
Etude des réseaux plantes-pollinisateurs et évaluation d'un outil de sélection des plantes dans le but d'améliorer la biodiversité des abeilles solitaires et les services écosystémiques associés.

Auteur : Leroy, Nicolas

Promoteur(s) : Thome, Jean-Pierre; 1571

Faculté : Faculté des Sciences

Diplôme : Master en biologie des organismes et écologie, à finalité approfondie

Année académique : 2016-2017

URI/URL : <http://hdl.handle.net/2268.2/3374>

Avertissement à l'attention des usagers :

Tous les documents placés en accès ouvert sur le site le site MatheO sont protégés par le droit d'auteur. Conformément aux principes énoncés par la "Budapest Open Access Initiative"(BOAI, 2002), l'utilisateur du site peut lire, télécharger, copier, transmettre, imprimer, chercher ou faire un lien vers le texte intégral de ces documents, les disséquer pour les indexer, s'en servir de données pour un logiciel, ou s'en servir à toute autre fin légale (ou prévue par la réglementation relative au droit d'auteur). Toute utilisation du document à des fins commerciales est strictement interdite.

Par ailleurs, l'utilisateur s'engage à respecter les droits moraux de l'auteur, principalement le droit à l'intégrité de l'oeuvre et le droit de paternité et ce dans toute utilisation que l'utilisateur entreprend. Ainsi, à titre d'exemple, lorsqu'il reproduira un document par extrait ou dans son intégralité, l'utilisateur citera de manière complète les sources telles que mentionnées ci-dessus. Toute utilisation non explicitement autorisée ci-avant (telle que par exemple, la modification du document ou son résumé) nécessite l'autorisation préalable et expresse des auteurs ou de leurs ayants droit.



**Etude des réseaux plantes-pollinisateurs et évaluation
d'un outil de sélection des plantes dans le but
d'améliorer la biodiversité des abeilles solitaires et les
services écosystémiques associés.**

Leroy Nicolas

Travail de fin d'études présenté en vue de l'obtention du diplôme de Master en
Biologie des organismes et écologie.

Faculté des sciences : Département de Biologie, Ecologie, Evolution.

Année Académique : 2016-2017

Promoteur : Pr. Vereecken Nicolas

Co-promoteur : Pr. Thomé Jean-Pierre

Août 2017



**Etude des réseaux plantes-pollinisateurs et évaluation
d'un outil de sélection des plantes dans le but
d'améliorer la biodiversité des abeilles solitaires et les
services écosystémiques associés.**

Leroy Nicolas

Travail de fin d'études présenté en vue de l'obtention du diplôme de Master en
Biologie des organismes et écologie.

Faculté des sciences : Département de Biologie, Ecologie, Evolution.

Année Académique : 2016-2017

Promoteur : Pr. Vereecken Nicolas

Co-promoteur : Pr. Thomé Jean-Pierre

Août 2017

Remerciements

Je tiens tout d'abord à remercier le professeur Nicolas Vereecken qui a accepté que je réalise mon mémoire au sein de son département (EPSPV: écologie du paysage et systèmes de productions végétales) et qui m'a encadré tout au long de ce travail. Ses nombreuses séances de formation m'ont fait découvrir l'univers passionnant des réseaux d'interactions et leurs importances dans l'étude des communautés de pollinisateurs. De plus, le professeur Nicolas Vereecken m'a permis de perfectionner mes connaissances sur les abeilles sauvages et leur place dans l'environnement. Lorsque j'ai appris que j'allais être père de famille, le professeur Nicolas Vereecken a été très compréhensif et cela m'a permis d'évoluer dans un environnement de travail propice au bon déroulement de ce mémoire. Pour tout cela, je lui suis très reconnaissant.

Je veux aussi remercier le professeur Jean-Pierre Thomé pour avoir accepté de prendre le rôle de co-promoteur de ce mémoire et d'avoir pris le temps de répondre à mes questions.

Je remercie également Hélène Hainaut, chargée de recherches dans le département EPSPV, pour sa disponibilité, ses encouragements constants et sa bonne humeur. Son aide m'a permis de réaliser mes échantillonnages dans les bonnes conditions, de construire une base de données solide et d'avancer dans l'élaboration de mes résultats. Je la remercie vivement et je lui souhaite tout le bonheur possible avec sa "petite crevette".

Je tiens aussi à remercier Mr Jean-Marc Molenberg, responsable technique du département, pour sa disponibilité et son efficacité dans la préparation de tout notre matériel d'échantillonnage. Je garde tous ses précieux conseils d'apiculture et j'espère en recevoir encore bien d'autres de sa part.

Un tout grand merci aux autres mémorants et stagiaires : Nicolas Leclercq, Arthur Dielens pour leur aide sur les analyses des réseaux d'interactions.

Je remercie ma famille et surtout mes parents. Merci à eux sans qui je n'aurais jamais eu les moyens pour reprendre des études en biologie.

Pour conclure, je remercie ma compagne et la mère de mon fils, Laetitia Collet. Merci d'avoir cru en moi, de m'avoir soutenu tout le long de ces deux années et de m'avoir donné le plus beau cadeau du monde....

Résumé du mémoire

Titre du mémoire : Etude des réseaux plantes-pollinisateurs et évaluation d'un outil de sélection des plantes pour améliorer la biodiversité des abeilles solitaires et les services écosystémiques associés.

Nom de l'étudiant : Nicolas Leroy, Année académique : 2016-2017, Service d'écologie du paysage et systèmes de productions végétales (ULB), Promoteur : Professeur Nicolas Vereecken. Co-promoteur : Professeur Jean-Pierre Thomé.

Les insectes, et surtout les abeilles solitaires, sont les pollinisateurs les plus efficaces et les plus fiables de la plupart des cultures et des plantes sauvages. Leur diversité permet d'assurer un meilleur succès du service écosystémique qu'est la pollinisation. Bien que primordiale, la diversité de pollinisateurs est menacée par un cocktail de différents facteurs. Les abeilles solitaires comptent sur les productions florales pour leur nutrition et celle de leurs larves. La conservation des abeilles est un enjeu majeur et il est nécessaire de mettre en place des mesures conservatoires pour enrichir le paysage en ressources florales. Les bandes fleuries sont une des mesures mise en place visant à améliorer la disponibilité en ressources alimentaires et la sélection des mélanges de plantes qui composent ces bandes est cruciale.

L'objectif ultime de ce mémoire est d'évaluer un outil capable de fabriquer des mélanges de plantes dans le cadre de la conservation des pollinisateurs. L'outil se base sur des réseaux plantes-pollinisateurs et l'analyse des paramètres clefs de ces réseaux est un objectif de ce mémoire.

Afin de répondre à ces objectifs, un inventaire des communautés d'abeilles sauvages présentes a été réalisé sur 17 sites en Région Wallonne. Au terme de 3 mois et demi d'échantillonnages, les interactions plantes-pollinisateurs ont pu être répertoriées sur 56 espèces d'abeilles différentes. Le réseau d'interactions s'est construit sur base de ces relevés. L'outil d'élaboration des mélanges de plantes fonctionne de manière efficace sur base du critère de richesse spécifique des pollinisateurs. En effet, les mélanges proposés diffèrent de plus de 50% en moyenne par rapport aux mélanges commerciaux. De plus, ces mélanges couvrent la majeure partie du cycle de développement des abeilles solitaires.

