car il représente un compromis entre un organisme test (nombre suffisant d'individus, disponibilité dans le commerce, période d'activité) et une espèce ayant des similitudes avec les abeilles sauvages (cycle de vie annuel, petits effectifs) (Breidenbach et al., 2023 ; Q. Zhang et al., 2022 ; Laycock et al., 2013). Il existe également beaucoup de données de mortalité de type LD50 disponible pour cette espèce.

De plus, en ce qui concerne spécifiquement cette étude, *Bombus terrestris* est un bon modèle car il s'agit d'une espèce de grande taille, facilitant le rasage. C'est aussi une abeille très poilue permettant d'accentuer le contraste entre rasé et non rasé.

Au total, 140 ouvrières provenant de 5 colonies, achetées à l'entreprise Biobest, ont été réparties aléatoirement en 4 groupes distincts selon leur traitement : rasées et exposées (groupe 1), rasées et non-exposées (groupe 2), non-rasées et exposées (groupe 3) et enfin, non-rasées et non-exposées (groupe 4) (Tableau 1).

Tableau 1 : Les différents traitements administrés aux bourdons.

Groupes	Rasage	Exposition par contact
Groupe 1	✓	Cyperméthrine (LC50)
Groupe 2 (= contrôle)	✓	Acétone
Groupe 3	-	Cyperméthrine (LC50)
Groupe 4 (= contrôle)	-	Acétone

La cyperméthrine (PESTANAL® analytical standard 52315-07-8) a été utilisée comme ingrédient actif pour cette expérience. Il s'agit d'un pyréthrianoïde de synthèse du groupe 3A, selon la classification IRAC. C'est une substance neurotoxique à large spectre qui tue les insectes en

maintenant ouvert les canaux sodium des membranes nerveuses, provoquant une hyperexcitabilité, des convulsions, une paralysie et finalement la mort. La cyperméthrine contamine les insectes oralement ou par contact. Dans le cadre de cette expérience, la cyperméthrine a été choisie pour ses propriétés très hydrophobes, lui permettant de pénétrer aisément la cuticule des insectes via une exposition par contact (Colin-Duchevet et al., 2026). Avant d'être appliquée sur la cuticule des bourdons, la solution de cyperméthrine a été préparée dans de l'acétone pur (solvant hydrophobe). Du triton X-100 (0,1% du volume totale de la solution) a été rajouté comme surfactant afin de diminuer la tension superficielle et donc faciliter l'absorption. En ce qui concerne les traitements négatifs, une solution d'acétone avec du triton X-100 a été utilisée. Chaque bourdon a été exposé par contact avec une concentration de 0,48µg/µL (LC50) de cyperméthrine correspondant à la LD50 pour les bourdons femelles (0,96 µg/bourdons), la concentration a été standardisée au poids de chaque individu (pesé au préalable avant l'expérience) (Fievet et al., 2026).

L'expérience a débuté par une anesthésie sur glace pendant 5 minutes, nécessaire pour faciliter le rasage au scalpel de la partie dorsale du mésothorax (mesoscutum) des individus des 2 premiers groupes. Le rasage a été réalisé avec précaution, sous binoculaire par de petits mouvements délicats pour ne pas abîmer le mésothorax et vérifier l'intégrité de la cuticule lors du rasage. Par la suite, les bourdons ont été placés à plusieurs dans de grandes cages (boîtes en plastique) et nourris *ad libitum* (solution de saccharose 50%). Ces derniers ont ensuite été laissés en acclimatation durant 24H, dans une salle sombre à 25°C et 60% d'humidité relative pour qu'ils récupèrent physiquement de leur rasage et vérifier que ce dernier n'augmente pas leur mortalité mais aussi limiter le stress et les risques d'automutilations (bourdons s'arrachant leurs propres poils).

À l'issue de cette étape, les bourdons ont tous été anesthésiés sur glace une nouvelle fois pour être exposés à 2µL de solution de cyperméthrine (groupes 1 et 3) ou d'acétone (groupes 2 et 4). Les substances ont été appliquées directement sur le mésothorax (mesoscutum) suivant le protocole de la ligne directrice n°246 de l'OCDE (test de toxicité par contact des bourdons). Ensuite, les individus ont été placés dans des cages individuelles, toujours avec une source de nourriture *ad libitum* (solution de saccharose 50%). Les cages individuelles utilisées sont des Nicot cage, c'est-à-dire, de petites cages en plastiques avec un grillage et une ouverture pour insérer une seringue contenant la source de nourriture (Figure 11). La mortalité des bourdons a ensuite été monitorée après 24, 48, 72 et 96 heures.



Figure 11. Cage individuelle (Nicot cage) destinée aux bourdons

3.2 Partie II : Lien entre pilosité et risque d'extinction

L'objectif de cette deuxième partie est de déterminer une possible corrélation entre la pilosité des abeilles européennes et le risque d'extinction de ces dernières en utilisant leur statut de conservation IUCN.

Dans un premier temps, plusieurs traits morphologiques (ITD, longueur des poils et densité de poils) ont été mesurés sur 3 individus par espèce afin de caractériser la pilosité. Les individus étaient toujours des femelles reproductrices ou, pour les espèces eusociales, des ouvrières, pour un total de 487 espèces appartenant à 6 familles d'abeilles : Andrenidae, Apidae, Colletidae, Halictidae, Megachilidae et Melittidae (Annexe 8.2). Il est à noter que seuls les traits des espèces du genre *Bombus* ont été mesurés. Les mesures effectuées sur les autres genres d'abeilles proviennent de la base de données de Miličić et al. (2026) participant au projet WildPosh.

Pour faciliter la collecte des mesures, le rasage et le nettoyage du mesoscutum ont été réalisés lorsque c'était nécessaire. Les traits ont été mesurés via les outils logiciels d'un microscope Keyence VHX-2000 (temps d'exposition de 35ms et un grossissement variable selon la taille de l'individu).

Le premier trait mesuré était l'ITD (Inter Tegulae Distance), c'est-à-dire la distance entre les bases de la première paire d'ailes (Figure 12) pour chaque individu. Ensuite, l'ITD moyen de chaque espèce a été calculé.

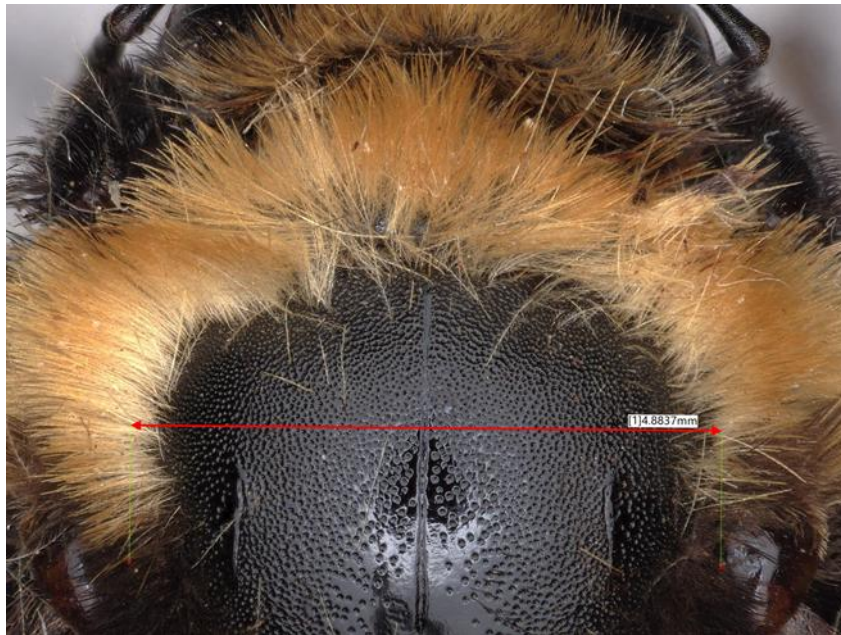


Figure 12. Mesure de l'ITD de *Bombus fragrans* (Léo Hanot)

Concernant le deuxième trait, les longueurs de cinq poils du mesoscutum ont été mesurées (Figure 13) (Roquer-Beni et al., 2022). Une moyenne a été calculée pour chaque individu et par la suite, pour chaque espèce.

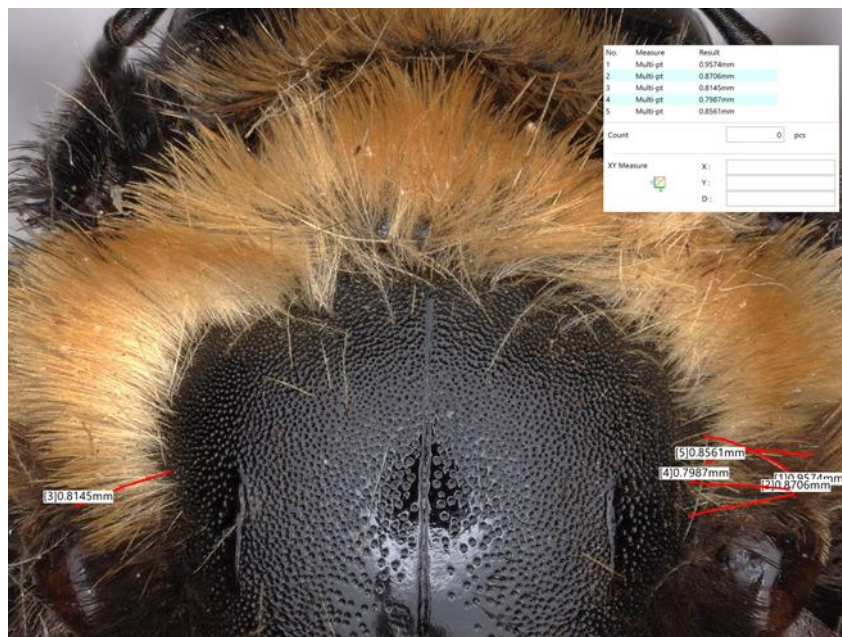


Figure 13. Mesures des longueurs de 5 poils de *Bombus fragrans* (Léo Hanot)

Afin de calculer le troisième trait, la densité de poils, une grille de comptage (taille de cellule : 0,1mm x 0,1mm) a été superposée aux images de microscopie (Roquer-Beni et al., 2022). Dans 2 cases choisies aléatoirement sur le mesoscutum, tous les micropores (bases des

poils) ont été comptabilisés (Figure 14) et la moyenne de densité de poils a été ainsi calculée pour chaque individu et par la suite pour chaque espèce.

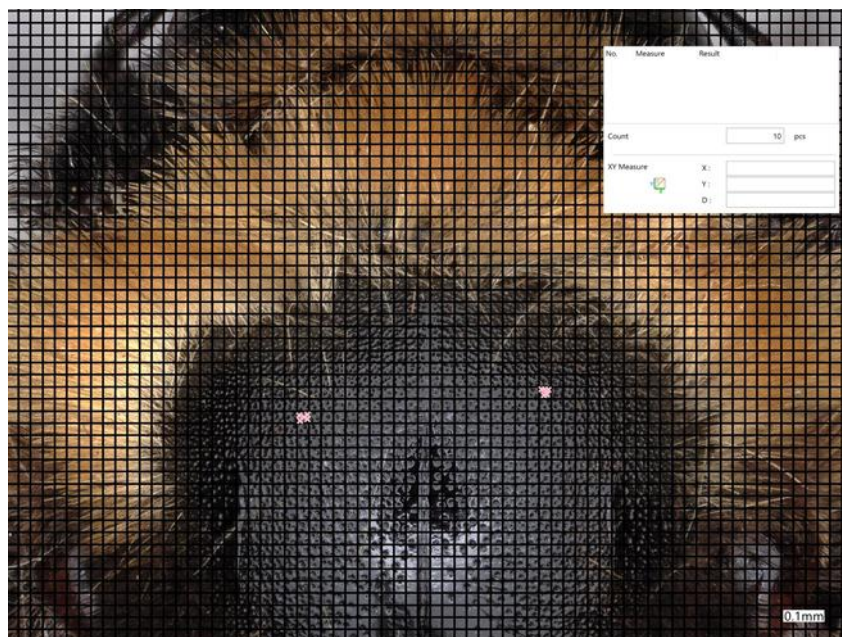


Figure 14. Mesures de la densité des poils de *Bombus fragrans* (Léo Hanot)

Les mesures de longueur et de densité de poils ont permis le calcul de l'index de pilosité (= longueur x densité) pour chaque individu et par la suite, l'index de pilosité moyen a été évalué pour chaque espèce. Toutes ces mesures de traits ont été regroupées dans un tableau Excel commun. Les données de statut de conservation IUCN à l'échelle du continent européen et à celle des états membres de l'Union Européenne provenant de la liste rouge européenne des abeilles de 2026 ont été intégrées pour chaque espèce (Michez et al., 2026).

3.3 Partie III : Analyses statistiques

Les analyses statistiques ont toutes été réalisées sous R dans le logiciel RStudio (version 4.6.0.). Pour l'expérience de rasage et d'exposition, les données de mortalité ont été d'abord projetées via des courbes de survie de Kaplan-Meier avec la fonction `survfit()` et le modèle de survie de Cox. Pour confirmer la possible influence du rasage sur la mortalité des bourdons rasés, le modèle de survie de Cox a été utilisé avec la masse comme covariate. Le modèle a été utilisé avec une correction de Firth via la fonction `coxphf()` via le package (survival) (Therneau, 2001), à cause de l'absence totale d'événements dans un groupe (traitement négatif). La correction de Firth empêche le modèle de conclure à un effet infini quand les données sont extrêmes (comme 0 événement), en ajoutant une petite pénalisation qui stabilise les estimations. Ce dernier a ensuite été ajusté via les moyennes marginales estimées avec la fonction `emmeans()` pour comparer les différents traitements entre eux.

Après le nettoyage du jeu de données contenant les mesures des différents traits collectés (ITD, longueur des poils, densité des poils, index de pilosité) et la suppression des espèces d'abeilles ayant pour statut de conservation NA (non applicable) et DD (données insuffisantes), une standardisation a été appliquée. Par la suite un clustering a été réalisé à l'aide de la méthode des k-means avec la fonction `kmeans()` via le package (stats) pour séparer les espèces selon leurs types de pilosité. La méthode du coude (elbow) a permis d'obtenir un nombre optimal de clusters (k) de 3, créant ainsi 3 groupes d'espèces selon la pilosité. Afin d'interpréter ces groupes et de comprendre leur structuration, une représentation des clusters a été réalisée à l'aide de la fonction `fviz_cluster()` du package (factoextra) (Kassambara & Mundt, 2016), permettant une projection des individus et une visualisation des regroupements obtenus. Pour la recherche du lien entre pilosité et le risque d'extinction, une régression ordinale a été utilisée avec la fonction `polr()` via le package (MASS) (Ripley & Venables, 2009). Cette régression a pour but d'observer si la variation de la pilosité peut expliquer la variation des statuts IUCN et donc le risque d'extinction. Par la suite, la fiabilité du modèle a été vérifiée et confirmée via une analyse des résidus (Annexe 8.3) réalisée à l'aide de la fonction `resids()` via le package (sure) (Greenwell et al., 2017). L'analyse des résidus, malgré quelques écarts dans les valeurs extrêmes, indique une normalité des résidus acceptable, un modèle globalement linéaire et une dispersion des résidus constante (homoscédasticité respectée). L'ensemble des représentations graphiques a été réalisé sous R à l'aide la fonction `ggplot()`, via le package (ggplot2) (Wickham et al., 2007), permettant la création des graphiques et donc la représentation des données.

4. Résultats

4.1 Partie I : Rasage et exposition aux pesticides

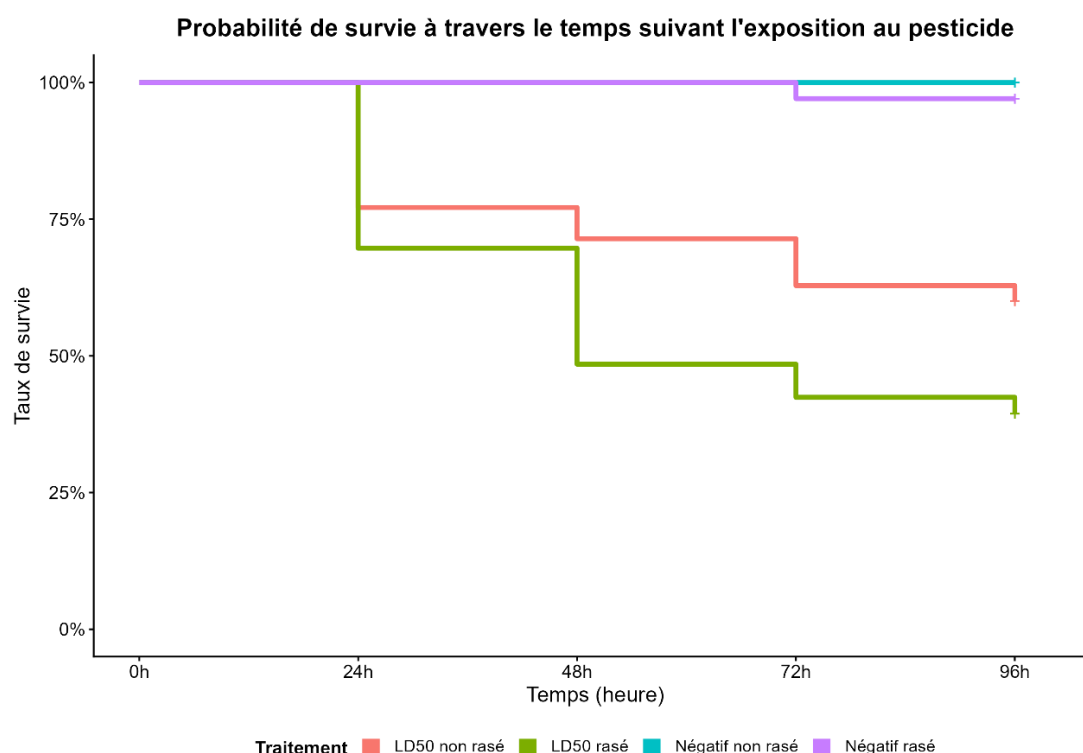


Figure 15. Graphique du taux de survie des bourdons en fonction du temps selon les différents traitements (35 bourdons par traitement)

Les courbes de survie de Kaplan-Meier ont été utilisées pour visualiser le taux de survie des bourdons au cours du temps en fonction des différents traitements (Figure 15). Selon la première hypothèse, les poils des abeilles pourraient servir de barrière mécanique protectrice additionnelle contre les pesticides. Comme le montre les courbes mauve et bleue, les bourdons non exposés respectivement rasés et non rasés, n'ont subi presque aucune perte. Cela confirme donc que le rasage ne menace pas la survie des bourdons en tant quel. En ce qui concerne les bourdons exposés à la cyperméthrine, on observe d'abord que les individus des 2 traitements ont perdu entre 40 et 60% de leurs effectifs. Ensuite, on constate pour les 2 courbes, une différence de mortalité entre les individus rasés et non rasés (respectivement les courbes verte et rouge). Dans cette expérience, le rasage des poils semble donc augmenter la mortalité des bourdons face à la cyperméthrine.

Tableau 2 : Modèle de survie de Cox avec la correction de Firth.

Contrast	Estimate (log)	SE	z-ratio	p-value (FDR)	Significance
LD50 non rasé - LD50 rasé	-0.565	0.363	-1.555	0.144	ns
LD50 non rasé - Négatif non rasé	2.983	1.195	2.496	0.02	*
LD50 non rasé - Négatif rasé	2.313	0.937	2.469	0.02	*
LD50 rasé - Négatif non rasé	3.547	1.187	2.988	0.008	**
LD50 rasé - Négatif rasé	2.878	0.927	3.104	0.008	**
Négatif non rasé - Négatif rasé	-0.669	1.467	-0.456	0.648	ns

Après avoir réalisé un modèle de survie de Cox, le calcul des moyennes marginales estimées, via la fonction `emmeans()`, permet d'obtenir les contrastes entre les différents traitements (Tableau 2). Dans celui-ci, la p-value comparant les bourdons exposés rasés et non rasés se révèle non significative ($p = 0.144$), ce qui contredit la différence apparente entre les courbes rouge et verte de la Figure 14. Il semble donc que, d'un point de vue statistique, le rasage n'influence que très peu l'exposition des bourdons à la cyperméthrine. D'ailleurs, on remarque dans ce tableau que les groupes négatifs rasés et non rasés ne sont pas significativement différents ($p\text{-value} = 0.648$), confirmant bien que le rasage en lui-même ne menace pas la survie des bourdons comme le montre les courbes mauve et bleue de la Figure 15.

4.2 Partie II : Lien entre pilosité et risque d'extinction

Tableau 3 : Caractéristiques des 3 types de pilosité.

Cluster	Longueur moyenne	Densité moyenne	Index de pilosité moyen	ITD moyen
1	0,1203902	8,825617	1,002979	1,406802
2	0,9790532	4,625152	4,435776	4,094618
3	0,3206888	3,259727	1,026315	2,656436

Tableau 4 : Répartition des espèces par familles d'abeilles dans les 3 groupes de pilosité.