En conclusion, cet outil est à prendre en compte dans l'optique de l'élaboration des mélanges de plantes. L'expérimentateur peut, sur base de relevés de terrain, composer un mélange permettant de créer un habitat propice aux pollinisateurs sauvages.

Table des matières

1. INTRODUCTION	1
1.1. Nécessité des interactions plantes-abeilles dans nos écosystèmes.	1
1.2. Dépendance du système agricole à la pollinisation	2
1.3. Pollinisation et abeilles sauvages.	3
1.4. Problématique du déclin des pollinisateurs	4
1.5. Les causes du déclin	5
1.6. Mesures de conservation des abeilles et besoin en ressources florales.	8
1.7. Bandes fleuries et composition des mélanges	8
1.8. Conservation des abeilles solitaires, réseau d'interaction et mélanges floraux.	9
2. OBJECTIFS DU MÉMOIRE ET CONTENU DU TRAVAIL	10
3. MATÉRIEL ET MÉTHODES	12
3.1. Description des sites échantillonnés	12
3.2. Echantillonnage des pollinisateurs	14
3.2.1 Protocole	14
3.2.2 Avantages et faiblesses des méthodes d'échantillonnage :	16
3.2.3 Pollinisateurs concernés	17
3.3. Préparation de la collection entomologique	17
3.3.1 La conservation	17
3.3.2 L'épingleage et l'étiquetage	18
3.3.3 Identification	18
3.3.4 Encodage	19
3.4. Analyse des réseaux d'interactions	20
3.4.1 Réseaux d'interactions bipartites	20
3.4.2 Structure et analyse de la décomposition mois par mois du réseau d'interactions global	21
3.4.2.1 Dissimilarité entre les réseaux	21
3.4.2.2 Connectance	22
3.4.2.3 Degré de spécialisation (d' et H'_2)	22
3.4.2.4 Compétition apparente potentielle	23
3.4.3 Dissimilarité entre le réseau d'interactions global et le réseau Natagora sélectionné	23
3.4.4 Outil de sélection des plantes	24
3.4.4.1 Critère optimal de sélection	24
3.4.4.2 Comparaison entre les mélanges obtenus par l'outil d'élaboration et les mélanges commerciaux	24
4. RÉSULTATS	25
4.1 Diversité spécifique au sein des sites étudiés	25
4.2 Nombre de spécimens d'abeilles solitaires	25
4.3 Diversité de plantes par famille botanique	27
4.4 Réseaux plantes-pollinisateurs	28
4.4.1 Réseaux bipartites et matrices d'interactions	28
4.4.2 Analyse de la décomposition mois par mois du réseau d'interaction global	31
4.4.2.1 Dissimilarité totale des interactions	31
4.4.2.2 Connectance	32
4.4.2.3 Degré de spécialisation (d') et (H'_2)	32

4.4.2.4	Compétition apparente potentielle	34
4.4.3	Dissimilarité des interactions entre le réseau d'interaction global et le réseau Natagora	35
4.4.4	Outil de sélection des plantes	36
4.4.4.1	Critère optimal de sélection	36
4.4.4.2	Sélection du critère optimal et du nombre de plantes à intégrer dans les mélanges	40
4.4.4.3	Elaboration des mélanges	40
4.4.4.4	Comparaison entre les mélanges élaborés sur base du critère de richesse spécifique et les mélanges commerciaux	43
5.	DISCUSSION ET CONCLUSIONS GÉNÉRALES	45
5.1	Limite de l'étude	45
5.2	Analyse et décomposition du réseau d'interaction global	46
5.3	Evaluation de l'outil d'élaboration de mélanges	47
5.4	Suggestions et perspectives	48
5.5	Conclusion	48

Liste des figures

FIGURE 1. STATUT UICN DES ABEILLES EN EUROPE.....	4
FIGURE 2. EVOLUTION DE LA PRODUCTION DES CULTURES DÉPENDANTES DES POLLINISATEURS EN BELGIQUE.....	5
FIGURE 3. STRUCTURE GÉNÉRALE DU TRAVAIL.....	11
FIGURE 4. CARTE REPRENANT LES DIFFÉRENTS SITES D'ÉCHANTILLONNAGES EN PROVINCE DE NAMUR ET DU BRABANT WALLON.....	12
FIGURE 5. PLACEMENT DU TRIO DE COUPELLES BLANCHES, BLEUES ET JAUNES.	15
FIGURE 6. SÉCHAGE DES INSECTES AVEC UN CHAUFFAGE D'APPOINT.	18
FIGURE 7. BOÎTE ENTOMOLOGIQUE CONTENANT DES INSECTES À IDENTIFIER ET <i>O. CORNUTA</i> IDENTIFIÉE AVEC LES TROIS ÉTIQUETTES.....	19
FIGURE 8. RÉSEAU (A) ET MATRICE D'INTERACTIONS PLANTES-ABEILLES (B ET C).	21
FIGURE 9. NOMBRE D'ESPÈCES D'ABEILLES PAR SITES ÉCHANTILLONNÉS.....	25
FIGURE 10. COMPTAGE DU NOMBRE D'ABEILLES PAR FAMILLE ET PAR ESPÈCE.....	26
FIGURE 11. NOMBRES D'ESPÈCES DE PLANTES PAR FAMILLE BOTANIQUE.	27
FIGURE 12. GRILLE D'INTERACTION PLANTES-POLLINISATEURS DU MOIS DE MARS ET D'AVRIL.	29
FIGURE 13. GRILLE D'INTERACTION PLANTES-POLLINISATEURS DU DE MAI.....	30
FIGURE 14. GRILLE D'INTERACTION PLANTES-POLLINISATEURS DU MOIS DE JUIN.....	30
FIGURE 15. VALEUR DE d' POUR LES ESPÈCES DU RÉSEAU MARS/AVRIL.	33
FIGURE 16. VALEURS DE d' POUR LES ESPÈCES DU RÉSEAU MAI.....	33
FIGURE 17. VALEURS DE d' POUR LES ESPÈCES DU RÉSEAU JUIN.....	34
FIGURE 18. COMPÉTITION APPARENTE POTENTIELLE AU SEIN DU RÉSEAU D'INTERACTION GLOBAL.	35
FIGURE 19. ABONDANCE POUR DIFFÉRENTS MÉLANGES DE PLANTES SELON QUATRE SCÉNARIOS SUR BASE DU RÉSEAU D'INTERACTIONS RÉGION WALLONNE.....	36
FIGURE 20. RICHESSE SPÉCIFIQUE POUR DIFFÉRENTS MÉLANGES DE PLANTES SELON QUATRE SCÉNARIOS SUR BASE DU RÉSEAU D'INTERACTIONS RÉGION WALLONNE.	37
FIGURE 21. ABONDANCE POUR DIFFÉRENTS MÉLANGES DE PLANTES SELON TROIS SCÉNARIOS SUR BASE DU RÉSEAU D'INTERACTIONS NATAGORA.	38
FIGURE 22. RICHESSE SPÉCIFIQUE POUR DIFFÉRENTS MÉLANGES DE PLANTES SELON TROIS SCÉNARIOS SUR BASE DU RÉSEAU D'INTERACTIONS NATAGORA.....	38
FIGURE 23. ABONDANCE POUR DIFFÉRENTS MÉLANGES DE PLANTES SELON TROIS SCÉNARIOS SUR BASE DU RÉSEAU D'INTERACTIONS NATAGORA + RÉGION WALLONNE.....	39
FIGURE 24. RICHESSE SPÉCIFIQUE POUR DIFFÉRENTS MÉLANGES DE PLANTES SELON TROIS SCÉNARIOS SUR BASE DU RÉSEAU D'INTERACTIONS NATAGORA + RÉGION WALLONNE.	39
FIGURE 25. PRAIRIES DE CHISEBAIS (ENTRÉE DU SITE) LE 26/03/2017.	I
FIGURE 26. PRAIRIES DE CHISEBAIS LE 10/05/2017.	I
FIGURE 27. LA FERME DU GASI LE 09 AVRIL 2017	II
FIGURE 28. LA FERME DU GASI LE 09 AVRIL 2017	II
FIGURE 29. LES JARDINS DE DOUNIA LE 16 MAI.	III
FIGURE 30. LES JARDINS DE DOUNIA LE 18 JUIN.	III
FIGURE 31. TOMATE CHÉRIE LE 9 MAI.	IV
FIGURE 32. TOMATE CHÉRIE LE 30 MAI.	IV
FIGURE 33. RÉSEAU D'INTERACTIONS PLANTES-POLLINISATEURS GLOBAL RÉGION WALLONNE.....	VIII
FIGURE 34. MATRICE D'INTERACTION POUR TOUTE LA DURÉE DES ÉCHANTILLONNAGES.....	IX
FIGURE 35. COMPARAISON DES RÉSEAUX D'INTERACTIONS MARS/AVRIL ET MAI.....	XI
FIGURE 36. COMPARAISON DES RÉSEAUX MAI ET JUIN.	XI

Liste des tableaux

TABLEAU 1. CULTURES POLLINISÉES PAR LES INSECTES OU PAR LE VENT.	2
TABLEAU 2. LES DIFFÉRENTS SITES ÉCHANTILLONNÉS AINSI QUE LA LOCALITÉ, LA CLASSE D'OCCUPATION DU SOL, LES COORDONNÉES ET LES RÉCOLTEURS.	13
TABLEAU 3. CALENDRIER DES ÉCHANTILLONNAGES SUR LES SITES DE RÉGION WALLONNE.	15
TABLEAU 4. COMPARAISON DE LA DISSIMILARITÉ TOTALE DES RÉSEAUX ET DE SES COMPOSANTES.	31
TABLEAU 5. VALEUR DE LA CONNECTANCE POUR LES RÉSEAUX MARS/AVRIL-MAI-JUIN.	32
TABLEAU 6. VALEUR DE H^1_2 POUR LES RÉSEAUX D'INTERACTIONS MARS/AVRIL-MAI-JUIN.	32
TABLEAU 7. COMPARAISON DE LA DISSIMILARITÉ TOTALE DES RÉSEAUX (GLOBAL ET NATAGORA) ET DE SES COMPOSANTES.	35
TABLEAU 8. NOMBRES DE PLANTES PAR MÉLANGE ET CRITÈRE OPTIMAL POUR CHAQUE RÉSEAU ANALYSÉ.	40
TABLEAU 9. PLANTES COMMUNES AUX MÉLANGES COMMERCIAUX ET AUX MÉLANGES ÉLABORÉS AVEC L'OUTIL SOUS LES CRITÈRE DE RICHESSE SPÉCIFIQUE.	43
TABLEAU 10. PHÉNOLOGIE MOIS PAR MOIS DES PLANTES DU MÉLANGE N°2.	44
TABLEAU 11. PHÉNOLOGIE MOIS PAR MOIS DES PLANTES DU MÉLANGE M1.	44
TABLEAU 12. PHÉNOLOGIE MOIS PAR MOIS DES PLANTES DU MÉLANGE M2.	44
TABLEAU 13. PHÉNOLOGIE MOIS PAR MOIS DES PLANTES DU MÉLANGE M3.	44
TABLEAU 14. LISTE DES NOMS LATINS DES PLANTES DU RÉSEAU D'INTERACTIONS GLOBAL ET LEURS ANNOTATIONS.	V
TABLEAU 15. LISTE DES NOMS LATINS DES ABEILLES SOLITAIRES DU RÉSEAU D'INTERACTIONS GLOBAL.	IX

1. Introduction

1.1. Nécessité des interactions plantes-abeilles dans nos écosystèmes.

La diversité biologique, ou biodiversité, est définie comme : "le nombre total d'espèces (richesse spécifique) peuplant un type d'habitat occupant une surface donnée, la totalité d'un écosystème, une région biogéographique ou encore la biosphère tout entière" (Ramade, 2009). Les interactions interspécifiques sont un élément clé de la biodiversité. Sans ces interactions (antagoniste, mutualiste, commensale,...), les écosystèmes cesseraient simplement de fonctionner et d'évoluer. De plus, ces interactions sont à la base des évènements de spéciation et sont le moteur, avec la coévolution, de la diversité génétique et taxonomique (Waser & Ollerton, 2006).

La relation plante-pollinisateur a une place écologiquement importante. Sans les pollinisateurs, une large partie des plantes ne pourraient pas se reproduire. En parallèle, sans pollen, nectar ou autres productions végétales, la plupart des animaux dépendants des plantes seraient en voie d'extinction. De plus, la pollinisation biotique est un facteur clé de la diversification de grands groupes de végétaux (angiospermes) et d'animaux (Ollerton *et al.*, 2011).

Les pollinisateurs ont un rôle fonctionnel important dans la plupart des écosystèmes terrestres et sont à la base de plusieurs services écosystémiques. Un service écosystémique est défini comme étant les bénéfices au bien être humain provenant des organismes qui agissent dans leur écosystème (Klein *et al.*, 2007). Au sein d'un écosystème, il faut bien faire la différence entre les services et les fonctions qui les produisent. Les fonctions écologiques sont les processus naturels de fonctionnement des écosystèmes, alors que les services sont le résultat de ces fonctions. Prenons d'autres exemples que la pollinisation : le recyclage permanent des nutriments par les champignons et les bactéries, l'épuration naturelle des eaux, la production de l'oxygène,... (Vos *et al.*, 2014).

Ces services sont cruciaux quant à la maintenance des communautés de plantes sauvages et à la production agricole. La biodiversité renforce la fonction écosystémique et l'impact du service de pollinisation. L'importance des pollinisateurs pour la stabilité globale de l'agriculture est bien documentée (Blitzer *et al.*, 2016).

1.2. Dépendance du système agricole à la pollinisation

La plupart des espèces de plantes sauvages (80%) sont directement dépendantes de la pollinisation entomophile pour la production de fruits et de graines. Concernant les plantes cultivées, 75% de toutes les espèces ont besoin des abeilles (Potts *et al.*, 2010; Ollerton *et al.*, 2011). Sur les 109 plantes cultivées les plus importantes dans le monde, un total de 87 espèces sont entièrement dépendantes des pollinisateurs animaux (Pfiffner & Müller, 2016). Le service écosystémique de pollinisation représente une valeur économique annuelle de 153 milliards d'euros ou 9,5% de la valeur de la production agricole mondiale (Gallai *et al.*, 2009). A travers le monde, 35% de la production alimentaire destinée à la nutrition humaine bénéficie de la pollinisation entomophile (Blitzer *et al.*, 2016).