Famille d'abeille	Cluster 1	Cluster 2	Cluster 3
Andrenidae	18	1	92
Apidae	8	51	68
Colletidae	21	0	14
Halictidae	82	0	26
Megachilidae	6	1	81
Melittidae	0	2	6

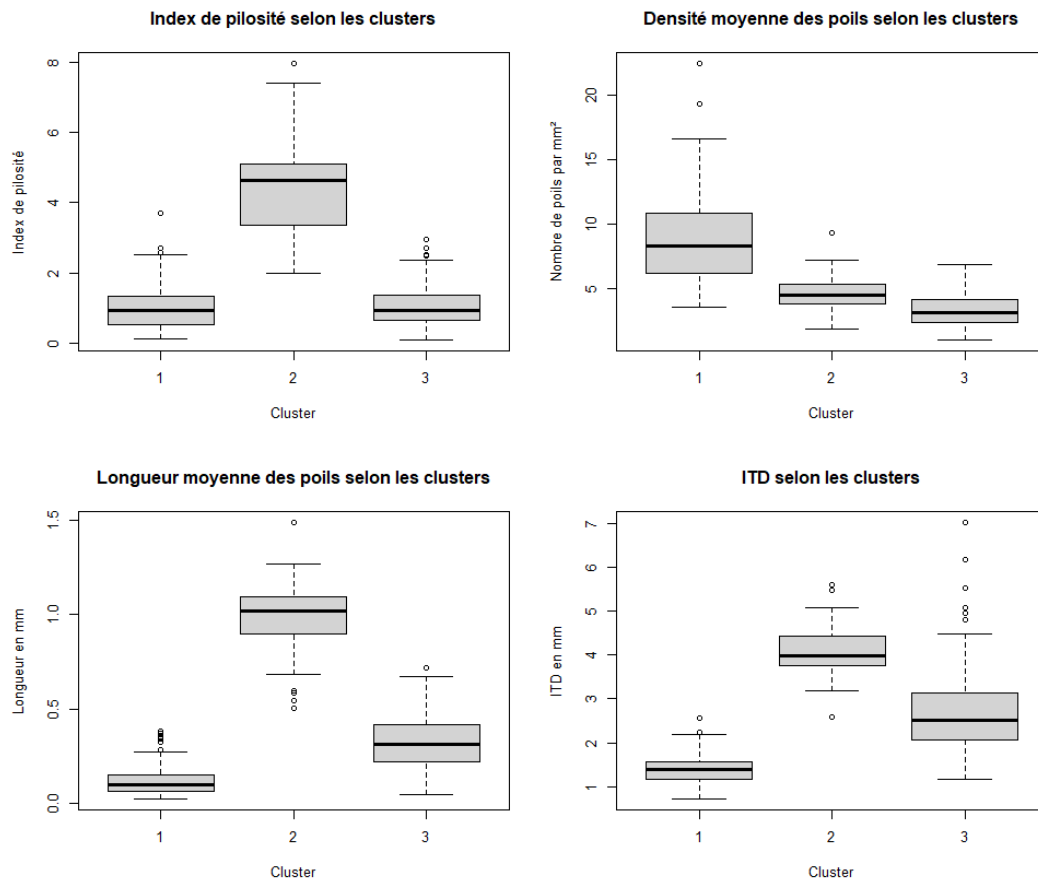


Figure 16. Différents boxplots représentant les différentes mesures des 3 types de pilosité, de haut en bas et de gauche à droite : l'index de pilosité, la densité moyenne des poils, la longueur moyenne des poils et l'ITD

Après le clustering des données, on observe, parmi les 3 clusters obtenus, différents types de pilosité (Tableaux 3, 4 et Figure 16). Si l'on décrit les caractéristiques des 3 groupes de pilosité définies dans le tableau 3, on observe que le cluster 1 comporte des abeilles avec des poils courts mais avec une grande densité tandis que le cluster 2 comporte des abeilles aux poils longs mais de densité faible et enfin, le cluster 3 comporte des abeilles avec des poils courts et très peu denses. Si l'on regarde la répartition des espèces par familles d'abeilles au sein des 3 clusters (Tableau 4), des tendances apparaissent au sein des différentes familles avec certaines contenant une majorité d'espèces dans un groupe de pilosité. Par exemple : les Halictidae appartiennent surtout au cluster 1, alors que les Megachilidae appartiennent surtout au cluster 3. Enfin, les caractéristiques des abeilles (index de pilosité, densité des poils, longueurs des poils et ITD) des 3 groupes de pilosité ont été représentés graphiquement, permettant de visualiser les variations entre les types de pilosité (Figure 15).

Par la suite, le lien entre la pilosité et le risques d'extinction a tenté d'être établi. Pour cela les statuts de conservation ont d'abord été remaniés ; les catégories VU (vulnérable), EN (en danger) et CR (en danger critique d'extinction) ont été regroupées sous la catégorie Threatened

(menacées) pour une meilleure visualisation des données et aussi pour pallier le faible nombre d'espèces dans ces catégories. En effet pour l'entièreté du jeu de données, il n'y avait que 11 abeilles VU, 3 EN et 1 CR, faisant donc un total de 15 Threatened.

Une régression logistique ordinale a ensuite été utilisée pour correspondre à la nature des statuts de conservation qui sont des catégories ordonnées selon des valeurs. Cette régression a pour but d'observer si la variation de la pilosité peut expliquer la variation des statuts IUCN et donc le risque d'extinction.

Dans le cas de notre étude, les catégories utilisées sont :

- Préoccupation mineure, LC (429 sp.) : la valeur de déclin la plus basse.
- Quasi menacé, NT (33 sp.) : la valeur de déclin intermédiaire.
- Menacé, Threatened (15 sp.) : la valeur de déclin la plus élevée.

À noter que sur les 487 espèces du jeu de données, 10 espèces n'ont pas été utilisées pour les analyses car celles-ci étaient classées comme NA, non applicable (1 sp.) et DD, données insuffisantes (9 sp.).

Tableau 5 : modèle de la relation entre le statut de conservation et la pilosité

Parameter	β	SE	OR [95% CI]	p-value
Hairiness index (z)	0.487	0.150	1.63 [1.21–2.18]	0.001 **
Body size — ITD (z)	0.110	0.186	1.12 [0.78–1.61]	0.553

*β = log-odds coefficient (standardized predictors). OR = odds ratio [95% CI]. ** $p < 0.01$*

Ainsi, la régression ordinale permet de modéliser la relation entre la pilosité (index de pilosité) et le risque d'extinction des espèces s'abeilles (statuts de conservation de l'IUCN). Le tableau 5 montre que la pilosité influence le risque d'extinction via le coefficient de régression β égal à 0.487 et la p-value = 0.001 indique que cet effet est statistiquement significatif. La relation étant positive, les espèces les plus poilues présentent une probabilité plus élevée d'appartenir à une catégorie de menace plus importante. En revanche, la taille du corps (ITD) n'a pas de relation significative avec le risque d'extinction ($\beta = 0,110$; $p = 0,553$).

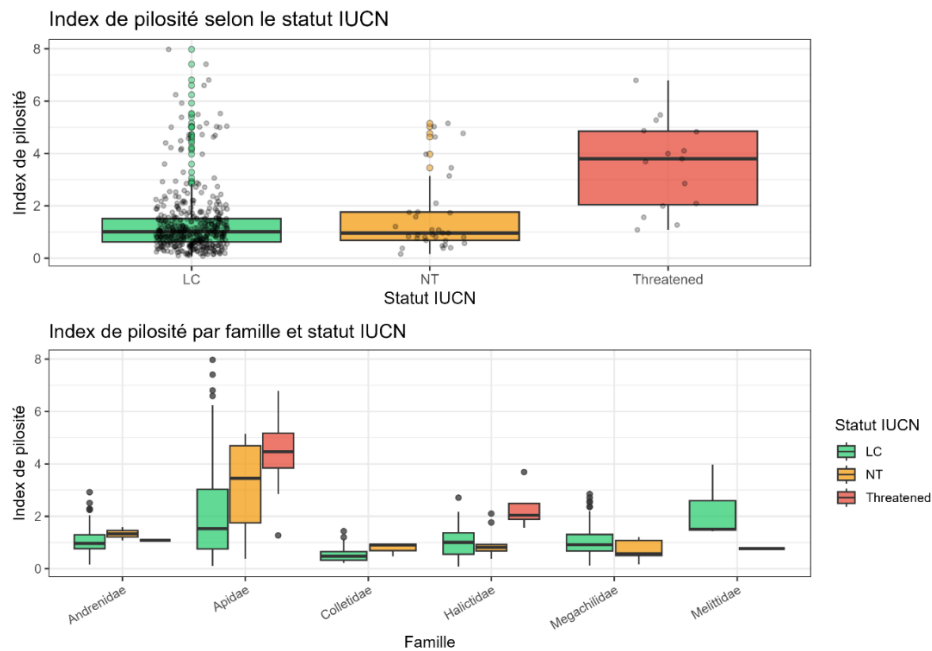


Figure 17. Graphiques : index de pilosité en fonction du statut de conservation (en haut) et index de pilosité en fonction du statut de conservation au sein des différentes familles d'abeilles (en bas)

Enfin, via les graphiques de la Figure 17, on peut observer, au-dessus, l'index de pilosité en fonction du statut IUCN pour l'ensemble des espèces étudiées et, en dessous, l'index de pilosité en fonction du statut IUCN parmi les différentes familles d'abeilles. Le premier graphique indique que les espèces les plus en déclin, dans la catégorie Threatened, sont surtout des abeilles avec un index de pilosité élevé. Dans le second graphique, il semble que les familles d'abeilles avec le plus d'espèces menacées soient les Apidae et, en seconde place, les Halictidae.

À première vue, ces résultats (Tableau 5 et Figure 17) semblent confirmer la deuxième hypothèse ; la pilosité augmenterait l'exposition aux pesticides, en servant de réserve pour les résidus qui seraient alors transmis aux larves ou, pour les espèces eusociales, aux autres individus du nid.

5. Discussion

5.1 Partie I : Rasage et exposition aux pesticides

La pilosité des abeilles n'a jamais été étudiée en tant que trait fonctionnel pouvant influencer la sensibilité et l'exposition aux pesticides. Cette étude avait donc pour but d'investiguer ce trait. Dans un premier temps, une expérience de rasage sur des ouvrières de bourdons (*Bombus terrestris*) a donc été réalisée pour déterminer si l'absence de poils augmenterait leur mortalité face à une exposition par contact à la cyperméthrine, un pesticide pyréthréinoïde.

Si l'on observe les courbes de survie de cette expérience, celles-ci semblent confirmer la première hypothèse selon laquelle les poils des abeilles serviraient de barrière mécanique protectrice additionnelle. Cependant, les résultats obtenus par le modèle de survie de de Cox et le calcul des moyennes marginales estimées révèlent que la différence apparente des taux de survie entre les individus rasés et non rasés n'est pas significative ; l'hypothèse n'est donc pas confirmée. De plus, les analyses confirment bien que le rasage en tant que tel n'impacte pas la survie des bourdons, la mortalité des individus contrôles rasés et non rasés n'étant pas significativement différente. Ainsi donc, cette expérience montre que la différence de mortalité entre les différents traitements n'est pas dû au fait que l'on rase les bourdons. Afin de confirmer que le stress de la manipulation n'a pas causé la mort des bourdons, une deuxième expérience a été réalisée suivant le même protocole mais uniquement avec 60 bourdons. Cette dernière prouve bien que ce n'est pas le stress qui provoque leur mort (Annexe 8.1).

Même si l'effet de la pilosité n'a pas d'effet significatif dans la sensibilité aux pesticides, ne pouvant donc pas confirmer la première hypothèse, on peut noter qu'une influence de la pilosité est tout de même visible avec une faible évidence ($p\text{-value} = 0.144$). Il est donc possible que la pilosité des abeilles ne soit pas un trait fonctionnel assez important pour influencer la sensibilité aux pesticides à l'échelle de la mortalité lorsque ce dernier seul est pris en compte.

En effet, d'autres traits fonctionnels pourraient donc être investigués du point de vue de l'exposition aux pesticides, étant donné que peu d'entre eux ont encore été étudiés dans cet optique. Parmi les traits déjà étudiés ayant un impact dans la sensibilité aux pesticides se trouve la taille du corps. Que ce soit au niveau interspécifique ou intraspécifique, les grandes abeilles sont plus résistantes aux pesticides, leur grande taille permettant une meilleure dilution des contaminants (Uhl et al., 2016 ; Jütte et al., 2023 ; De Castro Lippi et al., 2025). Comme autres traits déjà investigués, figurent les enzymes détoxifiantes cytochromes P450 monooxygénases, très utiles pour déterminer la sensibilité intrinsèque d'une espèce (Bass et al., 2024) et le microbiote

jouant aussi un rôle dans la détoxification métabolique (Bass et al., 2024 ; Tatarko et al., 2025 ; Hotchkiss et al., 2021). La cuticule, du point de vue de son épaisseur et de sa composition, a déjà été étudiée chez plusieurs espèces d'insectes mais encore très peu chez les abeilles (Balabanidou et al., 2018 ; Bass et al., 2024).

Cette utilisation des traits a déjà été appliquée pour prédire la sensibilité aux pesticides chez d'autres insectes et des invertébrés aquatiques. Plusieurs espèces d'insectes (moustiques, mouches, punaises, pucerons et larves de papillons) possèdent diverses adaptations cuticulaires (accumulation d'hydrocarbures, épaissement cuticulaire, sclérification, plus grande densité en chitine, surexpression des transporteurs cuticulaires, etc.) octroyant une résistance aux pesticides lors d'une exposition par contact (Balabanidou et al., 2018). Cependant cette étude se concentre sur la résistance de ces insectes car elle a été réalisée dans le contexte de la lutte contre les nuisibles étant donné que toutes les espèces étudiées sont des ravageurs de cultures et des insectes vecteurs de maladies.

À l'inverse, l'étude de Rubach et al. (2012) a utilisé les traits fonctionnels de divers invertébrés d'eau douce dans le but de prédire la sensibilité de ces espèces face aux pesticides et les risques environnementaux de ces substances. Parmi les 17 espèces investiguées, se trouvent plusieurs espèces d'insectes aquatiques au stade larvaire (libellule, diptère, éphémère, moustique, trichoptère, papillon et mégaloptère) ou aquatiques tout au long de leur vie (divers punaises), mais aussi d'autres espèces d'arthropodes (isopode, amphipode, daphnie, écrevisse et crevette).

Plusieurs traits fonctionnels peuvent donc conférer une meilleure résistance aux pesticides ; un exosquelette épais et une forte sclérification limitent la pénétration des contaminants (Rubach et al., 2012). Les organismes possédant une respiration atmosphérique absorbent moins de contaminants que ceux possédant des branchies et des branchies internes ont une surface d'absorption plus faible que des branchies externes. Une grande taille corporelle favorise la dilution des substances toxiques et un faible rapport surface/volume (corps compact et sphérique) réduit leur absorption. Au stade adulte, la capacité d'élimination des contaminants est plus grande qu'aux stades larvaires. Enfin, un contenu lipidique modéré constitue un compromis optimal car s'il est trop élevé, cela favorise la bioaccumulation, alors que s'il est faible, il ne permet pas de tamponner efficacement la contamination.

L'utilisation des traits fonctionnels pourrait être une méthode efficace pour prédire la sensibilité aux pesticides et permettrait l'extrapolation de ces données pour prédire la sensibilité d'espèces non testées (Rubach et al., 2012). Ainsi, de la même manière, la prédiction de la sensibilité aux pesticides des abeilles pourrait se faire par l'investigation de leurs traits fonctionnels. L'un d'entre eux pourrait être la cuticule comme mentionné précédemment (point

1.3.4). Etudier la cuticule (son épaisseur et sa composition) pourrait permettre de prédire la sensibilité des abeilles aux pesticides. Ce trait est d'ailleurs déjà utilisé dans les études citées précédemment mais bien d'autres pourraient être investigués. Encore une fois, cette méthode n'a jamais été appliquée chez les abeilles.

Cependant, même si l'investigation expérimentale de chaque trait fonctionnel peut se faire de manière mono factorielle, il ne faut pas oublier que ces traits font partie d'un système multifactoriel comprenant une multitude de traits qui interagissent entre eux et dont l'ensemble influence la résistance/sensibilité de l'individu. Il est donc important d'avoir une vision globale du rôle des traits fonctionnels pour évaluer la sensibilité aux pesticides à partir de ces derniers.

Il faut être attentif à ne pas voir une causalité là où il n'y a qu'une corrélation. Toujours dans l'étude de Rubach et al. (2012), ceux-ci ont observé dans leurs résultats que les espèces carnivores seraient plus résistantes que les herbivores et les détritivores. Cependant cela va à l'encontre du principe de bioaccumulation et de bioamplification par lesquelles les espèces des niveaux trophiques élevés accumulent le plus de contaminants et peuvent finir les plus impactés (Kestic et al., 2021). En réalité, si dans leur étude, les carnivores apparaissent les plus résistants, ce n'est pas dû à leur régime alimentaire mais au fait que ces espèces possèdent d'autres traits fonctionnels leur procurant une meilleure résistance (grande taille, exosquelette épais, etc.).

5.2 Partie II : Lien entre pilosité et risque d'extinction

Pour investiguer la pilosité des abeilles dans la sensibilité et l'exposition aux pesticides d'une autre manière, une analyse statistique a été réalisée dans le but de découvrir une possible corrélation entre la pilosité et le risque d'extinction. Parmi les espèces utilisées, 3 types de pilosité ont été déterminés par clusterisation. Un premier type de pilosité correspond aux abeilles possédant des poils courts mais avec une grande densité, un deuxième groupe comporte des abeilles avec des poils longs mais de faible densité et enfin, le troisième groupe comporte des abeilles avec des poils courts et très peu denses.

Parmi ces 3 groupes de pilosité, les abeilles à poils longs et peu denses semblent compter le plus d'espèces menacées et il semble aussi que les familles d'abeilles avec le plus d'espèces menacées soient les Apidae et, en seconde place, les Halictidae. Dans ces 2 familles, on remarque également que les espèces les plus menacées ont des index de pilosité élevés. On serait donc tenté de dire que la deuxième hypothèse selon laquelle la pilosité augmenterait l'exposition aux pesticides, en servant de réserve pour les résidus qui seraient alors transmis aux larves ou, pour les espèces eusociales, aux autres individus du nid est confirmée par les résultats.

Cependant, comme énoncé précédemment, il ne faut pas confondre corrélation et causalité. Le plus grand risque d'extinction de ces espèces pourrait être dû à d'autres facteurs que l'exposition aux pesticides. Il serait en effet contradictoire de prétendre que des abeilles à longs poils comme les bourdons (représentant ici la majorité des espèces Threatened chez les Apidae) sont menacées face aux pesticides à cause de leur pilosité, alors que ces derniers se révèlent être dans les espèces d'abeilles les plus résistantes (Arena & Sgolastra, 2014).

À noter également, parmi les 487 espèces évaluées, 10 espèces étaient classées comme DD (données insuffisantes) ou NA (non applicable) et une grande majorité (429 sp.) étaient classées en LC (préoccupation mineure) et très peu d'espèces (48 sp.) étaient classées dans les catégories NT (quasi menacées) et menacées (VU, EN, CR). Certaines familles, comme les Colletidae, les Megachilidae et les Melittidae, ne présentaient aucune espèce appartenant aux catégories menacées. Ainsi, une collecte plus vaste de données comportant plus d'espèces menacées permettrait des analyses plus rigoureuses et pertinentes et donc pourrait déterminer si la pilosité a réellement un impact sur l'exposition des abeilles aux pesticides.

Ainsi, l'impact de la pilosité dans l'exposition aux pesticides ne semble pas influencer le risque d'extinction des abeilles européennes. Pourtant les données indiquent que la pilosité pourrait avoir un impact sur le risque d'extinction via d'autres facteurs comme le changement climatique qui affecte la phénologie et l'aire de répartition (Fourcade et al., 2018).

En effet, s'il on regarde parmi les espèces de la catégorie Threatened illustrées par les analyses, on observe certaines espèces comme *Bombus alpinus* qui occupe le nord de la Scandinavie, les Alpes et les Carpates (Rasmont & Iserbyt, 2014) et *Halictus carinthiacus*, endémique des Alpes. Ces espèces dont la pilosité est adaptée aux milieux froids, sont mises en danger par le changement climatique qui les force à migrer vers des latitudes et/ou altitudes toujours plus élevées, réduisant toujours plus leurs aires de répartition afin d'éviter l'hyperthermie qui peut leur être fatale (Hegland et al., 2008 ; Hickling et al., 2006 ; Rahimi et al., 2021 ; Biella et al., 2017). Dans ce cas de figure, les espèces à forte pilosité pourraient être plus vulnérables.

Cependant, il est évident que le changement climatique n'affecte pas les abeilles qu'au travers de leur pilosité. Les changements de températures peuvent impacter les abeilles en perturbant les communautés végétales dont elles se nourrissent, ce qui peut menacer leurs populations, surtout les espèces spécialisées oligolectiques (Jaworski & Hilszczański, 2013 ; Kolb et al., 2016 ; Phillips et al., 2018 ; Huang & D'Odorico, 2020).

Cela peut se confirmer si l'on observe les autres abeilles classées comme Threatened dans les analyses. En plus de *B. alpinus* et *H. carinthiacus*, on y trouve une majorité de bourdons (*B.*

armeniacus, *B. confusus*, *B. cullumanus*, *B. fragrans*, *B. laesus*, *B. muscorum*, *B. pomorum* et *B. zonatus*) mais aussi *Andrena gelriae* (Andrenidae), *Eucera brachycera* (Apidae), *Lasioglossum subfasciatum* (Halictidae), *Lasioglossum virens* (Halictidae) et *Rophites quiquespinosus* (Halictidae). Ces espèces, notamment des Halictidae, n'ont pas forcément un index de pilosité élevé, montrant que ce trait n'est pas le facteur commun expliquant leur déclin. En revanche, ces abeilles ont pour la plupart une écologie spécialisée associée à un type d'habitats (steppes, plaines sèches, sables littoraux) ou à une source de nourriture restreinte (pollinisateurs spécialisés oligolectiques). Le plus grand risque d'extinction de ces espèces s'explique probablement plus de par le changement climatique ou d'autres perturbations anthropiques (perte de l'habitat, etc.), ce qui expliquerait pourquoi les Halictidae qui ne possèdent pas une pilosité élevée, sont tout de même la deuxième famille avec le plus d'espèces Threatened après les Apidae.

Ainsi, dans le cas de la thermorégulation et de l'impact du changement climatique, la pilosité en tant que trait fonctionnel, pourrait avoir une bien plus grande influence sur le risque d'extinction des abeilles et serait donc peut-être plus pertinent à investiguer dans ce contexte que dans celui de l'exposition aux pesticides. D'autres traits fonctionnels pourraient être utilisés de la sorte, mais, encore une fois, cette prédiction de la sensibilité aux pesticides via les traits n'a jamais été appliquée pour les abeilles.

6. Conclusion

Selon notre étude, la pilosité en tant que trait fonctionnel n'a que très peu voire aucune influence dans la sensibilité et l'exposition aux pesticides. Face à une exposition, l'absence ou non de poils ne crée qu'une faible différence (non-significative) sur la mortalité des individus testés. Ainsi, la première hypothèse selon laquelle la pilosité pourrait servir de barrière mécanique protectrice additionnelle n'a donc pas été réellement confirmée.