Un tiers de l'alimentation humaine et trois quarts des cultures (fruitiers, légumineuses, oléagineux et protéagineux) dépendent de la pollinisation par les insectes pour la production de fruits ou de semences. On parle alors de cultures "entomophiles" (Terzo, 2007). Le tableau 1 ci-dessous reprend une liste non exhaustive des cultures dépendantes de la pollinisation entomophile et anémophile en Région Wallonne.

Tableau 1. Cultures pollinisées par les insectes ou par le vent (Terzo, 2007).

Type de culture	Cultures anémophiles	Cultures entomophiles
Arboriculture fruitière	Châtaigner, noisetier	Arbres : cerisier, mirabelle, néflier, pommier, poirier, prunier. Arbustes : airelle, canneberge, cassis, framboise, groseille à maquereaux, groseille rouge, mûre, myrtille.
Maraîchères	Houblon, vigne, rhubarbe	Aliaceae : ail, ciboulette, échalote, oignon, poireau. Brassicaceae : brocoli, choux, cresson, navet, radis, roquette,... Solanaceae : aubergine, piment, poivron, pomme de terre, tomate. Cucurbitaceae : citrouille, coloquinte, concombre, cornichon, courgette, pastèque, potiron. Apiaceae : carotte, céleri, cerfeuil, fenouil, panais.
Grandes cultures	Poaceae, betterave, chanvre.	Fabaceae : fève, féverole, haricot, lentille, luzerne, pois, trèfle. Oléagineuses : colza, lin, tournesol.

1.3. Pollinisation et abeilles sauvages.

La pollinisation est un des principaux services écosystémiques apportés par la recherche de nourriture des pollinisateurs. La pollinisation peut être définie comme le transfert du pollen de la partie mâle de la fleur vers la partie femelle ou gynécée. Le pollen est transféré soit par le vent (pollinisation anémophile) ou par les animaux (pollinisation entomophile). Parmi les pollinisateurs biotiques, les abeilles sont les plus efficaces et les plus fiables (Abrol, 2012; Barbir *et al.*, 2015; Potts *et al.*, 2016).

Les insectes, et parmi eux les abeilles, sont les pollinisateurs les plus nombreux de la plupart des cultures et des plantes sauvages (Potts *et al.*, 2010). Les abeilles comptent plus de 20.000 espèces dans le monde appartenant à plusieurs dizaines de familles, comprenant des abeilles sauvages et une seule espèce d'abeille domestique (Pfiffner & Müller, 2016). En Europe, on compte 2000 espèces recensées et environ 400 espèces en Belgique. Dans nos régions, les plus hauts niveaux de diversité se situent autour du Bassin méditerranéen (Péninsule ibérique, France, Italie et en Grèce) (Vereecken, 2017).

En règle générale, toutes les abeilles comptent sur les productions florales (nectar, pollen, huiles) pour leur nutrition et celle de leurs larves. L'importance particulière de ces pollinisateurs s'explique justement par leurs besoins en grande quantité de ressources alimentaires (Pfiffner & Müller, 2016). De plus, comme pour tous les insectes phytophages, les abeilles montrent une variation importante des espèces de plantes visitées (Danforth *et al.*, 2013). En effet, une large panoplie d'espèces d'abeilles se restreignent dans leur collecte de pollen à un nombre limité d'espèces de plantes. Certaines abeilles sont oligolectiques (spécialistes) et ne butinent que certains taxons de plantes au cours de leur vie. D'autres abeilles sont polylectiques (généralistes) et butinent une grande diversité de plantes à fleurs (Danforth *et al.*, 2013; Dötterl & Vereecken, 2010).

Bien évidemment, il existe aussi d'autres pollinisateurs que les abeilles, comme les mouches, les papillons, une variété de coléoptères, des fourmis, guêpes et encore des chauves-souris. En moyenne, ceux-ci assurent 38% des visites totales sur les plantes à fleurs dans le monde (Rader *et al.*, 2016).

1.4. Problématique du déclin des pollinisateurs

A l'heure actuelle, il existe un véritable battage médiatique concernant la perte de biodiversité en Europe. Plus particulièrement, le déclin des pollinisateurs a recueilli l'attention du grand public. Il est clair que l'évolution des populations est plus que préoccupante. Récemment, entre 2012 et 2014, un collectif de chercheurs européens a travaillé avec l'UICN (Union internationale pour la conservation de la nature) pour évaluer l'état de conservation des abeilles sauvages en Europe. Sur 1942 espèces évaluées, 9,2% (177 sp. : CR+EN+VU+NT : voir Figure 1) sont considérées comme menacée d'extinction (Nieto *et al.*, 2014; Vereecken, 2017).

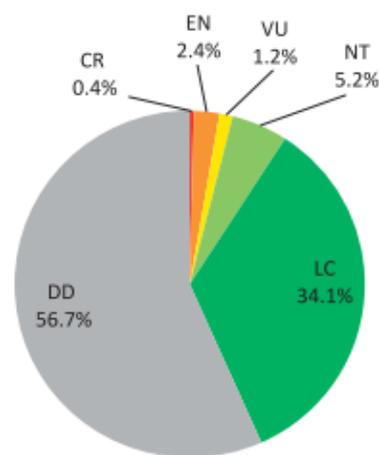


Figure 1. Statut UICN des abeilles en Europe (CR : danger critique; EN : en danger; VU : vulnérable; NT : quasi menacée; LC : préoccupation mineure; DD : données insuffisantes) (Nieto *et al.*, 2014).

Les résultats montrent que 56,7% des espèces européennes ont été listées comme données insuffisantes et les auteurs ne peuvent évaluer le risque encouru par ces espèces. Il est donc probable que le nombre d'abeilles menacées en Europe soit supérieur à 9,2% (Nieto *et al.*, 2014).

La perte de diversité a des conséquences négatives importantes sur le fonctionnement des écosystèmes. Les services écosystémiques, en particulier ceux fournis aux plantes par les animaux, comme la pollinisation et le contrôle naturel des nuisibles sont négativement affectés (Albrecht *et al.*, 2007). Une estimation met en avant que cela coûterait de 40 à 74 milliards d'euros pour remplacer entièrement le service de biocontrôle des ravageurs avec des systèmes de contrôle comme l'application de pesticides ou en augmentant génétiquement la résistance des plantes en monoculture (Balzan *et al.*, 2014). Sans les services de pollinisation, 5 à 8 % de la production mondiale agricole serait perdue et cela impliquerait des changements

dans le régime alimentaire humain ainsi qu'une expansion disproportionnée des terrains cultivés pour contrebalancer ces pertes en volume (Potts *et al.*, 2016).

A travers le monde, il existe de plus en plus de zones à cultures entomophiles. Rien qu'en Belgique, les cultures pollinisateurs-dépendantes sont en augmentation depuis 1993 (Figure 2). Parallèlement à cela, il y a un besoin plus important en pollinisateurs. Cette demande ne peut être uniquement remplie par les apiculteurs et les abeilles domestiques, tout en sachant que le nombre de pollinisateurs sauvages est en déclin constant. En absence de techniques compensatoires, l'homme devra faire face à une pénurie importante des récoltes et cela aura des conséquences sur la santé humaine (Garibaldi *et al.*, 2011; Vanbergen & Garratt, 2013).

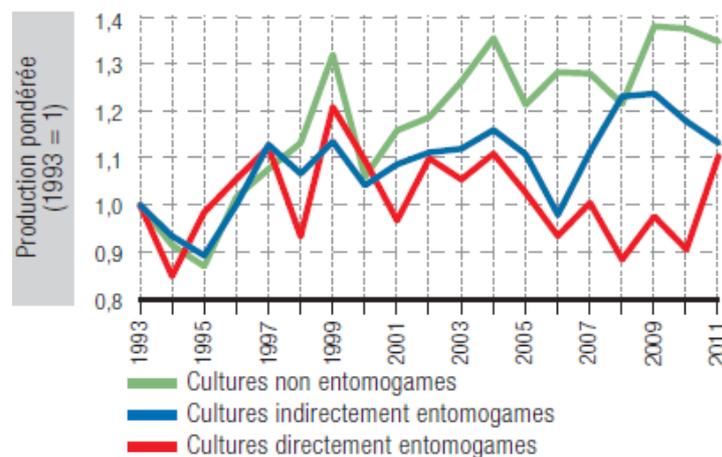


Figure 2. Evolution de la production des cultures dépendantes des pollinisateurs en Belgique (Buccella *et al.*, 2014).

1.5. Les causes du déclin

Il existe différents facteurs pouvant affecter l'abondance et la diversité des pollinisateurs. Il est certain que ces facteurs n'agissent pas de manière individuelle mais qu'il existe une synergie entre eux qui accentue leurs effets sur les populations. Ces facteurs se classent en deux grandes catégories : les facteurs naturels et les facteurs environnementaux ou humains (Vanbergen & Garratt, 2013; Fabrice & Le Féon, 2016).

Parmi les facteurs naturels, les parasites et les pathogènes représentent la cause majeure de mortalité des abeilles domestiques. Les principaux ennemis naturels sont l'acarien *Varroa destructor*, des champignons du genre *Nosema* et des bactéries (loque) (Formato *et al.*, 2010). Beaucoup de parasites et de maladies se propagent aussi parmi les populations d'autres abeilles gérées par l'homme (*Bombus* spp., *Osmia* spp.) et chez les abeilles solitaires (Vanbergen & Garratt, 2013).

La diversité des facteurs environnementaux ou humains est plus importante. Parmi eux :

a) Dégradation, fragmentation et la perte des habitats naturels

L'intensification agricole contribue à la perte des habitats naturels et semi-naturels (prairies permanentes, pelouses calcaires, friches, jardins,...). Ces pertes, lorsque qu'elles affectent la structure paysagère, amènent à une fragmentation et une dégradation du paysage. En conséquence, les populations isolées ou avec des capacités de dispersion limitée n'ont plus accès à l'ensemble des ressources nécessaires (Williams *et al.*, 2010). La structure et les interactions au sein des communautés peuvent aussi être perturbée, le degré de généralisation des communautés d'abeilles solitaires tend à augmenter lorsque la perte d'habitat s'accroît (Taki & Kevan, 2007).

b) Diminution de la diversité et de la quantité des ressources florales

Il est difficile d'établir avec évidence si une baisse de diversité des pollinisateurs entraîne le déclin des plantes associées ou inversement. Cependant, il y a clairement un parallèle à faire entre le déclin de la diversité des pollinisateurs et le déclin des plantes à fleurs (Biesmeijer *et al.*, 2006). Chez les bourdons, l'augmentation de la disponibilité en fleurs a un effet positif sur la croissance de la population d'ouvrières (plus grand nombre) (Williams *et al.*, 2012).

c) Effet des produits phytosanitaires

Les néonicotinoïdes et pyréthroïdes sont les familles d'insecticides les plus étudiés. Ils sont absorbés via le nectar et le pollen à l'état de trace par de nombreux insectes pollinisateurs. Les effets de l'exposition des pesticides ont été particulièrement étudiés chez l'abeille domestique. A dose équivalente à celle retrouvée sur le terrain, ces insecticides ne sont pas mortels mais ils réduisent de 6 à 20 % les performances des abeilles. En effet, les butineuses voient leurs capacités de récoltes du pollen amoindries à des niveaux qui peuvent engendrer un écroulement total de la colonie (Cresswell, 2011; Henry *et al.*, 2012).

Chez les bourdons, ces insecticides provoquent une réduction du succès de reproduction. Une diminution de la récolte liée à une forte mortalité des ouvrières amène à une réduction significative du développement des larves et donc une diminution de la croissance de la colonie. De plus, les colonies qui sont en contact avec ces pesticides produisent 85% de moins de nouvelles reines (Gill *et al.*, 2012; Whitehorn *et al.*, 2012).

Les effets sur les abeilles solitaires sont encore peu étudiés. Cependant, une étude réalisée par Rundlöf *et al.* (2015) montre que les néonicotinoïdes ont un impact négatif sur la densité d'abeilles sauvages (bourdons et abeilles solitaires). De plus, les femelles d'*Osmia bicornis* ont tendance à construire moins de nids lorsqu'elles évoluent près de surfaces agricoles traitées (Rundlöf *et al.*, 2015).

d) Désynchronisation de la relation plante-pollinisateur

Les interactions interspécifiques dépendent de la synchronisation entre les différents partenaires. La plupart des espèces utilisent la température comme un déclencheur de leur activité saisonnière. Le réchauffement climatique peut perturber les interactions mutualistes entre les abeilles solitaires et les plantes. Lorsque la température augmente, il est possible que la phénologie des plantes évolue plus vite que celle des insectes. Sous contrôle de la température, une désynchronisation de six jours cause une forte diminution du succès reproducteur chez trois espèces d'abeilles solitaires (*Osmia cornuta*, *Osmia bicornis* et *Osmia brevicornis*). De plus, les femelles montrent une importante chute de leur activité de reproduction (moins de production de cellules de couvain) (Schenk *et al.*, 2017).

e) Autres facteurs

Il existe d'autres facteurs influençant le déclin de la diversité et l'abondance des pollinisateurs. Parmi ceux-ci, il faut notamment citer :

- La pollution des milieux par les métaux lourds (corrélation entre l'augmentation de la concentration en métaux lourds et la diminution de la diversité des abeilles sauvages (Moroń *et al.*, 2012).
- L'introduction en masse d'espèces gérées ou cultivées par la main de l'homme (MIMS : "Massively Introduced Managed Species"). Ces espèces peuvent être animales (ex: *Apis mellifera* ou *Bombus terrestris*) et végétales (ex: *Brassica napus*, *Helianthus annuus*, *Vicia faba*, *Phacelia tanacetifolia*,...). Cette introduction de masse peut perturber les communautés indigènes de plantes-pollinisateurs. En résumé, les MIMS ont un impact négatif sur les espèces indigènes en leur opposant une compétition pour les ressources florales ou de pollinisateurs. Elles participent aussi à un ajout supplémentaire de pathogènes (Geslin *et al.*, 2017).