En ce qui concerne la deuxième hypothèse selon laquelle, la pilosité pourrait augmenter l'exposition aux pesticides en servant de compartiment pour les résidus qui contamineraient les larves et, pour les espèces eusociales, les autres individus du nid, les résultats se sont révélés non concluants. Même si les données utilisées n'étaient pas assez consistantes pour une analyse pertinente, il est fort probable que l'effet de la pilosité dans l'exposition aux pesticides ne joue pas un rôle majeur (voire aucun) sur le risque d'extinction des espèces d'abeilles. En revanche, une piste intéressante pour déterminer cet effet de la pilosité serait d'analyser la répartition géographique des espèces d'abeilles présentant une forte pilosité et de la comparer avec les niveaux d'utilisation des pesticides dans ces zones, afin d'évaluer d'éventuelles corrélations écologiques à large échelle.

Cependant, il serait plus utile d'investiguer d'autres traits fonctionnels des abeilles dans le but de prédire leur sensibilité aux pesticides. Etudier l'impact de l'épaisseur et la composition de la cuticule serait probablement plus pertinent pour prédire cette sensibilité, étant donné que dans d'autres études, ce trait a déjà prouvé être un bon prédicateur dans ce domaine. Mais bien sûr d'autres traits pourraient être utilisés. Comme déjà dit précédemment, l'utilisation des traits fonctionnels dans ce contexte n'a encore jamais été appliquée aux abeilles.

7. Références

- Ahsan, Z., Wu, Z., Lin, Z., Ji, T., & Wang, K. (2025). The sublethal effects of neonicotinoids on honeybees. *Biology*, 14(8), 1076. <https://doi.org/10.3390/biology14081076>
- Aktar, W., Sengupta, D., & Chowdhury, A. (2009). Impact of pesticides use in agriculture: their benefits and hazards. *Interdisciplinary Toxicology*, 2(1), 1–12. <https://doi.org/10.2478/v10102-009-0001-7>
- Al-Ani, M. a. M., Hmoshi, R. M., Kanaan, I. A., & Thanoon, A. A. (2019). Effect of pesticides on soil microorganisms. *Journal of Physics Conference Series*, 1294(7), 072007. <https://doi.org/10.1088/1742-6596/1294/7/072007>
- Almeida, C. H., Haddi, K., Toledo, P. F., Rezende, S. M., Santana, W. C., Guedes, R. N. C., Newland, P. L., & Oliveira, E. E. (2021). Sublethal agrochemical exposures can alter honey bees' and Neotropical stingless bees' color preferences, respiration rates, and locomotory responses. *The Science of the Total Environment*, 779, 146432. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2021.146432>
- Alston, D. G., Tepedino, V. J., Bradley, B. A., Toler, T. R., Griswold, T. L., & Messinger, S. M. (2007). Effects of the insecticide Phosmet on solitary bee foraging and nesting in orchards of Capitol Reef National Park, Utah. *Environmental Entomology*, 36(4), 811–816. <https://doi.org/10.1093/ee/36.4.811>
- Amador, G. J., Matherne, M., Waller, D., Mathews, M., Gorb, S. N., & Hu, D. L. (2017). Honey bee hairs and pollenkitt are essential for pollen capture and removal. *Bioinspiration & Biomimetics*, 12(2), 026015. <https://doi.org/10.1088/1748-3190/aa5c6e>
- Anderson, N. L., & Harmon-Threatt, A. N. (2019). Chronic contact with realistic soil concentrations of imidacloprid affects the mass, immature development speed, and adult longevity of solitary bees. *Scientific Reports*, 9(1), 3724. <https://doi.org/10.1038/s41598-019-40031-9>
- Anderson, N. L., & Harmon-Threatt, A. N. (2021). Chronic contact with imidacloprid during development may decrease female solitary bee foraging ability and increase male competitive ability for mates. *Chemosphere*, 283, 131177. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2021.131177>
- Antoine, C. M., & Forrest, J. R. (2020). Nesting habitat of ground-nesting bees: a review. *Ecological Entomology*, 46(2), 143–159. <https://doi.org/10.1111/een.12986>
- Apoidea species -- identification guide -- Discover Life*. (n.d.). https://www.discoverlife.org/mp/20q?guide=Apoidea_species
- Arena, M., & Sgolastra, F. (2014). A meta-analysis comparing the sensitivity of bees to pesticides. *Ecotoxicology*, 23(3), 324–334. <https://doi.org/10.1007/s10646-014-1190-1>
- Artz, D. R., & Pitts-Singer, T. L. (2015). Effects of Fungicide and Adjuvant Sprays on Nesting Behavior in Two Managed Solitary Bees, *Osmia lignaria* and *Megachile rotundata*. *PLoS ONE*, 10(8), e0135688. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0135688>

Authority, E. F. S. (2013). Guidance on the risk assessment of plant protection products on bees (*Apis mellifera*, *Bombus* spp. and solitary bees). *EFSA Journal*, 11(7). <https://doi.org/10.2903/j.efsa.2013.3295>

Authority, E. F. S., Auteri, D., Arce, A., Ingels, B., Marchesi, M., Neri, F. M., Rundlöf, M., & Wassenberg, J. (2022). Analysis of the evidence to support the definition of Specific Protection Goals for bumble bees and solitary bees. *EFSA Supporting Publications*, 19(1). <https://doi.org/10.2903/sp.efsa.2022.en-7125>

Balabanidou, V., Grigoraki, L., & Vontas, J. (2018). Insect cuticle: a critical determinant of insecticide resistance. *Current Opinion in Insect Science*, 27, 68–74. <https://doi.org/10.1016/j.cois.2018.03.001>

Baron, G. L., Jansen, V. a. A., Brown, M. J. F., & Raine, N. E. (2017). Pesticide reduces bumblebee colony initiation and increases probability of population extinction. *Nature Ecology & Evolution*, 1(9), 1308–1316. <https://doi.org/10.1038/s41559-017-0260-1>

Baron, G. L., Raine, N. E., & Brown, M. J. F. (2017). General and species-specific impacts of a neonicotinoid insecticide on the ovary development and feeding of wild bumblebee queens. *Proceedings of the Royal Society B Biological Sciences*, 284(1854), 20170123. <https://doi.org/10.1098/rspb.2017.0123>

Baas, J., Goussen, B., Taenzler, V., Roeben, V., Miles, M., Preuss, T. G., Berg, S., & Roessink, I. (2024b). Comparing Sensitivity of Different Bee Species to Pesticides: A TKTD modeling approach. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 43(6), 1431–1441. <https://doi.org/10.1002/etc.5871>

Bass, C., Hayward, A., Troczka, B. J., Haas, J., & Nauen, R. (2024). The molecular determinants of pesticide sensitivity in bee pollinators. *The Science of the Total Environment*, 915, 170174. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2024.170174>

Battisti, L., Potrich, M., Sampaio, A. R., De Castilhos Ghisi, N., Costa-Maia, F. M., Abati, R., Martinez, C. B. D. R., & Sofia, S. H. (2021). Is glyphosate toxic to bees? A meta-analytical review. *The Science of the Total Environment*, 767, 145397. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2021.145397>

Beadle, K., Singh, K. S., Troczka, B. J., Randall, E., Zaworra, M., Zimmer, C. T., Hayward, A., Reid, R., Kor, L., Kohler, M., Buer, B., Nelson, D. R., Williamson, M. S., Davies, T. G. E., Field, L. M., Nauen, R., & Bass, C. (2019). Genomic insights into neonicotinoid sensitivity in the solitary bee *Osmia bicornis*. *PLoS Genetics*, 15(2), e1007903. <https://doi.org/10.1371/journal.pgen.1007903>

Berenbaum, M. R., & Johnson, R. M. (2015). Xenobiotic detoxification pathways in honey bees. *Current Opinion in Insect Science*, 10, 51–58. <https://doi.org/10.1016/j.cois.2015.03.005>

Biella, P., Bogliani, G., Cornalba, M., Manino, A., Neumayer, J., Porporato, M., Rasmont, P., & Milanesi, P. (2017). Distribution patterns of the cold adapted bumblebee *Bombus alpinus* in the Alps and hints of an uphill shift (Insecta: Hymenoptera: Apidae). *Journal of Insect Conservation*, 21(2), 357–366. <https://doi.org/10.1007/s10841-017-9983-1>

Bireley, R., Borges, S., Cham, K., Epstein, D., Garber, K., Hart, C., Hou, W., Ippolito, A., Pistorius, J., Poulsen, V., Sappington, K., & Steeger, T. (2018). Preface: Workshop on Pesticide Exposure Assessment Paradigm for Non-APIS Bees. *Environmental Entomology*, 48(1), 1–3. <https://doi.org/10.1093/ee/nvy134>

Boff, S., Friedel, A., Mussury, R. M., Lenis, P. R., & Raizer, J. (2018). Changes in social behavior are induced by pesticide ingestion in a Neotropical stingless bee. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 164, 548–553. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2018.08.061>

Boily, M., Sarrasin, B., DeBlois, C., Aras, P., & Chagnon, M. (2013). Acetylcholinesterase in honey bees (*Apis mellifera*) exposed to neonicotinoids, atrazine and glyphosate: laboratory and field experiments. *Environmental Science and Pollution Research*, 20(8), 5603–5614. <https://doi.org/10.1007/s11356-013-1568-2>

Botías, C., David, A., Horwood, J., Abdul-Sada, A., Nicholls, E., Hill, E., & Goulson, D. (2015). Neonicotinoid residues in wildflowers, a potential route of chronic exposure for bees. *Environmental Science & Technology*, 49(21), 12731–12740. <https://doi.org/10.1021/acs.est.5b03459>

Boyle, N. K., Pitts-Singer, T. L., Abbott, J., Alix, A., Cox-Foster, D. L., Hinarejos, S., Lehmann, D. M., Morandin, L., O'Neill, B., Raine, N. E., Singh, R., Thompson, H. M., Williams, N. M., & Steeger, T. (2018). Workshop on Pesticide Exposure Assessment Paradigm for Non-APIS Bees: Foundation and Summaries. *Environmental Entomology*, 48(1), 4–11. <https://doi.org/10.1093/ee/nvy103>

Brandt, A., Grikscheit, K., Siede, R., Grosse, R., Meixner, M. D., & Büchler, R. (2017). Immunosuppression in honeybee queens by the neonicotinoids thiacloprid and clothianidin. *Scientific Reports*, 7(1), 4673. <https://doi.org/10.1038/s41598-017-04734-1>

Breidenbach, L. R., Benner, L., Roß-Nickoll, M., Linnemann, V., & Schäffer, A. (2023). Monitoring metal patterns from urban and agrarian sites using the bumblebee *Bombus terrestris* as a bioindicator. *Environmental Science and Pollution Research*, 30(57), 119947–119960. <https://doi.org/10.1007/s11356-023-30504-w>

Brittain, C., Vighi, M., Bommarco, R., Settele, J., & Potts, S. (2010). Impacts of a pesticide on pollinator species richness at different spatial scales. *Basic and Applied Ecology*, 11(2), 106–115. <https://doi.org/10.1016/j.baae.2009.11.007>

Bryden, J., Gill, R. J., Mitton, R. a. A., Raine, N. E., & Jansen, V. a. A. (2013). Chronic sublethal stress causes bee colony failure. *Ecology Letters*, 16(12), 1463–1469. <https://doi.org/10.1111/ele.12188>

Calvo-Agudo, M., Dregni, J., González-Cabrera, J., Dicke, M., Heimpel, G. E., & Tena, A. (2021). Neonicotinoids from coated seeds toxic for honeydew-feeding biological control agents. *Environmental Pollution*, 289, 117813. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2021.117813>

Casida, J. E., & Durkin, K. A. (2013). Neuroactive insecticides: targets, selectivity, resistance, and secondary effects. *Annual Review of Entomology*, 58(1), 99–117. <https://doi.org/10.1146/annurev-ento-120811-153645>

Catania, R., Lima, M. a. P., Potrich, M., Sgolastra, F., Zappalà, L., & Mazzeo, G. (2023). Are botanical biopesticides safe for bees (Hymenoptera, apoidea)? *Insects*, 14(3), 247. <https://doi.org/10.3390/insects14030247>

Catania, R., Bernardes, R. C., Bonforte, M., Ferreira, L. M. N., Lima, M. a. P., Teper, D., Zappalà, L., & Mazzeo, G. (2024). Susceptibility of solitary bees to agrochemicals highlights gaps in bee risk assessment. *Environmental Toxicology and Pharmacology*, 113, 104614. <https://doi.org/10.1016/j.etap.2024.104614>

Cham, K. O., Nocelli, R. C. F., Borges, L. O., Viana-Silva, F. E. C., Tonelli, C. a. M., Malaspina, O., Menezes, C., Rosa-Fontana, A. S., Blochtein, B., Freitas, B. M., Pires, C. S. S., Oliveira, F. F., Contrera, F. a. L., Torezani, K. R. S., De Fátima Ribeiro, M., Siqueira, M. a. L., & Rocha, M. C. L. S. A. (2018). Pesticide Exposure Assessment Paradigm for Stingless bees. *Environmental Entomology*, 48(1), 36–48. <https://doi.org/10.1093/ee/nvy137>

Chamberlain, D., & Fuller, R. (2000). Local extinctions and changes in species richness of lowland farmland birds in England and Wales in relation to recent changes in agricultural land-use. *Agriculture Ecosystems & Environment*, 78(1), 1–17. [https://doi.org/10.1016/s0167-8809\(99\)00105-x](https://doi.org/10.1016/s0167-8809(99)00105-x)

Chan, D. S. W., Prosser, R. S., Rodríguez-Gil, J. L., & Raine, N. E. (2019). Assessment of risk to hoary squash bees (*Peponapis pruinosa*) and other ground-nesting bees from systemic insecticides in agricultural soil. *Scientific Reports*, 9(1), 11870. <https://doi.org/10.1038/s41598-019-47805-1>

Chan, D. S. W., & Raine, N. E. (2021). Population decline in a ground-nesting solitary squash bee (*Eucera pruinosa*) following exposure to a neonicotinoid insecticide treated crop (*Cucurbita pepo*). *Scientific Reports*, 11(1), 4241. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-83341-7>

Charreton, M., Decourtye, A., Henry, M., Rodet, G., Sandoz, J., Charnet, P., & Collet, C. (2015). A Locomotor Deficit Induced by Sublethal Doses of Pyrethroid and Neonicotinoid Insecticides in the Honeybee *Apis mellifera*. *PLoS ONE*, 10(12), e0144879. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0144879>

Chase, M. H., Fraterrigo, J. M., & Harmon-Threatt, A. (2023). Bee functional traits and their relationship to pollination services depend on many factors: A meta-regression analysis. *Insect Conservation and Diversity*, 16(3), 313–323. <https://doi.org/10.1111/icad.12635>

Christen, V., Mittner, F., & Fent, K. (2016). Molecular Effects of Neonicotinoids in Honey Bees (*Apis mellifera*). *Environmental Science & Technology*, 50(7), 4071–4081. <https://doi.org/10.1021/acs.est.6b00678>

Colin, M., & Belzunces, L. P. (1992). Evidence of synergy between prochloraz and deltamethrin in *Apis mellifera* L.: a convenient biological approach. *Pesticide Science*, 36(2), 115–119. <https://doi.org/10.1002/ps.2780360206>

Colin-Duchevet, L., Couto, A., Charnet, P., & Sandoz, J. (2026c). Behavioral and neurophysiological evaluation of pyrethroid effects on honey bee olfactory perception and learning. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 317, 120198. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2026.120198>

Colovic, M. B., Krstic, D. Z., Lazarevic-Pasti, T. D., Bondzic, A. M., & Vasic, V. M. (2013). Acetylcholinesterase inhibitors: Pharmacology and toxicology. *Current Neuropharmacology*, 11(3), 315–335. <https://doi.org/10.2174/1570159x11311030006>

Cortés-Gómez, A. M., González-Chaves, A., Urbina-Cardona, N., & Garibaldi, L. A. (2023). Functional Traits in Bees: the Role of Body Size and Hairs in the Pollination of a Passiflora Crop. *Neotropical Entomology*, 52(4), 642–651. <https://doi.org/10.1007/s13744-023-01058-w>

Crall, J. D., Switzer, C. M., Oppenheimer, R. L., Versypt, A. N. F., Dey, B., Brown, A., Eyster, M., Guérin, C., Pierce, N. E., Combes, S. A., & De Bivort, B. L. (2018). Neonicotinoid exposure disrupts bumblebee nest behavior, social networks, and thermoregulation. *Science*, 362(6415), 683–686. <https://doi.org/10.1126/science.aat1598>

Cusser, S., Neff, J. L., & Jha, S. (2016). Natural land cover drives pollinator abundance and richness, leading to reductions in pollen limitation in cotton agroecosystems. *Agriculture Ecosystems & Environment*, 226, 33–42. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2016.04.020>

Danforth, B. N., Minckley, R. L., & Neff, J. L. (2019). *The Solitary Bees: Biology, Evolution, Conservation*. Princeton University Press.

David, J., Ismail, H. M., Chandor-Proust, A., & Paine, M. J. I. (2013). Role of cytochrome P450s in insecticide resistance: impact on the control of mosquito-borne diseases and use of insecticides on Earth. *Philosophical Transactions of the Royal Society B Biological Sciences*, 368(1612), 20120429. <https://doi.org/10.1098/rstb.2012.0429>

Davies, T. G. E., Field, L. M., Usherwood, P. N. R., & Williamson, M. S. (2007). DDT, pyrethrins, pyrethroids and insect sodium channels. *IUBMB Life*, 59(3), 151–162. <https://doi.org/10.1080/15216540701352042>

De Castro Lippi, I. C., Schouten, C., Lima, Y. S., De Souza, G. D. F., Moreira, I. D. R. C., Da Luz Scheffer, J., Astolfi, A., & De Oliveira Orsi, R. (2025). Beyond honey bees: Stingless bees exhibit greater sensitivity to pesticides with implications for risk assessment. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 217, 106837. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2025.106837>

Decourtye, A., Alaux, C., Conte, Y. L., & Henry, M. (2019). Toward the protection of bees and pollination under global change: present and future perspectives in a challenging applied science. *Current Opinion in Insect Science*, 35, 123–131. <https://doi.org/10.1016/j.cois.2019.07.008>

Dewaele, J., Barraud, A., Hellström, S., Paxton, R. J., & Michez, D. (2024). A new exposure protocol adapted for wild bees reveals species-specific impacts of the sulfoximine insecticide sulfoxaflor. *Ecotoxicology*, 33(6), 546–559. <https://doi.org/10.1007/s10646-024-02750-2>

Díaz, S., Settele, J., Brondízio, E. S., Ngo, H. T., Agard, J., Arneth, A., Balvanera, P., Brauman, K. A., Butchart, S. H. M., Chan, K. M. A., Garibaldi, L. A., Ichii, K., Liu, J., Subramanian, S. M., Midgley, G. F., Miloslavich, P., Molnár, Z., Obura, D., Pfaff, A., . . . Zayas, C. N. (2019c). Pervasive human-driven decline of life on Earth points to the need for transformative change. *Science*, 366(6471). <https://doi.org/10.1126/science.aax3100>

Dietzsch, A. C., & Jütte, T. (2020). Non-Apis bees as model organisms in laboratory, semi-field and field experiments. *SHILAP Revista De Lepidopterología*. <https://doi.org/10.5073/jfk.2020.05.06>

Dirilgen, T., Herbertsson, L., O'Reilly, A., Mahon, N., & Stanley, D. (2023). Moving past neonicotinoids and honeybees: A systematic review of existing research on other insecticides and bees. *Environmental Research*, 235, 116612. <https://doi.org/10.1016/j.envres.2023.116612>

Dirzo, R., Young, H. S., Galetti, M., Ceballos, G., Isaac, N. J. B., & Collen, B. (2014). Defaunation in the Anthropocene. *Science*, 345(6195), 401–406. <https://doi.org/10.1126/science.1251817>

Dudley, N., Attwood, S. J., Goulson, D., Jarvis, D., Bharucha, Z. P., & Pretty, J. (2017). How should conservationists respond to pesticides as a driver of biodiversity loss in agroecosystems? *Biological Conservation*, 209, 449–453. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2017.03.012>

Duke, S. O., Cantrell, C. L., Meepagala, K. M., Wedge, D. E., Tabanca, N., & Schrader, K. K. (2010). Natural toxins for use in pest management. *Toxins*, 2(8), 1943–1962. <https://doi.org/10.3390/toxins2081943>

Eiri, D. M., & Nieh, J. C. (2016). A nicotinic acetylcholine receptor agonist affects honey bee sucrose responsiveness and decreases waggle dancing. *Journal of Experimental Biology*, 219(13), 2081. <https://doi.org/10.1242/jeb.143727>

European Commission: Directorate-General for Environment, Michez, D., Boustani, M., Sentil, A., Benrezkallah, J. et al., European red list of bees – Measuring the pulse of European biodiversity, Publications Office of the European Union, 2026, <https://data.europa.eu/doi/10.2779/521877>

European Food Safety Authority. (2026, January 27). *Environmental risk assessment*. <https://www.efsa.europa.eu/fr/topics/topic/environmental-risk-assessment>

Fausser, A., Sandrock, C., Neumann, P., & Sadd, B. M. (2017). Neonicotinoids override a parasite exposure impact on hibernation success of a key bumblebee pollinator. *Ecological Entomology*, 42(3), 306–314. <https://doi.org/10.1111/een.12385>

Féon, V. L., Schermann-Legionnet, A., Delettire, Y., Aviron, S., Billeter, R., Bugter, R., Hendrickx, F., & Burel, F. (2010). Intensification of agriculture, landscape composition and wild bee communities: A large scale study in four European countries. *Agriculture Ecosystems & Environment*, 137(1–2), 143–150. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2010.01.015>

Fievet M., Dorio, L., Gekière, A., Saillard, H., Alabiso, S., Trapanese, L., ... & Tougeron, K. (2026). Sex-specific lethal 50% dose-response (LD50) in *Bombus terrestris* imago exposed to two insecticides and a fungicide. Submitted to *Environmental Toxicology and Chemistry*.

Figuerola, L. L., Compton, S., Grab, H., & McArt, S. H. (2021). Functional traits linked to pathogen prevalence in wild bee communities. *Scientific Reports*, 11(1), 7529. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-87103-3>

Foley, J. A., DeFries, R., Asner, G. P., Barford, C., Bonan, G., Carpenter, S. R., Chapin, F. S., Coe, M. T., Daily, G. C., Gibbs, H. K., Helkowski, J. H., Holloway, T., Howard, E. A., Kucharik, C. J., Monfreda, C., Patz, J. A., Prentice, I. C., Ramankutty, N., & Snyder, P. K. (2005). Global consequences of land use. *Science*, 309(5734), 570–574. <https://doi.org/10.1126/science.1111772>

Forister, M. L., Pelton, E. M., & Black, S. H. (2019). Declines in insect abundance and diversity: We know enough to act now. *Conservation Science and Practice*, 1(8). <https://doi.org/10.1111/csp2.80>

Fortuin, C. C., McCarty, E., & Gandhi, K. J. (2020). Acute contact with imidacloprid in soil affects the nesting and survival success of a solitary wild bee, *Osmia lignaria* (Hymenoptera: Megachilidae). *Chemosphere*, 264(Pt 2), 128572. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2020.128572>

Fourcade, Y., Åström, S., & Öckinger, E. (2018). Climate and land-cover change alter bumblebee species richness and community composition in subalpine areas. *Biodiversity and Conservation*, 28(3), 639–653. <https://doi.org/10.1007/s10531-018-1680-1>

Franck, P., Garnery, L., Solignac, M., & Cornuet, J. (1998). THE ORIGIN OF WEST EUROPEAN SUBSPECIES OF HONEYBEES (*APIS MELLIFERA*): NEW INSIGHTS FROM MICROSATELLITE AND MITOCHONDRIAL DATA. *Evolution*, 52(4), 1119–1134. <https://doi.org/10.1111/j.1558-5646.1998.tb01839.x>

Franklin, E. L., & Raine, N. E. (2019). Moving beyond honeybee-centric pesticide risk assessments to protect all pollinators. *Nature Ecology & Evolution*, 3(10), 1373–1375. <https://doi.org/10.1038/s41559-019-0987-y>

Garibaldi, L. A., Carvalheiro, L. G., Leonhardt, S. D., Aizen, M. A., Blaauw, B. R., Isaacs, R., Kuhlmann, M., Kleijn, D., Klein, A. M., Kremen, C., Morandin, L., Scheper, J., & Winfree, R. (2014). From research to action: enhancing crop yield through wild pollinators. *Frontiers in Ecology and the Environment*, 12(8), 439–447. <https://doi.org/10.1890/130330>

Garud, A., Pawar, S., Patil, M. S., Kale, S. R., & Patil, S. (2024). A scientific review of pesticides: classification, toxicity, health effects, sustainability, and environmental impact. *Cureus*, 16(8), e67945. <https://doi.org/10.7759/cureus.67945>

Gaston, K. J., & Fuller, R. A. (2007a). Biodiversity and extinction. *Progress in Physical Geography Earth and Environment*, 31(2), 213–225. <https://doi.org/10.1177/0309133307076488>

Gaston, K., & Fuller, R. (2007b). Commonness, population depletion and conservation biology. *Trends in Ecology & Evolution*, 23(1), 14–19. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2007.11.001>

Gekièrè, A., Vanderplanck, M., & Michez, D. (2023). Trace metals with heavy consequences on bees: A comprehensive review. *The Science of the Total Environment*, 895, 165084. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2023.165084>

Gibbons, D., Morrissey, C., & Mineau, P. (2014). A review of the direct and indirect effects of neonicotinoids and fipronil on vertebrate wildlife. *Environmental Science and Pollution Research*, 22(1), 103–118. <https://doi.org/10.1007/s11356-014-3180-5>

Gilburn, A. S., Bunnefeld, N., Wilson, J. M., Botham, M. S., Brereton, T. M., Fox, R., & Goulson, D. (2015). Are neonicotinoid insecticides driving declines of widespread butterflies? *PeerJ*, 3, e1402. <https://doi.org/10.7717/peerj.1402>

Gill, R. J., Ramos-Rodriguez, O., & Raine, N. E. (2012). Combined pesticide exposure severely affects individual- and colony-level traits in bees. *Nature*, 491(7422), 105–108. <https://doi.org/10.1038/nature11585>

Godfray, H. C. J., Blacquière, T., Field, L. M., Hails, R. S., Petrokofsky, G., Potts, S. G., Raine, N. E., Vanbergen, A. J., & McLean, A. R. (2014). A restatement of the natural science evidence base concerning neonicotinoid insecticides and insect pollinators. *Proceedings of the Royal Society B Biological Sciences*, 281(1786), 20140558. <https://doi.org/10.1098/rspb.2014.0558>

Gong, Y., & Diao, Q. (2016). Current knowledge of detoxification mechanisms of xenobiotic in honey bees. *Ecotoxicology*, 26(1), 1–12. <https://doi.org/10.1007/s10646-016-1742-7>

Goodell, K., & Parker, I. M. (2016). Invasion of a dominant floral resource: effects on the floral community and pollination of native plants. *Ecology*, 98(1), 57–69. <https://doi.org/10.1002/ecy.1639>

Goulson, D. (2003). Effects of introduced bees on native ecosystems. *Annual Review of Ecology Evolution and Systematics*, 34(1), 1–26. <https://doi.org/10.1146/annurev.ecolsys.34.011802.132355>

Graham, K. K., Milbrath, M. O., Zhang, Y., Soehnlen, A., Baert, N., McArt, S., & Isaacs, R. (2021). Identities, concentrations, and sources of pesticide exposure in pollen collected by managed bees during blueberry pollination. *Scientific Reports*, 11(1), 16857. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-96249-z>

Greenwell, B., McCarthy, A., & Boehmke, B. (2017). *sure: Surrogate Residuals for Ordinal and General Regression Models* [Dataset]. <https://doi.org/10.32614/cran.package.sure>

Grubisic, M., Van Grunsven, R., Kyba, C., Manfrin, A., & Hölker, F. (2018). Insect declines and agroecosystems: does light pollution matter? *Annals of Applied Biology*, 173(2), 180–189. <https://doi.org/10.1111/aab.12440>

Grüter, C. (2020). Stingless Bees. In *Fascinating life sciences*. <https://doi.org/10.1007/978-3-030-60090-7>

Gupta, R. C. (2012). *Veterinary toxicology: Basic and clinical principles* (2nd ed.). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/C2010-0-67763-7>

Haas, J., Beck, E., Troczka, B. J., Hayward, A., Hertlein, G., Zaworra, M., Lueke, B., Buer, B., Maiwald, F., Beck, M. E., Nebelsiek, B., Glaubitz, J., Bass, C., & Nauen, R. (2023). A conserved hymenopteran-specific family of cytochrome P450s protects bee pollinators from toxic nectar alkaloids. *Science Advances*, 9(15), eadg0885. <https://doi.org/10.1126/sciadv.adg0885>

Habel, J. C., Samways, M. J., & Schmitt, T. (2019). Mitigating the precipitous decline of terrestrial European insects: Requirements for a new strategy. *Biodiversity and Conservation*, 28(6), 1343–1360. <https://doi.org/10.1007/s10531-019-01741-8>

Hahn, M., & Brühl, C. A. (2016). The secret pollinators: an overview of moth pollination with a focus on Europe and North America. *Arthropod-Plant Interactions*, 10(1), 21–28. <https://doi.org/10.1007/s11829-016-9414-3>

Hallmann, C. A., Sorg, M., Jongejans, E., Siepel, H., Hofland, N., Schwan, H., Stenmans, W., Müller, A., Sumser, H., Hörren, T., Goulson, D., & De Kroon, H. (2017). More than 75 percent decline over 27 years in total flying insect biomass in protected areas. *PLoS ONE*, 12(10), e0185809. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0185809>

Harmon-Threatt, A. (2020). Influence of nesting characteristics on health of wild bee communities. *Annual Review of Entomology*, 65(1), 39–56. <https://doi.org/10.1146/annurev-ento-011019-024955>

Hayward, A., Beadle, K., Singh, K. S., Exeler, N., Zaworra, M., Almanza, M., Nikolakis, A., Garside, C., Glaubitz, J., Bass, C., & Nauen, R. (2019). The leafcutter bee, *Megachile rotundata*, is more sensitive to N-cyanoamidine neonicotinoid and butenolide insecticides than other managed bees. *Nature Ecology & Evolution*, 3(11), 1521–1524. <https://doi.org/10.1038/s41559-019-1011-2>

Hayward, A., Hunt, B. J., Haas, J., Bushnell-Crowther, E., Troczka, B. J., Pym, A., Beadle, K., Field, J., Nelson, D. R., Nauen, R., & Bass, C. (2023). A cytochrome P450 insecticide detoxification mechanism is not conserved across the Megachilidae family of bees. *Evolutionary Applications*, 17(1), e13625. <https://doi.org/10.1111/eva.13625>

Hegland, S. J., Nielsen, A., Lázaro, A., Bjerknes, A., & Totland, Ø. (2008). How does climate warming affect plant-pollinator interactions? *Ecology Letters*, 12(2), 184–195. <https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2008.01269.x>

Heinrich, B. (2004). *Bumblebee Economics*. Harvard University Press.

Henry, M., Béguin, M., Requier, F., Rollin, O., Odoux, J., Aupinel, P., Aptel, J., Tchamitchian, S., & Decourtye, A. (2012). A common pesticide decreases foraging success and survival in honey bees. *Science*, 336(6079), 348–350. <https://doi.org/10.1126/science.1215039>

- Hickling, R., Roy, D. B., Hill, J. K., Fox, R., & Thomas, C. D. (2006). The distributions of a wide range of taxonomic groups are expanding polewards. *Global Change Biology*, 12(3), 450–455. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2486.2006.01116.x>
- Hines, H. M., Kilpatrick, S. K., Mikó, I., Snellings, D., López-Urbe, M. M., & Tian, L. (2022). The diversity, evolution, and development of setal morphologies in bumble bees (Hymenoptera: Apidae: *Bombus* spp.). *PeerJ*, 10, e14555. <https://doi.org/10.7717/peerj.14555>
- Hotchkiss, M. Z., Poulain, A. J., & Forrest, J. R. K. (2021). Pesticide-induced disturbances of bee gut microbiotas. *FEMS Microbiology Reviews*, 46(2). <https://doi.org/10.1093/femsre/fuab056>
- Huang, H., & D'Odorico, P. (2020). Critical transitions in Plant-Pollinator systems induced by positive Inbreeding-Reward-Pollinator feedbacks. *iScience*, 23(2), 100819. <https://doi.org/10.1016/j.isci.2020.100819>
- Ipbes. (2018). The IPBES regional assessment report on biodiversity and ecosystem services for Europe and Central Asia. In *HAL (Le Centre Pour La Communication Scientifique Directe)*. <https://doi.org/10.5281/zenodo.3237428>
- Iwasa, T., Motoyama, N., Ambrose, J. T., & Roe, R. (2003). Mechanism for the differential toxicity of neonicotinoid insecticides in the honey bee, *Apis mellifera*. *Crop Protection*, 23(5), 371–378. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2003.08.018>
- Jaworski, T., & Hilszczański, J. (2013). The effect of temperature and humidity changes on insects development their impact on forest ecosystems in the expected climate change. *Forest Research Papers*, 74(4), 345–355. <https://doi.org/10.2478/frp-2013-0033>
- Jin, N., Klein, S., Leimig, F., Bischoff, G., & Menzel, R. (2015). The neonicotinoid clothianidin interferes with navigation of the solitary bee *Osmia cornuta* in a laboratory test. *Journal of Experimental Biology*, 218(Pt 18), 2821–2825. <https://doi.org/10.1242/jeb.123612>
- Johnson, R. M. (2014). Honey bee toxicology. *Annual Review of Entomology*, 60(1), 415–434. <https://doi.org/10.1146/annurev-ento-011613-162005>
- Juraske, R., Castells, F., Vijay, A., Muñoz, P., & Antón, A. (2008). Uptake and persistence of pesticides in plants: Measurements and model estimates for imidacloprid after foliar and soil application. *Journal of Hazardous Materials*, 165(1–3), 683–689. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2008.10.043>
- Jütte, T., Wernecke, A., Klaus, F., Pistorius, J., & Dietzsch, A. C. (2023). Risk assessment requires several bee species to address species-specific sensitivity to insecticides at field-realistic concentrations. *Scientific Reports*, 13(1), 22533. <https://doi.org/10.1038/s41598-023-48818-7>
- Kassambara, A., & Mundt, F. (2016). *factoextra: Extract and Visualize the Results of Multivariate Data Analyses* [Dataset]. <https://doi.org/10.32614/cran.package.factoextra>
- Katsuda, Y. (2011). Progress and future of pyrethroids. *Topics in Current Chemistry*, 314, 1–30. https://doi.org/10.1007/128_2011_252
- Katumo, D. M., Liang, H., Ochola, A. C., Lv, M., Wang, Q., & Yang, C. (2022). Pollinator diversity benefits natural and agricultural ecosystems, environmental health, and human welfare. *Plant Diversity*, 44(5), 429–435. <https://doi.org/10.1016/j.pld.2022.01.005>

- Kesic, R., Elliott, J. E., Fremlin, K. M., Gauthier, L., Drouillard, K. G., & Bishop, C. A. (2021). Continuing persistence and biomagnification of DDT and metabolites in northern temperate fruit orchard Avian food chains. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 40(12), 3379–3391. <https://doi.org/10.1002/etc.5220>
- Khan, K. A., & Liu, T. (2022). Morphological Structure and Distribution of Hairiness on Different Body Parts of *Apis mellifera* with an Implication on Pollination Biology and a Novel Method to Measure the Hair Length. *Insects*, 13(2), 189. <https://doi.org/10.3390/insects13020189>
- Khoury, S. E., Giovenazzo, P., & Derome, N. (2022). Endogenous honeybee gut microbiota metabolize the pesticide clothianidin. *Microorganisms*, 10(3), 493. <https://doi.org/10.3390/microorganisms10030493>
- Klein, A., Vaissière, B. E., Cane, J. H., Steffan-Dewenter, I., Cunningham, S. A., Kremen, C., & Tscharntke, T. (2006). Importance of pollinators in changing landscapes for world crops. *Proceedings of the Royal Society B Biological Sciences*, 274(1608), 303–313. <https://doi.org/10.1098/rspb.2006.3721>
- Kleijn, D., & Raemakers, I. (2008). A RETROSPECTIVE ANALYSIS OF POLLEN HOST PLANT USE BY STABLE AND DECLINING BUMBLE BEE SPECIES. *Ecology*, 89(7), 1811–1823. <https://doi.org/10.1890/07-1275.1>
- Knapp, J. L., Nicholson, C. C., Jonsson, O., De Miranda, J. R., & Rundlöf, M. (2023). Ecological traits interact with landscape context to determine bees' pesticide risk. *Nature Ecology & Evolution*, 7(4), 547–556. <https://doi.org/10.1038/s41559-023-01990-5>
- Knop, E., Zoller, L., Ryser, R., Gerpe, C., Hörler, M., & Fontaine, C. (2017). Artificial light at night as a new threat to pollination. *Nature*, 548(7666), 206–209. <https://doi.org/10.1038/nature23288>
- Kolb, T. E., Fettig, C. J., Ayres, M. P., Bentz, B. J., Hicke, J. A., Mathiasen, R., Stewart, J. E., & Weed, A. S. (2016). Observed and anticipated impacts of drought on forest insects and diseases in the United States. *Forest Ecology and Management*, 380, 321–334. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2016.04.051>
- Konzmann, S., Neunkirchen, M., Voigt, D., Neinhuis, C., & Lunau, K. (2023). Pollenkitt is associated with the collectability of Malvoideae pollen for corbiculate bees. *Journal Of Pollination Ecology*, 33, 128–138. [https://doi.org/10.26786/1920-7603\(2023\)754](https://doi.org/10.26786/1920-7603(2023)754)
- Kopit, A. M., & Pitts-Singer, T. L. (2018). Routes of pesticide exposure in solitary, Cavity-Nesting bees. *Environmental Entomology*, 47(3), 499–510. <https://doi.org/10.1093/ee/nvy034>
- Kreitsberg, R., Meitern, R., Baines, C., & Sepp, T. (2025b). Comparative analysis of toxicity sensitivity and functional traits in fish. *Aquatic Toxicology*, 285, 107432. <https://doi.org/10.1016/j.aquatox.2025.107432>
- Kremen, C., Williams, N. M., & Thorp, R. W. (2002). Crop pollination from native bees at risk from agricultural intensification. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 99(26), 16812–16816. <https://doi.org/10.1073/pnas.262413599>

Kremen, C., Williams, N. M., Aizen, M. A., Gemmill-Herren, B., LeBuhn, G., Minckley, R., Packer, L., Potts, S. G., Roulston, T., Steffan-Dewenter, I., Vázquez, D. P., Winfree, R., Adams, L., Crone, E. E., Greenleaf, S. S., Keitt, T. H., Klein, A., Regetz, J., & Ricketts, T. H. (2007). Pollination and other ecosystem services produced by mobile organisms: a conceptual framework for the effects of land-use change. *Ecology Letters*, 10(4), 299–314. <https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2007.01018.x>

Kremen, C., & Merenlender, A. M. (2018). Landscapes that work for biodiversity and people. *Science*, 362(6412). <https://doi.org/10.1126/science.aau6020>

Krupke, C. H., Holland, J. D., Long, E. Y., & Eitzer, B. D. (2017). Planting of neonicotinoid-treated maize poses risks for honey bees and other non-target organisms over a wide area without consistent crop yield benefit. *Journal of Applied Ecology*, 54(5), 1449–1458. <https://doi.org/10.1111/1365-2664.12924>

Laycock, I., Cotterell, K. C., O'Shea-Wheller, T. A., & Cresswell, J. E. (2013). Effects of the neonicotinoid pesticide thiamethoxam at field-realistic levels on microcolonies of *Bombus terrestris* worker bumble bees. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 100, 153–158. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2013.10.027>

Lämsä, J., Kuusela, E., Tuomi, J., Juntunen, S., & Watts, P. C. (2018). Low dose of neonicotinoid insecticide reduces foraging motivation of bumblebees. *Proceedings of the Royal Society B Biological Sciences*, 285(1883). <https://doi.org/10.1098/rspb.2018.0506>

LeBuhn, G., & Luna, J. V. (2021). Pollinator decline: what do we know about the drivers of solitary bee declines? *Current Opinion in Insect Science*, 46, 106–111. <https://doi.org/10.1016/j.cois.2021.05.004>

Lehmann, D. M., & Camp, A. A. (2021). A systematic scoping review of the methodological approaches and effects of pesticide exposure on solitary bees. *PLoS ONE*, 16(5), e0251197. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0251197>

Leska, A., Nowak, A., Miśkiewicz, K., & Rosicka-Kaczmarek, J. (2022). Binding and Detoxification of Insecticides by Potentially Probiotic Lactic Acid Bacteria Isolated from Honeybee (*Apis mellifera* L.) Environment—An In Vitro Study. *Cells*, 11(23), 3743. <https://doi.org/10.3390/cells11233743>

Linguadoca, A., Jürison, M., Hellström, S., Straw, E. A., Šima, P., Karise, R., Costa, C., Serra, G., Colombo, R., Paxton, R. J., Mänd, M., & Brown, M. J. F. (2022). Intra-specific variation in sensitivity of *Bombus terrestris* and *Osmia bicornis* to three pesticides. *Scientific Reports*, 12(1), 17311. <https://doi.org/10.1038/s41598-022-22239-4>

Long, E. Y., & Krupke, C. H. (2016). Non-cultivated plants present a season-long route of pesticide exposure for honey bees. *Nature Communications*, 7(1), 11629. <https://doi.org/10.1038/ncomms11629>

Lourencetti, A. P. S., Azevedo, P., Miotelo, L., Malaspina, O., & Nocelli, R. C. F. (2022). Surrogate species in pesticide risk assessments: Toxicological data of three stingless bees species. *Environmental Pollution*, 318, 120842. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2022.120842>

Manjon, C., Troczka, B. J., Zaworra, M., Beadle, K., Randall, E., Hertlein, G., Singh, K. S., Zimmer, C. T., Homem, R. A., Lueke, B., Reid, R., Kor, L., Kohler, M., Benting, J., Williamson, M. S., Davies, T. E., Field, L. M., Bass, C., & Nauen, R. (2018). Unravelling the molecular determinants of bee sensitivity to neonicotinoid insecticides. *Current Biology*, 28(7), 1137–1143.e5. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2018.02.045>

- Marconi, M., Vecco-Giove, C. D., Luna, J. O., Mendoza, A. C., Mancini, E., & Di Giulio, A. (2025). Scanning electron microscopy (SEM) reveals high diversity of setae on the hind tibiae and basitarsi of Peruvian Stingless Bees (Apidae: Meliponini). *PeerJ*, 13, e19749. <https://doi.org/10.7717/peerj.19749>
- Maxwell, S. L., Fuller, R. A., Brooks, T. M., & Watson, J. E. M. (2016). Biodiversity: The ravages of guns, nets and bulldozers. *Nature*, 536(7615), 143–145. <https://doi.org/10.1038/536143a>
- Meindl, G. A., & Ashman, T. (2013). The effects of aluminum and nickel in nectar on the foraging behavior of bumblebees. *Environmental Pollution*, 177, 78–81. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2013.02.017>
- Michener CD. 2000. The bees of the world. Vol. 1. Baltimore: JHU Press.
- Michez, D., Boustani, M., Sentil, A., Benrezkallah, J., N, D. M., Wood, T. J., P, A. F., Aubert, M., Bellotto, V., Biella, P., Bogusch, P., Bosch, J., Brau, T., Browne, K., Carion, F., Castro, L., Cederberg, B., Clay, J., Debont, T., . . . Ghisbain, G. (2026). Measuring the pulse of European biodiversity using the Red List: European Red List of Bees. In *CINECA IRIS Institutional Research Information System (Fondazione Edmund Mach)*. <https://doi.org/10.2779/521877>
- Michez, D., Rasmont, P., Terzo, M., & Vereecken, N. (2019). *Hyménoptères d'Europe: Volume 1, Abeilles d'Europe*.
- Miličić, M., Sentil, A., Ačanski, J., Bartholomée, O., Benrezkallah, J., Bogusch, P., Brau, T., Breuer, L., Carion, F., De Manincor, N., De Tandt, B., Devorsine, R., Dorchin, A., Đorđević, A., Dorio, L., Dormal, A., Duez, T., Fiordaliso, W., Flaminio, S., . . . Andrić, A. (2026). Trait dataset for 3,000 European wild bee and hoverfly species. *Scientific Data*. <https://doi.org/10.1038/s41597-026-07513-8>
- Mogren, C. L., & Lundgren, J. G. (2016). Neonicotinoid-contaminated pollinator strips adjacent to cropland reduce honey bee nutritional status. *Scientific Reports*, 6(1), 29608. <https://doi.org/10.1038/srep29608>
- Morse, D. H. (1982). Behavior and Ecology of Bumble Bees. Dans Elsevier eBooks (p. 245-322). <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-342203-3.50009-6>
- Mullin, C. A., Frazier, M., Frazier, J. L., Ashcraft, S., Simonds, R., vanEngelsdorp, D., & Pettis, J. S. (2010). High levels of miticides and agrochemicals in North American apiaries: Implications for honey bee health. *PLoS ONE*, 5(3), e9754. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0009754>
- Nauen, R., Bass, C., Feyereisen, R., & Vontas, J. (2021). The role of cytochrome P450s in insect toxicology and resistance. *Annual Review of Entomology*, 67(1), 105–124. <https://doi.org/10.1146/annurev-ento-070621-061328>
- Nicole, W. (2023). Unfulfilled promise: pollinator declines, crop deficits, and Diet-Associated disease. *Environmental Health Perspectives*, 131(2), 24001. <https://doi.org/10.1289/ehp12546>
- Nilsson, S. G., Franzén, M., & Jönsson, E. (2008). Long-term land-use changes and extinction of specialised butterflies. *Insect Conservation and Diversity*, 1(4), 197–207. <https://doi.org/10.1111/j.1752-4598.2008.00027.x>
- OCDE (1998), Test n° 213 : Abeilles, Test de toxicité orale aiguë, Lignes directrices de l'OCDE pour les essais de produits chimiques, Section 2, Éditions OCDE, Paris, <https://doi.org/10.1787/9789264070165-en>.