1.6. Mesures de conservation des abeilles et besoin en ressources florales.

A l'heure actuelle, la conservation des abeilles est un enjeu majeur. Les ressources nécessaires aux abeilles pour compléter leur cycle de vie peuvent être divisées en deux catégories : les ressources de nidification (cavités, racines, talus sableux, résine et feuille) et les ressources alimentaires (nectar et pollen). Il est donc nécessaire de mettre en place des mesures conservatoires avec comme objectif d'enrichir les paysages en ressources florales et de nidification (Winfree, 2010; Fabrice & Le Féon, 2016). Les principales stratégies utilisées sont l'instauration et la préservation des habitats naturels et semi-naturels riches en fleurs, les cultures à floraison massive et les mesures agro-environnementales (Duelli & Obrist, 2003; Holzschuh *et al.*, 2013; Wratten *et al.*, 2012).

L'augmentation de la diversité des plantes a pour conséquence une amélioration de l'abondance et de la diversité en pollinisateurs. En effet, une forte diversité floristique garantit la stabilité des densités de populations de pollinisateurs et renforce la diversité des communautés d'abeilles sauvages. (Balzan *et al.*, 2014; Wratten *et al.*, 2012).

Par exemple, l'abeille généraliste *Megachile parietina* a besoin de récolter le contenu total de 1139 fleurs d'*Onobrychis viciifolia* (sainfoin cultivé) pour élever une seule larve. Une espèce oligolectique qui a les mêmes besoins alimentaires devrait visiter un plus grand nombre de plantes pour subvenir à ses besoins nutritionnels. Cela suggère que les espèces avec un régime alimentaire très réduit auraient tendance à être plus facilement sur le déclin que les espèces généralistes (Biesmeijer *et al.*, 2006; Wratten *et al.*, 2012).

1.7. Bandes fleuries et composition des mélanges

Pour contrecarrer la perte de diversité biologique et la déficience des services écosystémiques associés, des mesures agro-environnementales ont été mises en place dans la plupart des pays Européens depuis le début des années 90. Les mesures agro-environnementales offrent des incitations financières aux agriculteurs qui appliquent ces prescriptions pour promouvoir la biodiversité (Albrecht *et al.*, 2007). Ce programme consiste à privilégier des pratiques favorables au maintien du paysage, à la protection de l'environnement et à la conservation du patrimoine. Depuis 2014, le nouveau programme, appelé MAEC ou mesures agro-environnementales et climatiques, propose 11 méthodes dont 5 méthodes de base (MB) et 6 méthodes ciblées (MC) dont la méthode ciblée Mc8c "bandes aménagées à fleurs des prés" ou plus communément appelée "bandes fleuries" (Natagriwal). Les bandes fleuries font partie des mesures-clés de conservation des pollinisateurs dans les agroécosystèmes. Cette méthode

renforce le maillage écologique et favorise la biodiversité des pollinisateurs (Feltham *et al.*, 2015).

Les bandes fleuries constituent un outil intéressant pour la conservation des communautés d'abeilles sauvages. Elles leur fournissent des ressources florales et des sites de nidification potentiels. En comparaison avec un habitat agricole simple, les bandes fleuries amènent une abondance et une diversité en pollinisateurs plus importante. (Albrecht *et al.*, 2007; Carvell *et al.*, 2007; Haaland *et al.*, 2011). Pour la culture de fraisier, la présence de bandes fleuries entre les plantes augmente de 25% la fréquence des visites des pollinisateurs (Feltham *et al.*, 2015).

Malgré ces nombreux points positifs, le bilan de cette méthode est pour le moins mitigé. Les mélanges fleuris actuels peuvent contenir des espèces communes et redondantes (Haaland *et al.*, 2011). Il existe énormément d'espèces de plantes potentielles qui peuvent faire partie d'un mélange de semences pour bandes fleuries. La création d'un mélange optimal représente donc un challenge agronomique et bioinformatique d'envergure (M'Gonigle *et al.*, 2016).

1.8. Conservation des abeilles solitaires, réseau d'interaction et mélanges floraux.

La sélection des plantes qui composent le mélange floral est importante. Cette sélection est souvent dépendante de la région, des espèces locales de pollinisateurs et des facteurs paysagers (Wratten *et al.*, 2012). Lorsque l'on vise à la restauration des communautés d'abeilles solitaires, il est important de prendre en compte les besoins complets de ces espèces sur l'ensemble de leur cycle de vie. Pour des espèces mutualistes, il est donc primordial de s'intéresser au réseau d'interaction entre les plantes et leurs pollinisateurs (Menz *et al.*, 2011). Alors que les propriétés des réseaux de pollinisation (la redondance des espèces, la structure des réseaux et la flexibilité) les rendent relativement robustes, des simulations indiquent que le déclin des pollinisateurs pourrait amener à un crash soudain dans la diversité des plantes hautement connectées (Vanbergen & Garratt., 2013). En conclusion, la conservation des espèces présentes dans un réseau est un pré-requis à la conservation du réseau lui-même. Ne pas considérer un réseau d'interaction lors du processus de conservation d'une espèce pourrait amener à prendre des mesures contre-productives. Par exemple, prenons le cas d'une espèce d'abeille solitaire qui pollinise une espèce de plante exotique et une espèce de plante locale menacée. La suppression de la plante exotique affecte négativement la population du pollinisateur en question. Au final, la plante visée par la mesure conservatoire voit le nombre de ses pollinisateurs s'affaiblir (Tylianakis *et al.*, 2010).

2. Objectifs du mémoire et contenu du travail

Les réseaux d'interactions apportent énormément d'informations clefs sur la structure des communautés d'abeilles solitaires et de leur affinité avec la composition floristique qui les entoure. L'amélioration de la disponibilité des ressources alimentaires (pollen, nectar) est un facteur important à prendre en compte dans l'optique de la conservation des pollinisateurs. Par conséquent, il est intéressant de concilier l'élaboration des mélanges de plantes (bandes fleuries, prairies fleuries,...) et les réseaux d'interactions plantes-pollinisateurs.

L'objectif de ce mémoire est d'évaluer un outil capable de fabriquer des mélanges de plantes théoriques dans le cadre de la conservation des pollinisateurs. Cet outil a besoin de s'appuyer sur une matrice plante-pollinisateur pour fonctionner. Dans un premier temps, il est intéressant de :

- Analyser la base de données des abeilles sauvages récoltées (nombres d'espèces d'abeilles par sites, nombres d'espèces de plantes par famille botanique,...).
- Décomposer le réseau mois par mois et étudier des paramètres fondamentaux comme la dissimilarité, la connectance, le degré de spécialisation ou encore la compétition apparente potentielle.

Ensuite, en comparant notre réseau d'interaction et celui fourni par Natagora, ce mémoire tente de répondre aux questions :

- Quel est le critère optimal à prendre en compte lorsque l'on cherche à élaborer un mélange de plantes ?
- Quelle est la différence entre un mélange de plantes fourni par notre outil et un mélange de plantes vendu dans le commerce ?