OCDE (1998), Essai n° 214 : Abeilles, Essai de toxicité aiguë par contact, Lignes directrices de l'OCDE pour les essais de produits chimiques, Section 2, Éditions OCDE, Paris, <https://doi.org/10.1787/9789264070189-en>.

OCDE (2013), Essai n° 237 : Essai de toxicité larvaire sur l'abeille domestique (*Apis Mellifera*), exposition unique, Lignes directrices de l'OCDE pour les essais de produits chimiques, Section 2, Éditions OCDE, Paris, <https://doi.org/10.1787/9789264203723-en>.

OCDE (2017), Essai n° 245 : Abeille domestique (*Apis Mellifera* L.), Essai de toxicité orale chronique (alimentation de 10 jours), Lignes directrices de l'OCDE pour les essais de produits chimiques, Section 2, Éditions OCDE, Paris, <https://doi.org/10.1787/9789264284081-en>.

OCDE (2017), Test n° 246 : Bourdon, Test de toxicité aiguë par contact, Lignes directrices de l'OCDE pour les essais de produits chimiques, Section 2, Éditions OCDE, Paris, <https://doi.org/10.1787/9789264284104-en>.

OCDE (2017), Test n° 247 : Bourdon, Test de toxicité orale aiguë, Lignes directrices de l'OCDE pour les essais de produits chimiques, Section 2, Éditions OCDE, Paris, <https://doi.org/10.1787/9789264284128-en>.

OCDE (2025), Test n° 254 : Abeilles maçonnes (*Osmia* sp.), Test de toxicité aiguë par contact, Lignes directrices de l'OCDE pour les essais de produits chimiques, Section 2, Éditions OCDE, Paris, <https://doi.org/10.1787/900175fa-en>.

Ollerton, J., Winfree, R., & Tarrant, S. (2011). How many flowering plants are pollinated by animals? *Oikos*, 120(3), 321–326. <https://doi.org/10.1111/j.1600-0706.2010.18644.x>

Ollerton, J. (2017). Pollinator Diversity: distribution, ecological function, and conservation. *Annual Review of Ecology Evolution and Systematics*, 48(1), 353–376. <https://doi.org/10.1146/annurev-ecolsys-110316-022919>

Organisation for Economic Co-operation and Development. (n.d.). *OECD guidelines for the testing of chemicals, Section 2: Effects on biotic systems*. https://www.oecd.org/en/publications/serials/oecd-guidelines-for-the-testing-of-chemicals-section-2_g1gha294.html

Osorio-Canadas, S., Flores-Hernández, N., Sánchez-Ortiz, T., & Valiente-Banuet, A. (2022). Changes in bee functional traits at community and intraspecific levels along an elevational gradient in a Mexical-type scrubland. *Oecologia*, 200(1–2), 145–158. <https://doi.org/10.1007/s00442-022-05248-y>

Osterman, J., Aizen, M. A., Biesmeijer, J. C., Bosch, J., Howlett, B. G., Inouye, D. W., Jung, C., Martins, D. J., Medel, R., Pauw, A., Seymour, C. L., & Paxton, R. J. (2021). Global trends in the number and diversity of managed pollinator species. *Agriculture Ecosystems & Environment*, 322, 107653. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2021.107653>

Ostwald, M. M., Gonzalez, V. H., Chang, C., Vitale, N., Lucia, M., & Seltmann, K. C. (2024). Toward a Functional Trait Approach to Bee Ecology. *Ecology And Evolution*, 14(10), e70465. <https://doi.org/10.1002/ece3.70465>

Pedersen, S., Kennedy, P. J., O'Shea-Wheller, T. A., Poidatz, J., Christie, A., Osborne, J. L., & Tyler, C. R. (2025). Broad ecological threats of an invasive hornet revealed through a deep sequencing approach. *The Science of the Total Environment*, 970, 178978. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2025.178978>

- Pilling, E. D., & Jepson, P. C. (1993). Synergism between EBI fungicides and a pyrethroid insecticide in the honeybee (*Apis mellifera*). *Pesticide Science*, 39(4), 293–297. <https://doi.org/10.1002/ps.2780390407>
- Phillips, B. B., Shaw, R. F., Holland, M. J., Fry, E. L., Bardgett, R. D., Bullock, J. M., & Osborne, J. L. (2018). Drought reduces floral resources for pollinators. *Global Change Biology*, 24(7), 3226–3235. <https://doi.org/10.1111/gcb.14130>
- Pisa, L. W., Amaral-Rogers, V., Belzunces, L. P., Bonmatin, J. M., Downs, C. A., Goulson, D., Kreutzweiser, D. P., Krupke, C., Liess, M., McField, M., Morrissey, C. A., Noome, D. A., Settele, J., Simon-Delso, N., Stark, J. D., Van Der Sluijs, J. P., Van Dyck, H., & Wiemers, M. (2014). Effects of neonicotinoids and fipronil on non-target invertebrates. *Environmental Science and Pollution Research*, 22(1), 68–102. <https://doi.org/10.1007/s11356-014-3471-x>
- Portman, Z. M., Orr, M. C., & Griswold, T. (2019). A review and updated classification of pollen gathering behavior in bees (Hymenoptera, Apoidea). *Journal Of Hymenoptera Research*, 71, 171–208. <https://doi.org/10.3897/jhr.71.32671>
- Potts, S. G., Biesmeijer, J. C., Kremen, C., Neumann, P., Schweiger, O., & Kunin, W. E. (2010). Global pollinator declines: trends, impacts and drivers. *Trends in Ecology & Evolution*, 25(6), 345–353. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2010.01.007>
- Proctor, M., Yeo, P., & Lack, A. (1996). *The Natural History of Pollination*.
- Rafferty, N. E. (2017). Effects of global change on insect pollinators: multiple drivers lead to novel communities. *Current Opinion in Insect Science*, 23, 22–27. <https://doi.org/10.1016/j.cois.2017.06.009>
- Rahimi, E., Barghjelveh, S., & Dong, P. (2021). Estimating potential range shift of some wild bees in response to climate change scenarios in northwestern regions of Iran. *Journal of Ecology and Environment*, 45(1). <https://doi.org/10.1186/s41610-021-00189-8>
- Rahimi, E., Barghjelveh, S., & Dong, P. (2022). A review of diversity of bees, the attractiveness of host plants and the effects of landscape variables on bees in urban gardens. *Agriculture & Food Security*, 11(1). <https://doi.org/10.1186/s40066-021-00353-2>
- Rahimi, E., & Jung, C. (2023). Plant–pollinator metanetworks in fragmented landscapes: a simulation study. *Ecological Processes*, 12(1). <https://doi.org/10.1186/s13717-023-00442-z>
- Rahimi, E., & Jung, C. (2024). Global Trends in climate Suitability of bees: Ups and downs in a warming world. *Insects*, 15(2), 127. <https://doi.org/10.3390/insects15020127>
- Raine, N. E., & Rundlöf, M. (2023). Pesticide exposure and effects on Non-APIS bees. *Annual Review of Entomology*, 69(1), 551–576. <https://doi.org/10.1146/annurev-ento-040323-020625>
- Rasmont, P., Franzen, M., Lecocq, T., Harpke, A., Roberts, S., Biesmeijer, K., Castro, L., Cederberg, B., Dvorak, L., Fitzpatrick, U., Gonseth, Y., Haubruge, E., Mahe, G., Manino, A., Michez, D., Neumayer, J., Odegaard, F., Paukkunen, J., Pawlikowski, T., . . . Schweiger, O. (2015). Climatic Risk and Distribution Atlas of European Bumblebees. *BIORISK – Biodiversity and Ecosystem Risk Assessment*, 10, 1–236. <https://doi.org/10.3897/biorisk.10.4749>
- Rasmont, P., & Iserbyt, S. (2014). *Atlas of the European Bees: genus Bombus* (3rd ed.). STEP Project, Atlas Hymenoptera. <http://www.atlashymenoptera.net/page.aspx?ID=169>

- Rathi, B. S., Kumar, P. S., & Vo, D. N. (2021). Critical review on hazardous pollutants in water environment: Occurrence, monitoring, fate, removal technologies and risk assessment. *The Science of the Total Environment*, 797, 149134. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2021.149134>
- Reid, R. J., Troczka, B. J., Kor, L., Randall, E., Williamson, M. S., Field, L. M., Nauen, R., Bass, C., & Davies, T. E. (2020). Assessing the acute toxicity of insecticides to the buff-tailed bumblebee (*Bombus terrestris audax*). *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 166, 104562. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2020.104562>
- Ripley, B., & Venables, B. (2009). *MASS: Support functions and datasets for Venables and Ripley's MASS* [Dataset]. <https://doi.org/10.32614/cran.package.mass>
- Riyaz, M., Shah, R. A., & Packiam, S. M. (2022). Insect Conservation and Management: a need of the hour. In *IntechOpen eBooks*. <https://doi.org/10.5772/intechopen.100023>
- Rollin, O., Bretagnolle, V., Decourtye, A., Aptel, J., Michel, N., Vaissière, B. E., & Henry, M. (2013). Differences of floral resource use between honey bees and wild bees in an intensive farming system. *Agriculture Ecosystems & Environment*, 179, 78–86. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2013.07.007>
- Rondeau, S., Baert, N., McArt, S., & Raine, N. E. (2022). Quantifying exposure of bumblebee (*Bombus* spp.) queens to pesticide residues when hibernating in agricultural soils. *Environmental Pollution*, 309, 119722. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2022.119722>
- Roquer-Beni, L., Arnan, X., Rodrigo, A., & Bosch, J. (2022). What makes a good pollinator? Relationship between pollinator traits and pollination effectiveness in apple flowers. *Entomologia Generalis*, 42(6), 875–882. <https://doi.org/10.1127/entomologia/2022/1571>
- Roy, H. E., Pauchard, A., Stoett, P., Tanara, R. T., Bacher, S., Galil, B. S., Hulme, P. E., Ikeda, T., Sankaran, K., McGeoch, M. A., Meyerson, L. A., Nuñez, M. A., Ordonez, A., Rahlao, S. J., Schwindt, E., Seebens, H., Sheppard, A. W., & Vandvik, V. (2024). IPBES Invasive Alien Species Assessment: Summary for Policymakers. In *Lincoln University Research Archive (Lincoln University)*. <https://doi.org/10.5281/zenodo.7430692>
- Rubach, M. N., Baird, D. J., Boerwinkel, M., Maund, S. J., Roessink, I., & Van Den Brink, P. J. (2012). Species traits as predictors for intrinsic sensitivity of aquatic invertebrates to the insecticide chlorpyrifos. *Ecotoxicology*, 21(7), 2088–2101. <https://doi.org/10.1007/s10646-012-0962-8>
- Rundlöf, M., Andersson, G. K. S., Bommarco, R., Fries, I., Hederström, V., Herbertsson, L., Jonsson, O., Klatt, B. K., Pedersen, T. R., Yourstone, J., & Smith, H. G. (2015). Seed coating with a neonicotinoid insecticide negatively affects wild bees. *Nature*, 521(7550), 77–80. <https://doi.org/10.1038/nature14420>
- Rundlöf, M., Stuligross, C., Lindh, A., Malfi, R. L., Burns, K., Mola, J. M., Cibotti, S., & Williams, N. M. (2022). Flower plantings support wild bee reproduction and may also mitigate pesticide exposure effects. *Journal of Applied Ecology*, 59(8), 2117–2127. <https://doi.org/10.1111/1365-2664.14223>
- Sánchez-Bayo, F., & Wyckhuys, K. A. (2019). Worldwide decline of the entomofauna: A review of its drivers. *Biological Conservation*, 232, 8–27. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2019.01.020>

Schmolke, A., Galic, N., Feken, M., Thompson, H., Sgolastra, F., Pitts-Singer, T., Elston, C., Pamminer, T., & Hinarejos, S. (2021). Assessment of the vulnerability to pesticide exposures across bee species. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 40(9), 2640–2651. <https://doi.org/10.1002/etc.5150>

Schweiger, O., Biesmeijer, J. C., Bommarco, R., Hickler, T., Hulme, P. E., Klotz, S., Kühn, I., Moora, M., Nielsen, A., Ohlemüller, R., Petanidou, T., Potts, S. G., Pyšek, P., Stout, J. C., Sykes, M. T., Tscheulin, T., Vilà, M., Walther, G., Westphal, C., . . . Settele, J. (2010). Multiple stressors on biotic interactions: how climate change and alien species interact to affect pollination. *Biological Reviews/Biological Reviews of the Cambridge Philosophical Society*, 85(4), 777–795. <https://doi.org/10.1111/j.1469-185x.2010.00125.x>

Sgolastra, F., Hinarejos, S., Pitts-Singer, T. L., Boyle, N. K., Joseph, T., Lückmann, J., Raine, N. E., Singh, R., Williams, N. M., & Bosch, J. (2018). Pesticide Exposure Assessment Paradigm for Solitary bees. *Environmental Entomology*, 48(1), 22–35. <https://doi.org/10.1093/ee/nvy105>

Shi, X., Ma, C., Gustave, W., Orr, M. C., Yuan, Z., Chen, J., Yang, G., Niu, Z., Zhou, Q., Xia, C., Luo, A., & Zhu, C. (2023). The impact of heavy metal pollution on wild bee communities in smallholder farmlands. *Environmental Research*, 233, 116515. <https://doi.org/10.1016/j.envres.2023.116515>

Shreeve, T. G. (2001). An important review of butterflies in Britain and Ireland. Asher, J., Warren, M., Fox, R., Harding, P., Jeffcoate, G. & Jeffcoate, S. (2001) The Millennium Atlas of Butterflies in Britain and Ireland. Oxford: Oxford University Press, xx 433 pp., figs, tables, colour photographs, maps and index. Hardback: Price: £25.00. ISBN 0-19-850565-5. *Journal of Biogeography*, 28(11–12), 1443–1444. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2699.2001.0629c.x>

Siefert, P., Hota, R., Ramesh, V., & Grünewald, B. (2020). Chronic within-hive video recordings detect altered nursing behaviour and retarded larval development of neonicotinoid treated honey bees. *Scientific Reports*, 10(1), 8727. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-65425-y>

Silva, V., Mol, H. G., Zomer, P., Tienstra, M., Ritsema, C. J., & Geissen, V. (2018). Pesticide residues in European agricultural soils – A hidden reality unfolded. *The Science of the Total Environment*, 653, 1532–1545. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.10.441>

Siviter, H., Bailes, E. J., Martin, C. D., Oliver, T. R., Koricheva, J., Leadbeater, E., & Brown, M. J. F. (2021). Agrochemicals interact synergistically to increase bee mortality. *Nature*, 596(7872), 389–392. <https://doi.org/10.1038/s41586-021-03787-7>

Siviter, H., Richman, S. K., & Muth, F. (2021). Field-realistic neonicotinoid exposure has sublethal effects on non- Apis bees: A meta-analysis. *Ecology Letters*, 24(12), 2586–2597. <https://doi.org/10.1111/ele.13873>

Somanathan, H. (2024). Why diversity matters for understanding the visual ecology and behaviour of bees. *Current Opinion in Insect Science*, 64, 101224. <https://doi.org/10.1016/j.cois.2024.101224>

Sparks, T. C., & Nauen, R. (2014). IRAC: Mode of action classification and insecticide resistance management. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 121, 122–128. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2014.11.014>

Spence, S. K., Alharbi, S. a. M., Ejomah, A., Maleki, F. A., Wolfin, M. S., & Kersch-Becker, M. F. (2025). Sublethal effects of Neonicotinoids: How physiological and behavioral disruptions in Non-Target insects threaten biodiversity and ecosystem services. *Insects*, 17(1), 26. <https://doi.org/10.3390/insects17010026>

Stanley, D. A., Smith, K. E., & Raine, N. E. (2015). Bumblebee learning and memory is impaired by chronic exposure to a neonicotinoid pesticide. *Scientific Reports*, 5(1), 16508. <https://doi.org/10.1038/srep16508>

Stewart, S. D., Lorenz, G. M., Catchot, A. L., Gore, J., Cook, D., Skinner, J., Mueller, T. C., Johnson, D. R., Zawislak, J., & Barber, J. (2014). Potential Exposure of Pollinators to Neonicotinoid Insecticides from the Use of Insecticide Seed Treatments in the Mid-Southern United States. *Environmental Science & Technology*, 48(16), 9762–9769. <https://doi.org/10.1021/es501657w>

Stork, N. E. (2017). How many species of insects and other terrestrial arthropods are there on Earth? *Annual Review of Entomology*, 63(1), 31–45. <https://doi.org/10.1146/annurev-ento-020117-043348>

Stout, J. C., & Morales, C. L. (2009). Ecological impacts of invasive alien species on bees. *Apidologie*, 40(3), 388–409. <https://doi.org/10.1051/apido/2009023>

Straub, L., Williams, G. R., Pettis, J., Fries, I., & Neumann, P. (2015). Superorganism resilience: eusociality and susceptibility of ecosystem service providing insects to stressors. *Current Opinion in Insect Science*, 12, 109–112. <https://doi.org/10.1016/j.cois.2015.10.010>

Suchail, S., De Sousa, G., Rahmani, R., & Belzunces, L. P. (2004). In vivo distribution and metabolism of ¹⁴C-imidacloprid in different compartments of *Apis mellifera* L. *Pest Management Science*, 60(11), 1056–1062. <https://doi.org/10.1002/ps.895>

Syafrudin, M., Kristanti, R. A., Yuniarto, A., Hadibarata, T., Rhee, J., Al-Onazi, W. A., Algarni, T. S., Almarri, A. H., & Al-Mohaimeed, A. M. (2021). Pesticides in Drinking Water—A review. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 18(2), 468. <https://doi.org/10.3390/ijerph18020468>

Syktus, J. I., & McAlpine, C. A. (2016). More than carbon sequestration: Biophysical climate benefits of restored savanna woodlands. *Scientific Reports*, 6(1), 29194. <https://doi.org/10.1038/srep29194>

Tai, F. K., Pattemore, D. E., Jochym, M., Beggs, J. R., Northcott, G. L., & Mortensen, A. N. (2022). Honey bee toxicological responses do not accurately predict environmental risk of imidacloprid to a solitary ground-nesting bee species. *The Science of the Total Environment*, 839, 156398. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2022.156398>

Taillebois, E., Cartereau, A., Jones, A. K., & Thany, S. H. (2018). Neonicotinoid insecticides mode of action on insect nicotinic acetylcholine receptors using binding studies. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 151, 59–66. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2018.04.007>

Tatarko, A. R., Vannette, R. L., Frese, S., & Leonard, A. (2025). Supplementary material from “A wild bumble bee shows intraspecific differences in sensitivity to multiple pesticides.” *Figshare*. <https://doi.org/10.6084/m9.figshare.c.7859521>

Therneau, T. M. (2001). *survival: Survival Analysis* [Dataset]. <https://doi.org/10.32614/cran.package.survival>

Thomas, J. A., Telfer, M. G., Roy, D. B., Preston, C. D., Greenwood, J. J. D., Asher, J., Fox, R., Clarke, R. T., & Lawton, J. H. (2004). Comparative losses of British butterflies, birds, and plants and the global extinction crisis. *Science*, 303(5665), 1879–1881. <https://doi.org/10.1126/science.1095046>

- Thomas, J. A. (2016). Butterfly communities under threat. *Science*, 353(6296), 216–218. <https://doi.org/10.1126/science.aaf8838>
- Thomson, D. M. (2006). Detecting the effects of introduced species: a case study of competition between *Apis* and *Bombus*. *Oikos*, 114(3), 407–418. <https://doi.org/10.1111/j.2006.0030-1299.14604.x>
- Thompson, H. M., & Hunt, L. V. (1999). Extrapolating from Honeybees to Bumblebees in Pesticide Risk Assessment. *Ecotoxicology*, 8(3), 147–166. <https://doi.org/10.1023/a:1026444029579>
- Thompson, H. M. (2012). Interaction between pesticides and other factors in effects on bees. *EFSA Supporting Publications*, 9(9). <https://doi.org/10.2903/sp.efsa.2012.en-340>
- Thompson, H. M., & Pamminger, T. (2019). Are honeybees suitable surrogates for use in pesticide risk assessment for non-*Apis* bees? *Pest Management Science*, 75(10), 2549–2557. <https://doi.org/10.1002/ps.5494>
- Thompson, J. N. (1996). Evolutionary ecology and the conservation of biodiversity. *Trends in Ecology & Evolution*, 11(7), 300–303. [https://doi.org/10.1016/0169-5347\(96\)20048-5](https://doi.org/10.1016/0169-5347(96)20048-5)
- Thorp, R. W. (1979). Structural, behavioral, and physiological adaptations of bees (Apoidea) for collecting pollen. *Annals of the Missouri Botanical Garden*, 66(4), 788. <https://doi.org/10.2307/2398919>
- Thorp, R. W. (2000). The collection of pollen by bees. *Plant Systematics And Evolution*, 222(1-4), 211–223. <https://doi.org/10.1007/bf00984103>
- Tosi, S., Sfeir, C., Carnesecchi, E., vanEngelsdorp, D., & Chauzat, M. (2022). Lethal, sublethal, and combined effects of pesticides on bees: A meta-analysis and new risk assessment tools. *The Science of the Total Environment*, 844, 156857. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2022.156857>
- Tourbez, C., De Manincor, N., Ghisbain, G., & Michez, D. (2025). Attractiveness of exotic invasive plants can disconnect native plants from their floral visitors. *Oikos*, 2025(11). <https://doi.org/10.1002/oik.11482>
- Traveset, A., & Richardson, D. (2006). Biological invasions as disruptors of plant reproductive mutualisms. *Trends in Ecology & Evolution*, 21(4), 208–216. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2006.01.006>
- Tscharntke, T., Klein, A. M., Kruess, A., Steffan-Dewenter, I., & Thies, C. (2005). Landscape perspectives on agricultural intensification and biodiversity – ecosystem service management. *Ecology Letters*, 8(8), 857–874. <https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2005.00782.x>
- Uhl, P., Franke, L. A., Rehberg, C., Wollmann, C., Stahlschmidt, P., Jeker, L., & Brühl, C. A. (2016). Interspecific sensitivity of bees towards dimethoate and implications for environmental risk assessment. *Scientific Reports*, 6(1), 34439. <https://doi.org/10.1038/srep34439>
- Union internationale pour la conservation de la nature. (2012). *Catégories et critères de la Liste rouge de l'UICN : Version 3.1* (2e éd.). Gland, Suisse et Cambridge, Royaume-Uni : UICN.
- Van Langevelde, F., Braamburg-Annegarn, M., Huigens, M. E., Groendijk, R., Poitevin, O., Van Deijk, J. R., Ellis, W. N., Van Grunsven, R. H. A., De Vos, R., Vos, R. A., Franzén, M., & WallisDeVries, M. F. (2017). Declines in moth populations stress the need for conserving dark nights. *Global Change Biology*, 24(3), 925–932. <https://doi.org/10.1111/gcb.14008>

- Vasiliev, D., & Greenwood, S. (2020). Pollinator biodiversity and crop pollination in temperate ecosystems, implications for national pollinator conservation strategies: Mini review. *The Science of the Total Environment*, 744, 140880. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.140880>
- Wagner, D. L., & Van Driesche, R. G. (2009). Threats posed to rare or endangered insects by invasions of nonnative species. *Annual Review of Entomology*, 55(1), 547–568. <https://doi.org/10.1146/annurev-ento-112408-085516>
- Wagner, D. (2017). OBSOLETE: Trends in biodiversity: insects. In *Elsevier eBooks*. <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-409548-9.09819-5>
- Wagner, D. L. (2019). Insect declines in the anthropocene. *Annual Review of Entomology*, 65(1), 457–480. <https://doi.org/10.1146/annurev-ento-011019-025151>
- Ward, L. T., Hladik, M. L., Guzman, A., Winsemius, S., Bautista, A., Kremen, C., & Mills, N. J. (2022). Pesticide exposure of wild bees and honey bees foraging from field border flowers in intensively managed agriculture areas. *The Science of the Total Environment*, 831, 154697. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2022.154697>
- Wardhaugh, C. W. (2015). How many species of arthropods visit flowers? *Arthropod-Plant Interactions*, 9(6), 547–565. <https://doi.org/10.1007/s11829-015-9398-4>
- Westphal, C., Steffan-Dewenter, I., & Tscharnkte, T. (2003). Mass flowering crops enhance pollinator densities at a landscape scale. *Ecology Letters*, 6(11), 961–965. <https://doi.org/10.1046/j.1461-0248.2003.00523.x>
- Wickham, H., Chang, W., Henry, L., Pedersen, T. L., Takahashi, K., Wilke, C., Woo, K., Yutani, H., Dunnington, D., & Van Den Brand, T. (2007). *ggplot2: Create Elegant Data Visualisations Using the Grammar of Graphics* [Dataset]. <https://doi.org/10.32614/cran.package.ggplot2>
- Wilcove, D. S., Rothstein, D., Dubow, J., Phillips, A., & Losos, E. (1998). Quantifying threats to imperiled species in the United States. *BioScience*, 48(8), 607–615. <https://doi.org/10.2307/1313420>
- Williams, N. M., Crone, E. E., Roulston, T. H., Minckley, R. L., Packer, L., & Potts, S. G. (2010). Ecological and life-history traits predict bee species responses to environmental disturbances. *Biological Conservation*, 143(10), 2280–2291. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2010.03.024>
- Winfree, R., Aguilar, R., Vázquez, D. P., LeBuhn, G., & Aizen, M. A. (2009). A meta-analysis of bees' responses to anthropogenic disturbance. *Ecology*, 90(8), 2068–2076. <https://doi.org/10.1890/08-1245.1>
- Winfree, R., Fox, J. W., Williams, N. M., Reilly, J. R., & Cariveau, D. P. (2015). Abundance of common species, not species richness, drives delivery of a real-world ecosystem service. *Ecology Letters*, 18(7), 626–635. <https://doi.org/10.1111/ele.12424>
- Wood, T. J., & Goulson, D. (2017). The environmental risks of neonicotinoid pesticides: a review of the evidence post 2013. *Environmental Science and Pollution Research*, 24(21), 17285–17325. <https://doi.org/10.1007/s11356-017-9240-x>
- Wu, S., Nomura, Y., Du, Y., Zhorov, B. S., & Dong, K. (2017). Molecular basis of selective resistance of the bumblebee BiNav1 sodium channel to tau-fluvalinate. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 114(49), 12922–12927. <https://doi.org/10.1073/pnas.1711699114>

Wu, Y., Zheng, Y., Chen, Y., Wang, S., Chen, Y., Hu, F., & Zheng, H. (2020). Honey bee (*Apis mellifera*) gut microbiota promotes host endogenous detoxification capability via regulation of P450 gene expression in the digestive tract. *Microbial Biotechnology*, 13(4), 1201–1212. <https://doi.org/10.1111/1751-7915.13579>

Wu-Smart, J., & Spivak, M. (2017). Effects of neonicotinoid imidacloprid exposure on bumble bee (Hymenoptera: Apidae) queen survival and nest initiation. *Environmental Entomology*, 47(1), 55–62. <https://doi.org/10.1093/ee/nvx175>

Zalasiewicz, J., Thomas, J. A., Waters, C. N., Turner, S., & Head, M. J. (2024). The meaning of the Anthropocene: why it matters even without a formal geological definition. *Nature*, 632(8027), 980–984. <https://doi.org/10.1038/d41586-024-02712-y>

Zaworra, M., Koehler, H., Schneider, J., Lagojda, A., & Nauen, R. (2018). Pharmacokinetics of Three Neonicotinoid Insecticides upon Contact Exposure in the Western Honey Bee, *Apis mellifera*. *Chemical Research in Toxicology*, 32(1), 35–37. <https://doi.org/10.1021/acs.chemrestox.8b00315>

Zhang, C., Wang, X., Kaur, P., & Gan, J. (2023). A critical review on the accumulation of neonicotinoid insecticides in pollen and nectar: Influencing factors and implications for pollinator exposure. *The Science of the Total Environment*, 899, 165670. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2023.165670>

Zhang, Q., Wang, Q., Zhai, Y., Zheng, H., & Wang, X. (2022). Impacts of Imidacloprid and Flupyradifurone Insecticides on the Gut Microbiota of *Bombus terrestris*. *Agriculture*, 12(3), 389. <https://doi.org/10.3390/agriculture12030389>

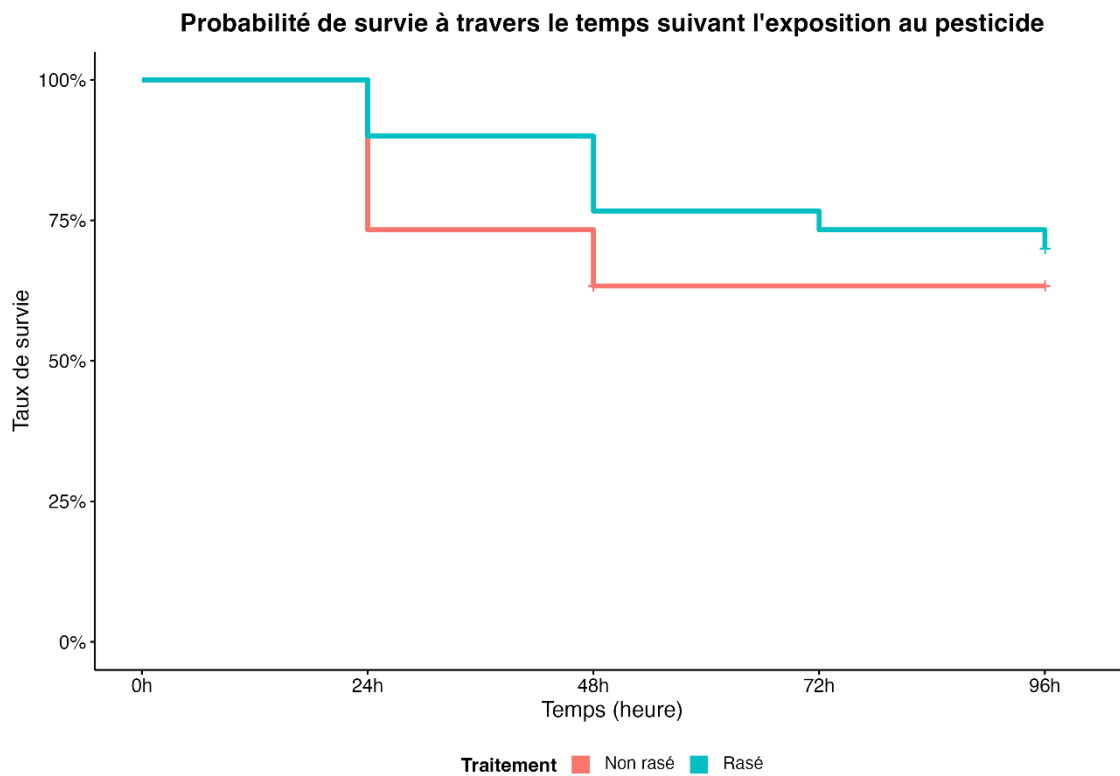
Zhang, X., & Li, Z. (2023). Generalizing routes of plant exposure to pesticides by plant uptake models to assess pesticide application efficiency. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 262, 115145. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2023.115145>

Zhao, H., Li, G., Cui, X., Wang, H., Liu, Z., Yang, Y., & Xu, B. (2022). Review on effects of some insecticides on honey bee health. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 188, 105219. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2022.105219>

Zhou, W., Li, M., & Achal, V. (2024). A comprehensive review on environmental and human health impacts of chemical pesticide usage. *Emerging Contaminants*, 11(1), 100410. <https://doi.org/10.1016/j.emcon.2024.100410>

8. Annexes

8.1 Graphique de la survie des bourdons en fonction du temps (2^{ème} expérience)



Graphique du taux de survie des bourdons en fonction du temps selon les différents traitements (30 bourdons par traitements)

8.2 Liste des espèces d'abeille, des mesures de traits et des statuts IUCN

Taxon	Famille	Sex	MeanTDMm	MeanLengthSpecies	MeanDensitySpecies	HairinessIndexSpecies	categoryEurope	categoryEU27
Amegilla albigena	Apidae	F	2,767433333	0,352673333	6,166666667	2,17179	LC	LC
Amegilla fasciata	Apidae	F	3,3582	0,47682	6,266666667	2,941974	LC	LC
Amegilla gamula	Apidae	F	4,0911	0,502653333	5,716666667	2,878482333	LC	LC
Amegilla quadrfasciata	Apidae	F	3,748933333	0,38348	6,166666667	2,361533333	LC	LC
Ammobates muticus	Apidae	F	1,6199	0,137413333	3,5	0,480946667	LC	LC
Andrena afzeliiella	Andrenidae	F	2,104733333	0,221013333	2,833333333	0,63538	LC	LC
Andrena aglissima	Andrenidae	F	2,951666667	0,356146667	1,833333333	0,662456667	LC	LC
Andrena albopunctata	Andrenidae	F	2,961066667	0,403066667	4,666666667	1,90635	LC	LC
Andrena angustior	Andrenidae	F	2,014466667	0,33936	2,833333333	0,947683333	LC	LC
Andrena anthrisci	Andrenidae	F	1,317866667	0,23266	4,333333333	1,005676667	LC	LC
Andrena antigona	Andrenidae	F	2,248433333	0,298726667	2,166666667	0,64867	LC	LC
Andrena apicata	Andrenidae	F	2,494066667	0,38826	2	0,8066	LC	LC
Andrena asperima	Andrenidae	F	2,822133333	0,288373333	1,666666667	0,49421	LC	LC
Andrena barblabris	Andrenidae	F	2,492066667	0,446426667	2,833333333	1,303133333	LC	LC
Andrena bicolor	Andrenidae	F	1,7476	0,351106667	4,333333333	1,524266667	LC	LC
Andrena bicolorata	Andrenidae	F	2,785166667	0,482726667	2,333333333	1,116623333	LC	LC
Andrena bimaculata	Andrenidae	F	2,353333333	0,30872	2,5	0,773496667	LC	LC
Andrena binominata	Andrenidae	F	1,833466667	0,41752	2	0,854283333	LC	LC
Andrena blanda	Andrenidae	F	2,2687	0,248218333	3,333333333	0,831285	LC	LC
Andrena chrysopus	Andrenidae	F	1,8747	0,248493333	4,333333333	1,0827	NT	NT
Andrena chrysocleles	Andrenidae	F	1,781666667	0,187833333	4,333333333	0,83136	LC	LC
Andrena cineraria	Andrenidae	F	2,771466667	0,435533333	3,666666667	1,550666667	LC	LC
Andrena cinerea	Andrenidae	F	1,9317	0,22396	4,833333333	1,082363333	LC	LC
Andrena clarkella	Andrenidae	F	3,335133333	0,5788	3,333333333	1,923136667	LC	LC
Andrena cotana	Andrenidae	F	1,425033333	0,159593333	5,333333333	0,83948	LC	LC
Andrena combinata	Andrenidae	F	2,074766667	0,377453333	3,5	1,335436667	LC	LC
Andrena congruens	Andrenidae	F	2,3119	0,280873333	2,833333333	0,787203333	LC	LC
Andrena corax	Andrenidae	F	2,494	0,257486667	3,166666667	0,803116667	LC	LC
Andrena curvungula	Andrenidae	F	2,5716	0,06284	10,833333333	0,68756	LC	LC
Andrena cyanomicans	Andrenidae	F	2,7027	0,42596	2,333333333	0,996656667	LC	LC
Andrena decipiens	Andrenidae	F	2,501666667	0,41782	2	0,83564	LC	LC
Andrena denticulata	Andrenidae	F	2,050733333	0,33268	2,333333333	0,78225	LC	LC
Andrena discors	Andrenidae	F	2,3228	0,35056	4,166666667	1,437513333	LC	LC
Andrena distinguenda	Andrenidae	F	1,498266667	0,247933333	2	0,482806667	LC	LC
Andrena djelfensis	Andrenidae	F	1,1957	0,247986667	4	0,988276667	LC	LC
Andrena dorsata	Andrenidae	F	2,0558	0,270473333	3,333333333	0,89529	LC	LC
Andrena fabrella	Andrenidae	F	1,4916	0,319553333	5,166666667	1,653763333	LC	LC
Andrena farinosa	Andrenidae	F	2,107733333	0,231593333	6,333333333	1,4962	LC	LC
Andrena ferrugineicrus	Andrenidae	F	2,512666667	0,476046667	2,833333333	1,34701	LC	LC
Andrena fertoni	Andrenidae	F	1,882266667	0,27464	3,333333333	0,897976667	LC	LC
Andrena flavipes	Andrenidae	F	2,2429	0,212426667	3,833333333	0,79324	LC	LC
Andrena florea	Andrenidae	F	2,489866667	0,348126667	3,166666667	1,111856667	LC	LC
Andrena florivaga	Andrenidae	F	1,804966667	0,282633333	6,166666667	1,74261	LC	LC
Andrena fucata	Andrenidae	F	2,174766667	0,39056	3	1,16749	LC	LC
Andrena fulica	Andrenidae	F	1,269066667	0,08266	3	0,246966667	LC	LC
Andrena fulva	Andrenidae	F	3,219033333	0,714866667	4	2,92124	LC	LC
Andrena fulvago	Andrenidae	F	2,065233333	0,292406667	3,5	1,023423333	LC	LC
Andrena fulvicornis	Andrenidae	F	1,680666667	0,255746667	7	1,790226667	LC	LC
Andrena fuscipes	Andrenidae	F	2,195666667	0,358	5	1,79413	LC	LC
Andrena fuscosea	Andrenidae	F	2,966633333	0,177626667	2,666666667	0,479173333	LC	LC
Andrena gettiae	Andrenidae	F	2,3273	0,249486667	4,333333333	1,08619	VU	VU
Andrena gravida	Andrenidae	F	2,724633333	0,44872	5	2,2436	LC	LC
Andrena haemorrhoea	Andrenidae	F	2,582933333	0,2299	2,166666667	0,507086667	LC	LC
Andrena hattorfiana	Andrenidae	F	2,5101	0,180273333	3,666666667	0,675743333	LC	LC
Andrena helvola	Andrenidae	F	2,2292	0,31492	1,5	0,47238	LC	LC
Andrena hesperia	Andrenidae	F	2,1019	0,32232	3,166666667	1,025153333	LC	LC
Andrena humilis	Andrenidae	F	2,2331	0,316147	4,333333333	1,408767	LC	LC
Andrena hypopolia	Andrenidae	F	2,146166667	0,2451	7,166666667	1,514943333	LC	LC
Andrena hystrix	Andrenidae	F	1,6552	0,115106667	8,666666667	0,980023333	LC	LC
Andrena intermedia	Andrenidae	F	2,259966667	0,204913333	5,333333333	1,130766667	LC	LC
Andrena labialis	Andrenidae	F	2,674633333	0,369573333	3	1,11392	LC	LC
Andrena labiata	Andrenidae	F	1,7281	0,220866667	5,5	1,204386667	LC	LC
Andrena lagopus	Andrenidae	F	2,140466667	0,263773333	3,5	0,904026667	LC	LC
Andrena lathyri	Andrenidae	F	2,4423	0,427646667	3	1,293166667	LC	LC
Andrena lavandulae	Andrenidae	F	1,999	0,232833333	3,833333333	0,89114	LC	LC
Andrena lepida	Andrenidae	F	2,057833333	0,33106	3,333333333	1,128706667	LC	LC
Andrena leucolippa	Andrenidae	F	2,0167	0,16802	8,5	1,419596667	LC	LC
Andrena limata	Andrenidae	F	2,886366667	0,5637	3,166666667	1,77798	LC	LC
Andrena longbarbis	Andrenidae	F	1,498933333	0,164633333	2,166666667	0,373093333	LC	LC
Andrena minutula	Andrenidae	F	1,404066667	0,150453333	7,666666667	1,157186667	LC	LC
Andrena minutuloides	Andrenidae	F	1,307066667	0,14892	4,166666667	0,631873333	LC	LC
Andrena mitis	Andrenidae	F	2,2876	0,501033333	2,333333333	1,182616667	LC	LC
Andrena morio	Andrenidae	F	3,159333333	0,523633333	4,833333333	2,509426667	LC	LC
Andrena nana	Andrenidae	F	1,547733333	0,37182	6,166666667	2,271643333	LC	LC
Andrena nigroaenea	Andrenidae	F	2,697366667	0,32242	2,666666667	0,869756667	LC	LC
Andrena nigrolineata	Andrenidae	F	2,4884	0,453713333	2,833333333	1,292726667	LC	LC
Andrena nigrospina	Andrenidae	F	2,982133333	0,462393333	1,166666667	0,535846667	LC	LC
Andrena nilotica	Andrenidae	F	2,512033333	0,310206667	6,5	2,038923333	LC	LC
Andrena nitida	Andrenidae	F	2,8977	0,67394	2,833333333	1,97287	LC	LC
Andrena nitidiuscula	Andrenidae	F	1,6946	0,325133333	4,666666667	1,527566667	LC	LC
Andrena nitidula	Andrenidae	F	1,557933333	0,278793333	3	0,837113333	LC	LC
Andrena niveata	Andrenidae	F	1,4766	0,276066667	5,666666667	1,583286667	NT	NT
Andrena numida	Andrenidae	F	2,0845	0,327906667	4	1,316056667	DD	DD
Andrena orbitalis	Andrenidae	F	1,8754	0,251393333	4,333333333	1,086913333	LC	LC
Andrena ovata	Andrenidae	F	2,1338	0,203826667	4	0,80773	LC	LC
Andrena oliventris	Andrenidae	F	2,1167	0,157373333	4,166666667	0,669686667	LC	LC
Andrena pandellei	Andrenidae	F	2,174433333	0,072326667	9,166666667	0,676003333	LC	LC
Andrena pandosa	Andrenidae	F	1,552333333	0,148966667	2,166666667	0,32132	DD	DD
Andrena pilipes	Andrenidae	F	3,062033333	0,276433333	2,333333333	0,625436667	LC	LC
Andrena praecox	Andrenidae	F	2,180166667	0,3165	2,666666667	0,853503333	LC	LC
Andrena propinqua	Andrenidae	F	1,961	0,281026667	3,666666667	1,04029	LC	LC
Andrena proxima	Andrenidae	F	1,9726	0,294306667	2,5	0,743306667	LC	LC
Andrena pruinosa	Andrenidae	F	2,495266667	0,127733333	4,333333333	0,527773333	LC	LC
Andrena rosae	Andrenidae	F	2,614133333	0,383173333	2,166666667	0,83126	LC	LC
Andrena ruficornis	Andrenidae	F	2,064466667	0,369290667	3,666666667	1,343430667	LC	LC
Andrena rursula	Andrenidae	F	2,255066667	0,23782	3,833333333	0,876796667	LC	LC
Andrena scotica	Andrenidae	F	2,890166667	0,536053333	1,333333333	0,70829	LC	LC