La structure générale de l'étude menée dans ce mémoire peut être résumée de la manière suivante (Figure 3) :

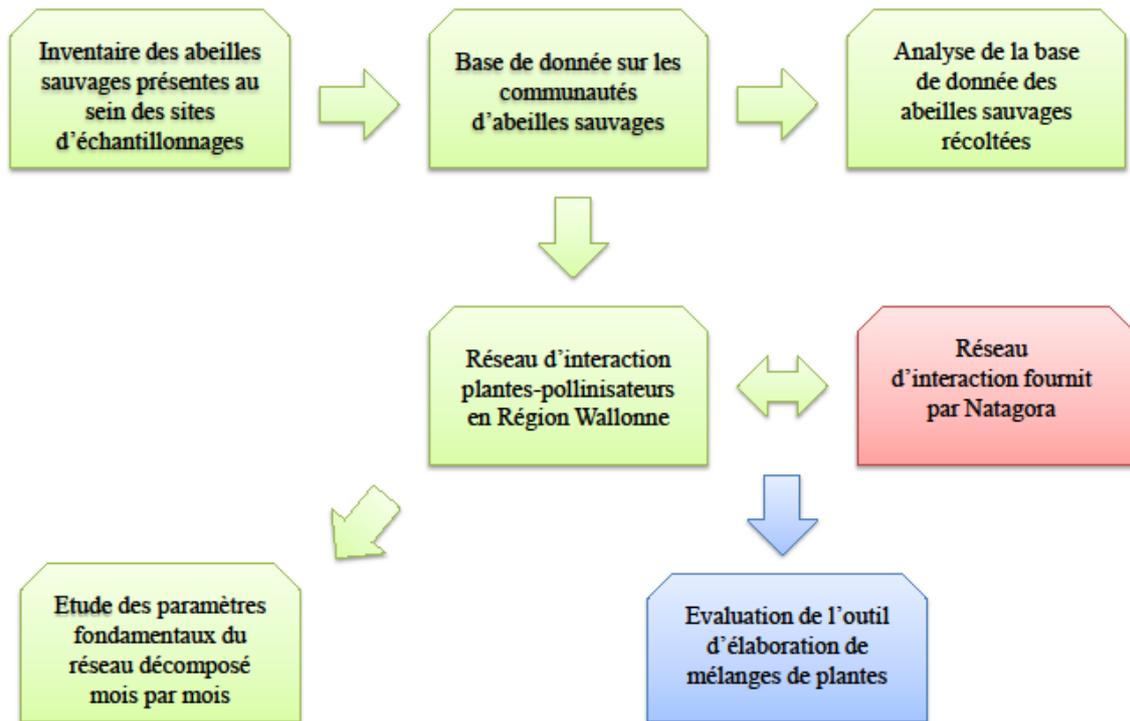


Figure 3. Structure générale du travail.

3. Matériel et méthodes

3.1. Description des sites échantillonnés

L'ensemble des sites étudiés se situe dans les provinces de Namur et du Brabant Wallon (Figure 4). Au total, pour la Région Wallonne, 17 sites sont repris pour les échantillonnages. Le tableau (Tableau 2) reprend la liste des sites classés suivant les types de sites rencontrés. Cette classification est divisée en quatre types : verger, maraîcher, agroforesterie et réserve naturelle. En règle générale, les systèmes agricoles (vergers, maraîchers et vergers-maraîchers) sont considérés pour leur pratique en production diversifiée biologique et sur petite surface. L'intérêt étant d'évaluer les aménagements réalisés (bandes fleuries, cultures,...) sur les communautés d'abeilles solitaires. Le système réserve naturelle concerne des sites d'intérêt biologique pour notre étude (Carrière de Dongelberg : Natura 2000; Les prairies de Chisebais et Marais-Saint-Médard : SGIB et Taisnière : réserve naturelle agréée).

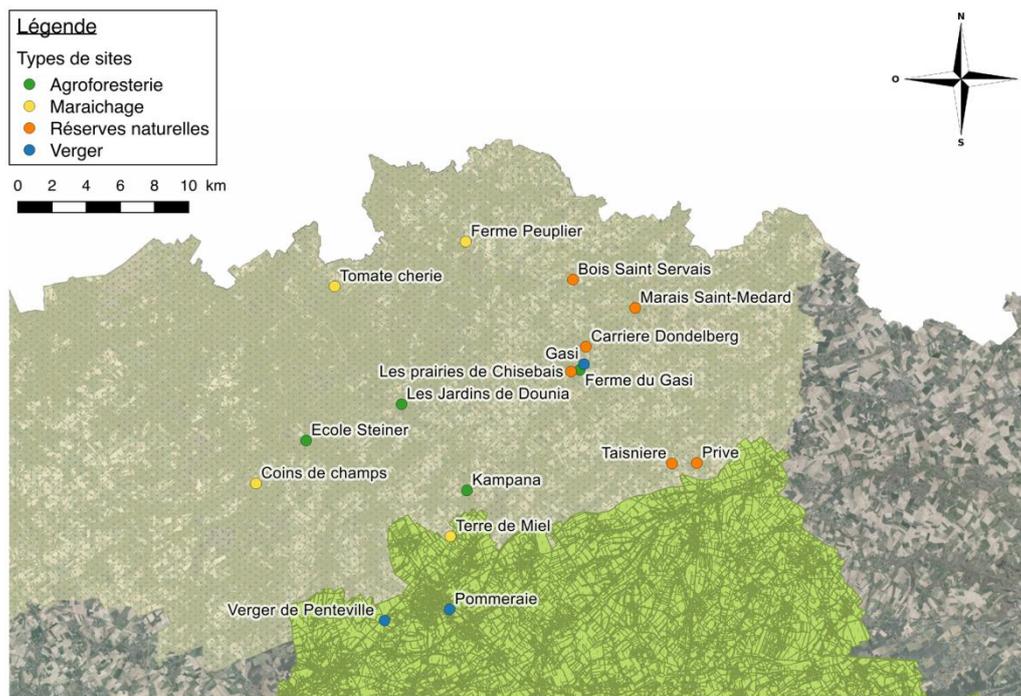


Figure 4. Carte reprenant les différents sites d'échantillonnages en province de Namur et du Brabant Wallon.

Tableau 2. Les différents sites échantillonnés ainsi que la localité, la classe d'occupation du sol, les coordonnées et les récolteurs.

Site	Localité	Occupation du sol	Latitude (WGS84)	Longitude (WGS84)	Superficie [ha]	Récolteur
Kampana	Tourinnes-Saint-Lambert	Verger-maraîcher	N50,621122	E4,721861	1,2	Hélène Hainaut
Les jardins de Dounia	Corroy-le-Grand	Verger-maraîcher	N50,666953	E4,668039	1,09	Nicolas Leroy
Ecole Steiner	Court-Saint-Etienne	Verger-maraîcher	N50,647911	N4,588811	3	Xavier Festre
Ferme du Gasi	Incourt	Verger-maraîcher	N50,684731	E4,815881	6,5	Nicolas Leroy
Ferme du Gasi (Verger)	Incourt	Verger	N50,684731	E4,815881	3,02	Victoria De Meue
Verger de Penteville	Gembloux	Verger	N50,552216	E4,653305	1,150	Xavier Festre
Pommeraiie	Gembloux	Verger	N50,557979	E4,707042		Xavier Festre
Tomate chérie	Wavre	Maraîcher	N50,741553	E4,716004	1,13	Nicolas Leroy
Ferme du peuplier	Grez-Doiceau	Maraîcher	N50,753145	E4,721812	3,01	Victoria De Meue
Les coins de champs	Court-Saint-Etienne	Maraîcher	N50,625167	E4,547301	1,41	Xavier Festre
Terre de miel	Walhain-Saint-Paul	Maraîcher	N50,596760	E4,708013	0,72	Hélène Hainaut
Privé	Ramillies	Maraîcher	N50,635373	E4,909900	0,38	Jean-Marc Molenberg
Les prairies de Chisebais	Incourt	Réserve naturelle	N50,683864	E4,809528	5,17	Nicolas Leroy
Carrière Dongelberg	Dongelberg	Réserve naturelle	N50,697011	E4,820982	3,47	Victoria De Meue
Bois Saint-Servais	Lathuy	Réserve naturelle	N50,732624	E4,810587	17,55	Victoria De Meue
Marais Saint-médard	Jodoigne	Réserve naturelle	N50,717414	E4,861975	11,34	Hélène Hainaut
Taisnière	Ramillies	Réserve naturelle	N50,633720	E4,890438	8	Jean-Marc Molenberg