Andrena senecionis	Andrenidae	F	2,1401	0,26093333	4,5	1,167406667	LC	LC
Andrena spreta	Andrenidae	F	1,325366667	0,18718	4,5	0,84004	LC	LC
Andrena strophmella	Andrenidae	F	1,504	0,221026667	5,333333333	1,169753333	LC	LC
Andrena subopaca	Andrenidae	F	1,507066667	0,19612	4,666666667	0,93452	LC	LC
Andrena synadelpha	Andrenidae	F	2,189433333	0,350606667	1	0,350606667	LC	LC
Andrena tenuistriata	Andrenidae	F	1,285666667	0,129546667	3,5	0,453413333	LC	LC
Andrena thoracica	Andrenidae	F	2,8945	0,219553333	3,833333333	0,840986667	LC	LC
Andrena tibialis	Andrenidae	F	2,980333333	0,43082	2,5	1,064926667	LC	LC
Andrena trimmerana	Andrenidae	F	2,741733333	0,355206667	1,666666667	0,571826667	LC	LC
Andrena vaga	Andrenidae	F	3,003333333	0,5975	2	1,195	LC	LC
Andrena variabilis	Andrenidae	F	2,864133333	0,398613333	1,666666667	0,664213333	LC	LC
Andrena varians	Andrenidae	F	2,486133333	0,368986667	2,166666667	0,84334	LC	LC
Andrena varuga	Andrenidae	F	1,482633333	0,207413333	5	1,037066667	LC	LC
Andrena ventralis	Andrenidae	F	1,759133333	0,20604	1,666666667	0,34856	LC	LC
Andrena verticalis	Andrenidae	F	1,166233333	0,1171	1,333333333	0,157036667	LC	LC
Andrena vetula	Andrenidae	F	2,301566667	0,20502	1,166666667	0,246443333	LC	LC
Andrena viridescens	Andrenidae	F	1,441366667	0,237786667	4,5	1,080246667	LC	LC
Andrena wilkella	Andrenidae	F	2,0989	0,230826667	3,666666667	0,825033333	LC	LC
Anthidium brevisculum	Megachilidae	F	2,1505	0,174633333	3,333333333	0,574726667	LC	LC
Anthidium strigatum	Megachilidae	F	2,376766667	0,106586667	3	0,31976	LC	LC
Anthidium cingulatum	Megachilidae	F	3,5524	0,29322	4,166666667	1,20684	NT	NT
Anthidium diadema	Megachilidae	F	3,0675	0,319513333	2,5	0,79643	LC	LC
Anthidium florentinum	Megachilidae	F	3,654366667	0,289506667	2,5	0,714186667	LC	LC
Anthidium loti	Megachilidae	F	3,2065	0,238353333	3	0,709086667	LC	LC
Anthidium manicatum	Megachilidae	F	3,348666667	0,365766667	2,833333333	1,040423333	LC	LC
Anthidium punctatum	Megachilidae	F	2,849666667	0,360133333	3	1,0804	LC	LC
Anthidium taeniatum	Megachilidae	F	2,395033333	0,213066667	4,833333333	1,033786667	LC	LC
Anthophora aestivalis	Apidae	F	3,684933333	0,41372	3	1,268333333	LC	LC
Anthophora affinis	Apidae	F	4,8359	0,815833333	3,5	2,834443333	LC	LC
Anthophora agama	Apidae	F	4,078433333	0,46464	3,333333333	1,553133333	LC	LC
Anthophora atriceps	Apidae	F	3,2431	0,56928	4,333333333	2,477286667	LC	LC
Anthophora atrocibis	Apidae	F	3,8159	0,449966667	3,333333333	1,45965	LC	LC
Anthophora balearica	Apidae	F	3,585433333	0,4618	3,333333333	1,531186667	LC	LC
Anthophora balneorum	Apidae	F	3,874166667	0,63832	3,333333333	2,13136	LC	LC
Anthophora bimaculata	Apidae	F	2,749466667	0,364513333	4,166666667	1,522043333	LC	LC
Anthophora canescens	Apidae	F	4,951766667	0,549146667	3,166666667	1,75509	LC	LC
Anthophora crassipes	Apidae	F	3,432	0,386513333	4,833333333	1,88031	LC	LC
Anthophora crinipes	Apidae	F	3,5545	0,39418	5,5	2,16799	LC	LC
Anthophora dispar	Apidae	F	4,275266667	0,449996667	2,333333333	1,049183333	LC	LC
Anthophora ferruginea	Apidae	F	4,476133333	0,408513333	4,166666667	1,756403333	NT	NT
Anthophora fulvitaris	Apidae	F	4,803733333	0,39952	2	0,79904	NT	NT
Anthophora plumipes	Apidae	F	4,405433333	0,54794	4,666666667	2,544533333	LC	LC
Anthophora podagra	Apidae	F	3,565666667	0,441046667	3,833333333	1,69056	LC	LC
Anthophora pubescens	Apidae	F	3,156233333	0,458293333	4,833333333	2,208606667	LC	LC
Anthophora quadrimaculata	Apidae	F	3,484733333	0,457906667	4,333333333	1,96601	LC	LC
Anthophora retusa	Apidae	F	4,068766667	0,401133333	5,5	2,182406667	LC	LC
Anthophora robusta	Apidae	F	5,0851	0,520993333	3,333333333	1,740193333	NT	NT
Anthophora romandii	Apidae	F	3,822666667	0,53416	3,833333333	2,109193333	LC	LC
Anthophora senescens	Apidae	F	3,985366667	0,414446667	3,666666667	1,51954	LC	LC
Apis mellifera	Apidae	F	2,978966667	0,453	2,833333333	1,2629	DO	EN
Blastes emarginatus	Apidae	F	1,6638	0,082366667	8,666666667	0,7126	LC	LC
Bombus alpinus	Apidae	F	4,3801	1,171046667	5,833333333	6,792673333	VU	VU
Bombus argillaceus	Apidae	F	3,537666667	0,883133333	3,5	3,061043333	LC	LC
Bombus armeniacus	Apidae	F	4,092633333	0,865406667	4,333333333	3,797873333	EN	EN
Bombus balteatus	Apidae	F	3,927	0,927686667	4,333333333	3,972308333	NT	NT
Bombus barbutellus	Apidae	F	5,064966667	1,48874	3,166666667	4,718843333	LC	LC
Bombus bohemicus	Apidae	F	5,070633333	1,25566	4	5,02264	LC	LC
Bombus brodmannicus	Apidae	F	4,006466667	0,985933333	3,5	3,451663333	NT	NT
Bombus cingulatus	Apidae	F	3,5232	1,108873333	4,5	5,023473333	NT	NT
Bombus confusus	Apidae	F	3,982866667	0,586953333	9,333333333	5,46746	VU	VU
Bombus cryptarum	Apidae	F	4,2015	0,909673333	5	4,5761	LC	LC
Bombus cullumanus	Apidae	F	3,806033333	0,93466	5,166666667	4,829623333	CR	CR
Bombus fragrans	Apidae	F	4,798333333	0,880546667	4,666666667	4,105703333	VU	VU
Bombus gerstaeckeri	Apidae	F	4,665033333	1,142413333	4,166666667	4,76573	NT	NT
Bombus hortorum	Apidae	F	4,535866667	1,0173	4,333333333	4,403493333	LC	LC
Bombus humilis	Apidae	F	3,946433333	1,149326667	4,5	5,156366667	LC	LC
Bombus hypnorum	Apidae	F	3,994833333	1,18196	4,666666667	5,488706667	LC	LC
Bombus jonellus	Apidae	F	4,352566667	0,93824	5	4,6912	LC	LC
Bombus laevis	Apidae	F	3,802	1,085373333	3,666666667	3,993293333	VU	VU
Bombus lapidarius	Apidae	F	3,686533333	1,03674	6,333333333	6,59631	LC	LC
Bombus lapponicus	Apidae	F	3,340166667	1,02898	4,5	4,630041	NT	NT
Bombus lucorum	Apidae	F	3,751833333	0,947726667	5,333333333	5,038693333	LC	LC
Bombus magnus	Apidae	F	4,055366667	0,958806667	5,666666667	5,382963333	LC	LC
Bombus mendax	Apidae	F	3,657166667	0,945533333	5,833333333	5,52602	LC	LC
Bombus mesomelas	Apidae	F	4,047866667	1,035866667	4,333333333	4,483836667	LC	LC
Bombus mokusievtzii	Apidae	F	4,039	1,122073333	4	4,488293333	DO	DO
Bombus monticola	Apidae	F	3,731166667	0,97564	4,833333333	4,715046667	LC	LC
Bombus mucidus	Apidae	F	3,750666667	1,033793333	4,5	4,629563333	LC	NT
Bombus muscorum	Apidae	F	4,4758	1,110733333	2,5	2,85304	VU	VU
Bombus niveatus	Apidae	F	4,756666667	0,766246667	6,5	5,008856667	LC	LC
Bombus pascuorum	Apidae	F	3,961033333	1,134366667	3,166666667	3,59492	LC	LC
Bombus pomorum	Apidae	F	3,807766667	0,992266667	5,333333333	5,272676667	VU	VU
Bombus pratorum	Apidae	F	4,4611	1,195833333	3,5	4,185416667	LC	LC
Bombus pyrenaeus	Apidae	F	3,880933333	1,039146667	6	6,24301	LC	LC
Bombus quadricolor	Apidae	F	4,361733333	1,104413333	4,5	5,00323	LC	LC
Bombus rudarius	Apidae	F	4,237733333	1,108293333	2,5	2,73614	LC	LC
Bombus rudatus	Apidae	F	3,983366667	0,8846	4,666666667	4,137483333	LC	LC
Bombus rupestris	Apidae	F	5,598866667	1,26994	3,333333333	4,226286667	LC	LC
Bombus schrencki	Apidae	F	3,935133333	1,044926667	2	2,048593333	LC	LC
Bombus sicchelli	Apidae	F	3,4739	0,911122667	6,5	5,922297333	LC	LC
Bombus soroeensis	Apidae	F	4,019766667	1,019526667	6,666666667	6,80718	LC	LC
Bombus subterraneus	Apidae	F	4,4505	1,025246667	5	5,149106667	NT	NT
Bombus sylvanum	Apidae	F	3,693833333	0,99622	2,333333333	2,340626667	LC	LC
Bombus sylvestris	Apidae	F	3,885	1,060193333	2,333333333	2,436833333	LC	LC
Bombus terrestris	Apidae	F	4,593333333	1,110873333	7,166666667	7,974713333	LC	LC
Bombus vestalis	Apidae	F	5,476266667	1,083766667	1,833333333	1,997526667	LC	LC
Bombus veteranus	Apidae	F	3,7438	0,772993333	4	3,14206	NT	NT
Bombus wurlenii	Apidae	F	4,319166667	1,067606667	4,666666667	4,998313333	LC	LC

Bombus xanthopus	Apidae	F	4,561266667	1,081293333	6,833333333	7,410106667	LC	LC
Bombus zonatus	Apidae	F	3,712866667	1,010093333	4,833333333	4,868793333	VU	VU
Camptopoeum friesei	Andrenidae	F	1,9252	0,183926667	7,166666667	1,31825	LC	LC
Ceratina albosticta	Apidae	F	1,336833333	0,075928333	3,833333333	0,2919075	NA	NA
Ceratina callosa	Apidae	F	1,695266667	0,131066667	4	0,525508333	LC	LC
Ceratina chalcites	Apidae	F	2,523833333	0,216586667	2,833333333	0,627533333	LC	LC
Ceratina chrysomella	Apidae	F	2,22	0,163373333	2,333333333	0,385323333	NT	NT
Ceratina cucurbitina	Apidae	F	1,540833333	0,064986667	2,75	0,176525667	LC	LC
Ceratina cyanea	Apidae	F	1,360733333	0,065133333	3,35	0,215866	LC	LC
Ceratina dallatorreana	Apidae	F	1,290666667	0,06206	7,066666667	0,438946667	LC	LC
Ceratina dentiventris	Apidae	F	1,181666667	0,07268	5,333333333	0,38791	LC	LC
Ceratina loewi	Apidae	F	1,718866667	0,10652	3,183333333	0,340588667	LC	LC
Ceratina mandibularis	Apidae	F	1,385466667	0,074126667	3,366666667	0,247049667	LC	LC
Ceratina mocsaryi	Apidae	F	1,731466667	0,133753333	3,183333333	0,425775333	LC	LC
Ceratina moricei	Apidae	F	1,54	0,064266667	2,666666667	0,17112	LC	LC
Ceratina nigroaenea	Apidae	F	1,894366667	0,077	2,55	0,196122	LC	LC
Ceratina nigrolabiata	Apidae	F	1,3369	0,115353333	3,5	0,40549	LC	LC
Ceratina parvula	Apidae	F	0,717033333	0,08036	3,566666667	0,104342	LC	LC
Ceratina schwarzi	Apidae	F	1,038266667	0,037513333	4,833333333	0,18203	LC	LC
Chelostoma campanularum	Megachilidae	F	1,032833333	0,06242	13	0,802676667	LC	LC
Chelostoma edentulum	Megachilidae	F	1,6124	0,260446667	5	1,292653333	LC	LC
Chelostoma florissomne	Megachilidae	F	1,828833333	0,235433333	4,666666667	1,093426667	LC	LC
Chelostoma grande	Megachilidae	F	2,353966667	0,263913333	3	1,07843	NT	NT
Chelostoma rapunculi	Megachilidae	F	1,615833333	0,096873333	4,166666667	0,401873333	LC	LC
Coelioxys afer	Megachilidae	F	2,2237	0,0978	1,666666667	0,164083333	LC	LC
Coelioxys brevis	Megachilidae	F	1,9935	0,08744	1,833333333	0,16306	NT	NT
Coelioxys echinatus	Megachilidae	F	1,8721	0,09122	1,333333333	0,12139	LC	LC
Coelioxys elongatus	Megachilidae	F	2,407666667	0,194506667	1,333333333	0,24618	LC	LC
Coelioxys mandibularis	Megachilidae	F	2,235233333	0,156866667	1,166666667	0,18915	LC	LC
Colletes abeillei	Colletidae	F	2,691233333	0,335353333	3,166666667	1,06506	LC	LC
Colletes albomaculatus	Colletidae	F	3,1585	0,36406	1,333333333	0,4746	NT	NT
Colletes curricularius	Colletidae	F	3,679833333	0,66062	2,166666667	1,432736667	LC	LC
Colletes daviesanus	Colletidae	F	2,479133333	0,384666667	1,666666667	0,640506667	LC	LC
Colletes dusmeti	Colletidae	F	2,884333333	0,2525	4,666666667	1,20285	LC	LC
Colletes eous	Colletidae	F	2,6932	0,281373333	1	0,281373333	LC	LC
Colletes floralis	Colletidae	F	2,734466667	0,29038	3,166666667	0,906566667	NT	NT
Colletes fodiens	Colletidae	F	2,7302	0,416866667	2,333333333	0,966313333	NT	NT
Colletes foveolaris	Colletidae	F	2,485766667	0,39564	2	0,79111	LC	LC
Colletes hederæ	Colletidae	F	3,241766667	0,3419	3,166666667	1,120436667	LC	LC
Colletes ligatus	Colletidae	F	2,3703	0,161733333	3,166666667	0,517806667	LC	LC
Colletes nigricans	Colletidae	F	2,499566667	0,263293333	2,333333333	0,617456667	LC	LC
Colletes similis	Colletidae	F	2,529633333	0,334233333	2	0,700206667	LC	LC
Colletes succinctus	Colletidae	F	2,865	0,397393333	2,166666667	0,85408	LC	LC
Dasypoda cingulata	Melittidae	F	3,176633333	0,59668	6,666666667	3,975126667	LC	LC
Dasypoda crassicornis	Melittidae	F	2,5863	0,71972	4,5	3,283936667	LC	LC
Dasypoda hirtipes	Melittidae	F	3,125	0,52342	2,833333333	1,480383333	LC	LC
Dufourea dentiventris	Halictidae	F	1,441066667	0,1883	11,166666667	2,102946667	NT	NT
Dufourea trautmanni	Halictidae	F	1,1225	0,13564	11,333333333	1,53811	LC	LC
Epeoloides coecutiens	Apidae	F	2,076633333	0,257606667	5,5	1,41128	LC	LC
Epeolus variegatus	Apidae	F	2,086566667	0,0675	3,166666667	0,207283333	LC	LC
Eucera barbiventris	Apidae	F	3,954633333	0,44958	2,833333333	1,312083333	LC	LC
Eucera brachycera	Apidae	F	3,7283	0,63476	2	1,27199	EN	EN
Eucera caspica	Apidae	F	3,487133333	0,56482	1,666666667	0,94727	LC	LC
Eucera clypeata	Apidae	F	2,758033333	0,39362	2,166666667	0,851486667	LC	LC
Eucera collaris	Apidae	F	3,196933333	0,437906667	1,666666667	0,72438	LC	LC
Eucera curvitaris	Apidae	F	3,5624	0,402146667	3,666666667	1,4925	LC	LC
Eucera dalmatica	Apidae	F	3,899533333	0,31612	2,833333333	0,896146667	LC	LC
Eucera elongatula	Apidae	F	2,656466667	0,44624	2,833333333	1,266663333	LC	LC
Eucera grisea	Apidae	F	2,623333333	0,389233333	2,666666667	1,02728	LC	LC
Eucera hispana	Apidae	F	3,723833333	0,47836	3,5	1,68183	LC	LC
Eucera longicornis	Apidae	F	3,744166667	0,498046667	3,166666667	1,588763333	LC	LC
Eucera nigrescens	Apidae	F	3,8558	0,599	2,666666667	1,619563333	LC	LC
Eucera nigribabris	Apidae	F	4,162433333	0,628906667	1,333333333	0,842616667	LC	LC
Eucera notata	Apidae	F	3,516966667	0,519413333	1,666666667	0,84014	LC	LC
Eucera numida	Apidae	F	4,009366667	0,55764	2,5	1,399286667	LC	LC
Eucera obliterata	Apidae	F	2,5951	0,406066667	2,166666667	0,85028	LC	LC
Eucera oraniensis	Apidae	F	2,855133333	0,42806	2,833333333	1,212696667	LC	LC
Eucera rufa	Apidae	F	4,143666667	0,44408	2,833333333	1,2446	LC	LC
Eucera taurica	Apidae	F	3,802433333	0,40628	3,333333333	1,351863333	LC	LC
Eucera tricolor	Apidae	F	4,0523	0,328386667	3,166666667	1,045193333	LC	LC
Halictus brunescens	Halictidae	F	2,7959	0,294873333	1,5	0,44231	LC	LC
Halictus carinthiacus	Halictidae	F	2,125766667	0,260266667	6	1,563826667	EN	EN
Halictus crenicornis	Halictidae	F	2,064333333	0,214746667	5,833333333	1,23921	LC	LC
Halictus fulvipes	Halictidae	F	2,071266667	0,35412	7,666666667	2,711786667	LC	LC
Halictus maculatus	Halictidae	F	1,6166	0,237506667	5,833333333	1,366846667	LC	LC
Halictus patellatus	Halictidae	F	2,1087	0,23202	6,166666667	1,414056667	LC	LC
Halictus quadricinctus	Halictidae	F	2,8619	0,3221	1,5	0,48315	LC	LC
Halictus rubicundus	Halictidae	F	2,1211	0,374293333	5,666666667	2,10604	LC	LC
Halictus scabiosae	Halictidae	F	2,605966667	0,39136	4,833333333	1,87114	LC	LC
Halictus sexcinctus	Halictidae	F	2,7698	0,490433333	3,833333333	1,880993333	LC	LC
Halictus simplex	Halictidae	F	2,0571	0,262506667	6,5	1,71504	LC	LC
Halictus tetrazonius	Halictidae	F	1,919566667	0,170726667	5,666666667	0,96224	NT	NT
Heriades crenulata	Megachilidae	F	1,642866667	0,108846667	2,833333333	0,308653333	LC	LC
Heriades rubicola	Megachilidae	F	1,3313	0,16662	2,666666667	0,43793	LC	LC
Heriades truncorum	Megachilidae	F	1,616166667	0,13558	3,166666667	0,430546667	LC	LC
Hoplitis acuticornis	Megachilidae	F	2,632433333	0,33914	4	1,35909	LC	LC
Hoplitis adunca	Megachilidae	F	2,577166667	0,265066667	5,166666667	1,394123333	LC	LC
Hoplitis annulata	Megachilidae	F	1,939433333	0,092173333	6,666666667	0,611306667	LC	LC
Hoplitis anthracopoides	Megachilidae	F	2,380466667	0,3023	6,833333333	2,100953333	LC	LC
Hoplitis claviventris	Megachilidae	F	1,985033333	0,21904	5,333333333	1,16759	LC	LC
Hoplitis leucomelana	Megachilidae	F	1,5416	0,166426667	7,333333333	1,219033333	LC	LC
Hoplitis perezi	Megachilidae	F	2,428433333	0,40442	5,833333333	2,357746667	LC	LC
Hoplitis ravoisi	Megachilidae	F	2,0511	0,34388	7,333333333	2,528746667	LC	LC
Hoplitis tridentata	Megachilidae	F	2,900466667	0,497953333	3,666666667	1,830666667	LC	LC
Hylaeus annulatus	Colletidae	F	1,473733333	0,06468	12,333333333	0,791933333	LC	LC
Hylaeus brevicornis	Colletidae	F	1,043633333	0,028446667	12,666666667	0,35958	LC	LC
Hylaeus communis	Colletidae	F	1,265566667	0,044906667	10,333333333	0,469333333	LC	LC
Hylaeus confusus	Colletidae	F	1,4447	0,044313333	11,5	0,50901	LC	LC

Hylaeus dilatatus	Colletidae	F	1,323366667	0,034526667	8,333333333	0,286206667	LC	LC
Hylaeus gredleri	Colletidae	F	1,011666667	0,028733333	9,166666667	0,258946667	LC	LC
Hylaeus hyalinatus	Colletidae	F	1,299633333	0,050426667	9	0,449933333	LC	LC
Hylaeus lineolatus	Colletidae	F	1,257333333	0,024586667	9,166666667	0,224903333	LC	LC
Hylaeus nigrilus	Colletidae	F	1,5109	0,05202	5,333333333	0,277246667	LC	LC
Hylaeus paulus	Colletidae	F	0,983033333	0,033773333	10,166666667	0,343263333	LC	LC
Hylaeus pectoralis	Colletidae	F	1,381033333	0,05894	7,166666667	0,421556667	LC	LC
Hylaeus pictipes	Colletidae	F	0,996866667	0,039286667	10,833333333	0,426393333	LC	LC
Hylaeus pictus	Colletidae	F	1,359566667	0,06014	10,666666667	0,62396	LC	LC
Hylaeus punctatus	Colletidae	F	1,281	0,046853333	6,166666667	0,28776	LC	LC
Hylaeus punctatissimus	Colletidae	F	1,575866667	0,053	6,333333333	0,334436667	LC	LC
Hylaeus signatus	Colletidae	F	1,656733333	0,036513333	7,166666667	0,26122	LC	LC
Hylaeus sinuatus	Colletidae	F	1,086866667	0,04612	10,5	0,48157	LC	LC
Hylaeus soror	Colletidae	F	1,1295	0,04918	9,5	0,4763	LC	LC
Hylaeus styriacus	Colletidae	F	0,890266667	0,039726667	14,833333333	0,586486667	LC	LC
Hylaeus taeniolatus	Colletidae	F	0,9833	0,046106667	12,333333333	0,566903333	LC	LC
Hylaeus variegatus	Colletidae	F	1,431333333	0,04524	6	0,26954	LC	LC
Icteranidium grohmanni	Megachilidae	F	2,8261	0,224833333	2	0,449666667	LC	LC
Lasioglossum aeratum	Halictidae	F	1,1332	0,091453333	10	0,908646667	LC	LC
Lasioglossum albipes	Halictidae	F	1,625933333	0,151133333	8,833333333	1,28087	LC	LC
Lasioglossum albocinctum	Halictidae	F	2,4701	0,25536	2,666666667	0,674733333	LC	LC
Lasioglossum albiovirens	Halictidae	F	1,328966667	0,114153333	15,5	1,7662	NT	NT
Lasioglossum algericollellum	Halictidae	F	1,069833333	0,094133333	13,5	1,24082	LC	LC
Lasioglossum articulare	Halictidae	F	1,543666667	0,150633333	8,666666667	1,29726	DD	DD
Lasioglossum bimaculatum	Halictidae	F	1,738966667	0,089086667	5,5	0,492603333	LC	LC
Lasioglossum brevicorne	Halictidae	F	1,247666667	0,104193333	4,333333333	0,446806667	LC	LC
Lasioglossum calceatum	Halictidae	F	1,843133333	0,174113333	9,291666667	1,616011667	LC	LC
Lasioglossum callionium	Halictidae	F	1,897866667	0,240706667	5,5	1,33572	LC	LC
Lasioglossum capitale	Halictidae	F	1,178133333	0,117506667	12,5	1,46805	LC	LC
Lasioglossum clypeare	Halictidae	F	1,463233333	0,0831	4,5	0,379626667	NT	NT
Lasioglossum converiusculum	Halictidae	F	1,4417	0,081013333	4,833333333	0,40196	NT	NT
Lasioglossum costulatum	Halictidae	F	1,968033333	0,09864	2,833333333	0,26638	LC	LC
Lasioglossum discus	Halictidae	F	2,1709	0,107173333	1,5	0,162263333	LC	LC
Lasioglossum fratellum	Halictidae	F	1,444533333	0,14158	7,333333333	1,042933333	LC	LC
Lasioglossum fulvicorne	Halictidae	F	1,391266667	0,09444	10,833333333	1,008216667	LC	LC
Lasioglossum glabriusculum	Halictidae	F	0,808066667	0,055433333	12,833333333	0,703286667	LC	LC
Lasioglossum griseolum	Halictidae	F	0,920033333	0,071146667	14	0,999246667	LC	LC
Lasioglossum ibericum	Halictidae	F	1,212766667	0,103693333	6	0,628256667	LC	LC
Lasioglossum intermedium	Halictidae	F	1,200233333	0,091233333	9,833333333	0,893346667	NT	NT
Lasioglossum interruptum	Halictidae	F	1,5044	0,079093333	7	0,553526667	LC	LC
Lasioglossum laevigatum	Halictidae	F	1,769533333	0,23388	3,666666667	0,872433333	LC	LC
Lasioglossum laticaps	Halictidae	F	1,4616	0,19952	8,666666667	1,76567	LC	LC
Lasioglossum lativentre	Halictidae	F	1,613133333	0,134346667	5,5	0,73275	LC	LC
Lasioglossum leucopus	Halictidae	F	0,9436	0,094513333	12,666666667	1,195786667	LC	LC
Lasioglossum leucozonium	Halictidae	F	1,8531	0,212626667	4,333333333	0,922696667	LC	LC
Lasioglossum limbellum	Halictidae	F	1,327	0,07902	11,5	0,91251	LC	LC
Lasioglossum lineare	Halictidae	F	1,438533333	0,1448	7	1,017413333	LC	LC
Lasioglossum lucidulum	Halictidae	F	0,789633333	0,067686667	10,166666667	0,68094	LC	LC
Lasioglossum majus	Halictidae	F	2,178633333	0,184073333	3,333333333	0,6119	LC	LC
Lasioglossum malechurum	Halictidae	F	1,406433333	0,11802	9	1,06218	LC	LC
Lasioglossum mandibulare	Halictidae	F	1,074866667	0,085046667	8	0,68556	NT	NT
Lasioglossum marginellum	Halictidae	F	1,213666667	0,103566667	7,833333333	0,83169	NT	NT
Lasioglossum maurusium	Halictidae	F	1,491933333	0,103586667	7,833333333	0,81413	NT	NT
Lasioglossum mediterraneum	Halictidae	F	1,501033333	0,118993333	9	1,038876667	LC	LC
Lasioglossum minutissimum	Halictidae	F	0,828233333	0,040493333	14,333333333	0,576533333	LC	LC
Lasioglossum minutulum	Halictidae	F	1,269266667	0,111773333	7,166666667	0,803086667	NT	NT
Lasioglossum monstificum	Halictidae	F	1,283166667	0,106033333	9,666666667	1,008296667	LC	LC
Lasioglossum morio	Halictidae	F	1,0927	0,08288	13,166666667	1,10775	LC	LC
Lasioglossum nitidulum	Halictidae	F	1,175433333	0,146486667	12	1,74565	LC	LC
Lasioglossum nitidusculum	Halictidae	F	1,185566667	0,078333333	15,833333333	1,23949	LC	LC
Lasioglossum pallens	Halictidae	F	1,5583	0,15028	10,5	1,57001	LC	LC
Lasioglossum parvulum	Halictidae	F	1,328633333	0,11135	9,166666667	1,0215	LC	LC
Lasioglossum pauperatum	Halictidae	F	1,210333333	0,07998	7,833333333	0,614966667	LC	LC
Lasioglossum pauxillum	Halictidae	F	1,0424	0,087506667	12,833333333	1,129133333	LC	LC
Lasioglossum perclavipes	Halictidae	F	1,9202	0,200073333	7,333333333	1,46566	LC	LC
Lasioglossum politum	Halictidae	F	0,884966667	0,0392	12,166666667	0,475723333	LC	LC
Lasioglossum prasinum	Halictidae	F	1,826733333	0,13794	10,833333333	1,4767	LC	LC
Lasioglossum pseudoplanulum	Halictidae	F	1,135566667	0,064933333	6,5	0,429793333	LC	LC
Lasioglossum punctatissimum	Halictidae	F	1,281133333	0,07276	9,5	0,689383333	LC	LC
Lasioglossum puncticolle	Halictidae	F	1,4899	0,10604	2,166666667	0,23174	LC	LC
Lasioglossum pygmaeum	Halictidae	F	1,237333333	0,07552	6	0,452326667	LC	LC
Lasioglossum quadrinotatum	Halictidae	F	1,530433333	0,09808	8,566666667	0,831496667	LC	LC
Lasioglossum quadrinotatum	Halictidae	F	1,5546	0,15948	6,333333333	1,00644	LC	LC
Lasioglossum ruffianse	Halictidae	F	1,458933333	0,125873333	8,833333333	1,109986667	LC	LC
Lasioglossum semilucens	Halictidae	F	1,024666667	0,066926667	9	0,60136	LC	LC
Lasioglossum sexnotatum	Halictidae	F	2,063066667	0,12878	7,833333333	1,00996	LC	LC
Lasioglossum sexstrigatum	Halictidae	F	1,2929	0,106586667	13,166666667	1,403753333	LC	LC
Lasioglossum sphecodimorphum	Halictidae	F	1,1078	0,085093333	11	0,93911	LC	LC
Lasioglossum subaenescens	Halictidae	F	1,310466667	0,109593333	6,166666667	0,67276	NT	NT
Lasioglossum subfasciatum	Halictidae	F	2,1787	0,38466	9,5	3,69164	VU	VU
Lasioglossum subhirtum	Halictidae	F	1,732733333	0,186913333	6,5	1,19509	LC	LC
Lasioglossum transitorium	Halictidae	F	1,182433333	0,098826667	9,5	0,939506667	LC	LC
Lasioglossum tridinctum	Halictidae	F	1,318266667	0,12402	9,333333333	1,155476667	LC	LC
Lasioglossum villosulum	Halictidae	F	1,256133333	0,112653333	6,25	0,69772	LC	LC
Lasioglossum virens	Halictidae	F	1,413266667	0,154033333	13,55	2,089903	VU	VU
Lasioglossum xanthopus	Halictidae	F	2,1589	0,240426667	5,666666667	1,357826667	LC	LC
Lasioglossum zonulum	Halictidae	F	1,975233333	0,154126667	5	0,744176667	LC	LC
Lithurgus chrysus	Megachilidae	F	3,175433333	0,295926667	2,666666667	0,78131	LC	LC
Lithurgus comutus	Megachilidae	F	4,311733333	0,44844	2,5	1,1211	LC	LC
Macropis europaea	Melittidae	F	2,218	0,329986667	4,333333333	1,435546667	LC	LC
Megachile albisecta	Megachilidae	F	3,5664	0,32028	1,166666667	0,37355	LC	LC
Megachile albionotata	Megachilidae	F	3,660266667	0,49322	1,833333333	0,915113333	LC	LC
Megachile alpicola	Megachilidae	F	2,720033333	0,357546667	2,666666667	0,94526	LC	LC
Megachile apicalis	Megachilidae	F	2,3794	0,162286667	4	0,649146667	LC	LC
Megachile argentata	Megachilidae	F	2,866333333	0,291573333	4	1,17758	LC	LC
Megachile centuncularis	Megachilidae	F	3,083766667	0,33334	2,5	0,79151	LC	LC
Megachile circumcincta	Megachilidae	F	3,6774	0,5351	2,166666667	1,15569	LC	LC
Megachile deceptorina	Megachilidae	F	2,7727	0,278906667	4	1,123413333	DD	DD

Megachile ericetorum	Megachilidae	F	3,6334	0,300473333	2,33333333	0,707406667	LC	LC
Megachile fertoni	Megachilidae	F	2,4379	0,2523	5,83333333	1,441096667	LC	LC
Megachile giraudi	Megachilidae	F	2,8989	0,396413333	3,83333333	1,499846667	LC	LC
Megachile lagopoda	Megachilidae	F	4,3646	0,48493333	2,5	1,211233333	LC	LC
Megachile lapponica	Megachilidae	F	2,881266667	0,39172	2,16666667	0,856156667	LC	LC
Megachile leachella	Megachilidae	F	2,607566667	0,209453333	4,33333333	0,92902	LC	LC
Megachile lefebvrei	Megachilidae	F	3,932733333	0,417393333	1,16666667	0,504723333	NT	NT
Megachile ligniseca	Megachilidae	F	3,7049	0,605486667	1,5	0,90823	LC	LC
Megachile maritima	Megachilidae	F	3,827066667	0,51784	1,66666667	0,863406667	LC	LC
Megachile melanopyga	Megachilidae	F	3,159233333	0,332606667	2,5	0,802293333	LC	LC
Megachile pilicrus	Megachilidae	F	3,380633333	0,39072	2,33333333	0,90825	LC	LC
Megachile pusilla	Megachilidae	F	2,376633333	0,22796	5,66666667	1,299566667	LC	LC
Megachile pyrenaes	Megachilidae	F	3,090733333	0,266866667	2,16666667	0,57292	NT	NT
Megachile rotundata	Megachilidae	F	2,518733333	0,201326667	4,16666667	0,83677	LC	LC
Megachile versicolor	Megachilidae	F	2,928733333	0,303293333	2,66666667	0,81386	LC	LC
Megachile willughbiella	Megachilidae	F	3,568666667	0,31562	1,83333333	0,57338	LC	LC
Melecta albifrons	Apidae	F	3,156233333	0,617166667	2,33333333	1,438363333	LC	LC
Melecta italica	Apidae	F	3,010466667	0,455086667	2,5	1,090333333	DD	DD
Melecta haemorrhoidalis	Melittidae	F	2,9156	0,374453333	5,1	1,90724	LC	LC
Melecta leporea	Melittidae	F	2,769066667	0,303	5	1,50741	LC	LC
Melecta murciana	Melittidae	F	3,216766667	0,517953333	2,83333333	1,464283333	LC	LC
Melecta trilineata	Melittidae	F	2,579333333	0,30656	2,5	0,768856667	NT	NT
Melitturga caudata	Andrenidae	F	3,986366667	0,420786667	5,5	2,292	LC	LC
Nomada alboguttata	Apidae	F	1,694733333	0,11136	5,66666667	0,606793333	LC	LC
Nomada armata	Apidae	F	2,0081	0,12378	5,16666667	0,63854	LC	LC
Nomada basalis	Apidae	F	1,812766667	0,101893333	5,16666667	0,52526	LC	LC
Nomada bifasciata	Apidae	F	1,876166667	0,260566667	4	1,04387	LC	LC
Nomada discrepans	Apidae	F	0,992766667	0,066293333	6,83333333	0,44983	LC	LC
Nomiapis diversipes	Halictidae	F	1,797166667	0,127426667	1,16666667	0,147983333	LC	LC
Nomioides facilis	Halictidae	F	0,925	0,064926667	19,33333333	1,25511	LC	LC
Osmia anceyi	Megachilidae	F	2,479833333	0,206813333	2,5	0,517033333	LC	LC
Osmia andrenoides	Megachilidae	F	1,9055	0,144153333	4	0,576906667	LC	LC
Osmia aurulenta	Megachilidae	F	2,926633333	0,368526667	3,33333333	1,224833333	LC	LC
Osmia bicolor	Megachilidae	F	2,986066667	0,6442	3	1,90795	LC	LC
Osmia bicornis	Megachilidae	F	3,017133333	0,439706667	4,83333333	2,125633333	LC	LC
Osmia brevicornis	Megachilidae	F	2,339833333	0,376573333	4,66666667	1,724833333	LC	LC
Osmia caerulea	Megachilidae	F	2,295466667	0,259953333	4,16666667	1,089573333	LC	LC
Osmia comuta	Megachilidae	F	3,790866667	0,68596	4,16666667	2,852033333	LC	LC
Osmia ferruginea	Megachilidae	F	2,1209	0,345933333	5,125	1,732385	LC	LC
Osmia latreillei	Megachilidae	F	2,740866667	0,281306667	2,33333333	0,645506667	LC	LC
Osmia leiaena	Megachilidae	F	2,6635	0,353146667	2,83333333	0,99606	LC	LC
Osmia ligurica	Megachilidae	F	2,075866667	0,231446667	3,83333333	0,896696667	LC	LC
Osmia lunata	Megachilidae	F	2,435366667	0,284066667	5,16666667	1,482143333	LC	LC
Osmia melanogaster	Megachilidae	F	2,569733333	0,2379	3,5	0,823406667	LC	LC
Osmia niveata	Megachilidae	F	2,675	0,33448	3,33333333	1,118533333	LC	LC
Osmia niveocincta	Megachilidae	F	3,144733333	0,28734	2,83333333	0,823726667	LC	LC
Osmia parietina	Megachilidae	F	2,079433333	0,326186667	7,83333333	2,58224	LC	LC
Osmia rufohirta	Megachilidae	F	2,027833333	0,27714	4,5	1,245133333	LC	LC
Osmia signata	Megachilidae	F	2,710566667	0,324	4,16666667	1,31306	LC	LC
Osmia spinulosa	Megachilidae	F	1,9753	0,23788	3,5	0,83865	LC	LC
Osmia tricornis	Megachilidae	F	3,511466667	0,414933333	5,66666667	2,364946667	LC	LC
Osmia undulata	Megachilidae	F	2,565466667	0,4561	6	2,717473333	LC	LC
Osmia versicolor	Megachilidae	F	1,934	0,197206667	5,66666667	1,118286667	LC	LC
Panurgus meridionalis	Andrenidae	F	1,2759	0,16662	6,33333333	1,053330667	LC	LC
Pseudanthidium nanum	Megachilidae	F	2,116466667	0,16048	4,33333333	0,703146667	LC	LC
Rhodanthidium septendecim	Megachilidae	F	3,3313	0,444533333	3,33333333	1,469793333	LC	LC
Rhodanthidium sticticum	Megachilidae	F	3,597033333	0,451686667	4,16666667	1,88375	LC	LC
Rhopitoides canus	Halictidae	F	1,529766667	0,246686667	7,66666667	1,88909	LC	NT
Rophites quinquespinosus	Halictidae	F	2,234266667	0,173974	11,5	1,996197667	VU	VU
Seladonia gavarica	Halictidae	F	1,4194	0,156146667	10,33333333	1,588636667	LC	LC
Seladonia gemmae	Halictidae	F	1,251033333	0,128873333	16,16666667	2,06066	LC	LC
Seladonia leucaneae	Halictidae	F	1,658633333	0,19484	6	1,16582	LC	LC
Seladonia pollinosa	Halictidae	F	1,7554	0,18036	11	2,000866667	LC	LC
Seladonia seladonia	Halictidae	F	1,4931	0,097666667	16,33333333	1,590546667	LC	LC
Seladonia smaragdula	Halictidae	F	0,995533333	0,06904	22,5	1,556373333	LC	LC
Seladonia subaurata	Halictidae	F	1,497766667	0,130073333	16,66666667	2,16968	LC	LC
Seladonia tumulorum	Halictidae	F	1,394966667	0,152493333	11,33333333	1,74868	LC	LC
Seladonia vestita	Halictidae	F	1,262133333	0,10666	16,83333333	1,7914	DD	DD
Sphecodes alternatus	Halictidae	F	1,538166667	0,071033333	2,5	0,178593333	LC	LC
Sphecodes crassus	Halictidae	F	1,7866	0,107333333	2,16666667	0,236713333	LC	LC
Sphecodes crassus	Halictidae	F	1,262166667	0,103253333	4,83333333	0,500816667	LC	LC
Sphecodes ephippius	Halictidae	F	1,46	0,063313333	2,66666667	0,170946667	LC	LC
Sphecodes ferruginatus	Halictidae	F	1,511	0,1068	3,33333333	0,357903333	LC	LC
Sphecodes geoffrellus	Halictidae	F	1,064733333	0,072713333	4,66666667	0,338896667	LC	LC
Sphecodes gibbus	Halictidae	F	1,827033333	0,09678	1,16666667	0,11532	LC	LC
Sphecodes longulus	Halictidae	F	0,970066667	0,09682	5,33333333	0,526453333	LC	LC
Sphecodes majalis	Halictidae	F	1,396633333	0,120953333	4,83333333	0,590676667	LC	LC
Sphecodes marginatus	Halictidae	F	1,051166667	0,073386667	3,83333333	0,29317	LC	LC
Sphecodes miniatus	Halictidae	F	1,140866667	0,099386667	4,33333333	0,42984	LC	LC
Sphecodes monilicornis	Halictidae	F	1,411266667	0,047546667	1,66666667	0,07859	LC	LC
Sphecodes niger	Halictidae	F	1,0083	0,090853333	6,33333333	0,577433333	LC	LC
Sphecodes pellucidus	Halictidae	F	1,676866667	0,136033333	2,66666667	0,367706667	LC	LC
Stelis breviscula	Megachilidae	F	1,473466667	0,077126667	4,83333333	0,36839	LC	LC
Stelis murina	Megachilidae	F	2,3909	0,291846667	1,83333333	0,52723	DD	DD
Stelis phaeoptera	Megachilidae	F	2,102733333	0,25846	3,16666667	0,815323333	LC	LC
Stelis punctulatisima	Megachilidae	F	2,706566667	0,15998	2	0,317473333	LC	LC
Stelis signata	Megachilidae	F	1,930133333	0,096466667	2,83333333	0,276103333	LC	LC
Tetralonia dentata	Apidae	F	3,424566667	0,437593333	2,5	1,079696667	LC	LC
Tetralonia strigata	Apidae	F	3,135133333	0,438873333	2,66666667	1,15942	LC	LC
Thyreus hirticornis	Apidae	F	2,951166667	0,160746667	3,16666667	0,531653333	LC	LC
Thyreus ramosus	Apidae	F	2,449533333	0,138766667	2,66666667	0,369813333	LC	LC
Trachusa byssina	Megachilidae	F	3,423633333	0,52848	4,16666667	2,202946667	LC	LC
Xylocopa cantabrica	Apidae	F	5,538066667	0,170466667	1	0,717046667	LC	LC
Xylocopa iris	Apidae	F	4,3437	0,58932	1,5	0,88398	LC	LC
Xylocopa valga	Apidae	F	7,0248	0,44638	1	0,44638	LC	LC
Xylocopa violacea	Apidae	F	6,172633333	0,671873333	1	0,671873333	LC	LC

8.3 Graphique de l'analyse des résidus