Remarque : le site "Privé" est appelé comme tel parce qu'il appartient au récolteur Jean-Marc Molenberg. Ce site est en réalité le potager et le jardin privé de Mr. Molenberg mis à notre

disposition pour l'échantillonnage. Le point 1 en annexe reprend les photos des sites échantillonnés par l'étudiant.

3.2. Echantillonnage des pollinisateurs

3.2.1 Protocole

La période d'échantillonnage s'étend de la mi-mars à fin juin 2017. Chaque site est visité toutes les deux semaines pendant cette période. Une visite démarre à 9h00 sur le site et se finit vers 16h30. Cet intervalle est fixé pour couvrir au maximum les heures de pics d'activité des pollinisateurs (Geroff *et al.*, 2014; Gezon *et al.*, 2015; Fijen & Kleijn, 2017). Un seul site d'échantillonnage est visité par jour sauf exception suivant les impératifs de temps.

Suivant ces recommandations, le récolteur fixe les dates d'échantillonnage. Cependant, une attention toute particulière a été apportée au choix des dates puisque les pollinisateurs sont sensibles aux conditions météorologiques. En effet, les insectes pollinisateurs présentent une activité de butinage dépendante de certains facteurs climatiques comme la luminosité, la température de l'air et les précipitations. Ces pollinisateurs sont actifs tôt dans la journée lorsque les températures sont comprises entre 10°C et 30°C et à conditions qu'il ne pleuve pas. Par grand vent, lorsque la couverture nuageuse est importante ou lorsqu'il fait trop chaud, les pollinisateurs ont tendances à être moins actifs (Vereecken, 2017). Pour maximiser le taux de capture des pollinisateurs, l'échantillonneur doit donc privilégier des journées ensoleillées (10°C minimum en moyenne) sans grand vent et sans couverture nuageuse importante.

Pour recenser les abeilles solitaires, bourdons et syrphes présents sur les sites, deux méthodes de piégeage, dites "active" et "passive", sont mises en place (Westphal *et al.*, 2008; Nielsen *et al.*, 2011). La première méthode "active" consiste à se déplacer avec un filet et à capturer tous les individus rencontrés. Le récolteur doit passer 1h30 en matinée et 1h30 l'après-midi pour récolter sur chaque site. Cette technique permet d'enregistrer les interactions plantes-pollinisateurs en récoltant les individus en train de butiner. Pour la deuxième méthode, l'échantillonneur place des coupelles rondes en plastique blanc de 16 cm de diamètre et de 5 cm de hauteur (voir Figure 5). Ces coupelles sont colorées soit en jaune, en bleu ou soit en blanc avec une peinture qui reflète les ultra-violets ("Rocol TOP traceur de chantier" : jaune (801802), bleu (801806) , blanc (801801)). Les abeilles sont attirées par les couleurs reflétant les ultra-violets et ces trois couleurs maximisent les possibilités de capturer une grande gamme de pollinisateurs (Westphal *et al.*, 2008; Heneberg & Bogusch, 2014). Avant de poser les pièges, chaque coupelle est remplie avec de l'eau savonnée (Liquide vaisselle "peau

sensible eco Delhaize"). Les abeilles sont attirées par les couleurs et se noient dans le mélange eau-savon. Le savon permet de rompre la tension de surface et d'enrober l'insecte pour qu'il tombe au fond de la coupelle (Roulston *et al.*, 2007). Le savon sélectionné est inodore pour ne pas biaiser l'attractivité des coupelles.



Figure 5. Placement du trio de coupelles blanches, bleues et jaunes (site des prairies de Chisebais) (source personnelle).

Lors de chaque visite sur un site, l'échantillonneur dépose neuf coupelles entre 9h00 et 10h00. Ensuite, les insectes sont récoltés entre 16h00 et 17h00. Un ensemble de neuf coupelles est dispatché en trois triplets disposés en triangle ou en ligne sur le terrain. Chaque triplet est composé d'une coupelle de chaque couleur séparée d'une distance d'environ deux mètres. La distance entre chaque triplet est de minimum 10 mètres.

Le calendrier des visites pour chaque site est repris dans le tableau 3.

Tableau 3. Calendrier des échantillonnages sur les sites de Région Wallonne (Q1 : première quinzaine et Q2 : deuxième quinzaine).

	Mars	Avril	Mai	Juin
Kampana	Q2: 27/03/2017	Q1: 11/04/2017 Q2: 21/04/2017	Q1: 10/05/2017 Q2: 24/05/2017	Q1: 14/06/2017 Q2: 05/07/2017
Les jardins de Dounia	Q2 : 22/03/2017	Q1 : 04/04/2017 Q2 : 21/04/2017	Q1 : 05/05/2017 Q2 : 16/05/2017	Q1 : 04/06/2017 Q2 : 18/06/2017
Ecole Steiner	Q2 : 24/03/2017	Q1 : 12/04/2017 Q2 : 30/04/2017	Q1 : 15/05/2017 Q2 : 27/05/2017	Q1 : 13/06/2017 Q2 : 30/06/2017
Ferme du Gasi	Q2 : 27/03/2017	Q1 : 08/04/2017 Q2 : 24/04/2017	Q1 : 07/05/2017 Q2 : 21/05/2017	Q1 : 11/06/2017 Q2 : 02/07/2017

Ferme du Gasi (Verger)	Q2 : 22/03/2017	Q1 : 21/04/2017 Q2 : 05/05/2017	Q1 : 09/05/2017 Q2 : 25/05/2017	Q1 : 12/06/2017 Q2 : 24/06/2017
Verger de Penteville	Q2 : 22/03/2017	Q1 : 11/04/2017 Q2 : 24/04/2017	Q1 : 08/05/2017 Q2 : 24/05/2017	Q1 : 05/06/2017 Q2 : 28/06/2017
Pommeraiie	Q2 : /	Q1 : 11/04/2017 Q2 : 24/04/2017	Q1 : 08/05/2017 Q2 : 26/05/2017	Q1 : 15/06/2017 Q2 : 28/06/2017
Tomate chérie	Q2 : 25/03/2017	Q1 : 11/04/2017 Q2 : 30/04/2017	Q1 : 09/05/2017 Q2 : 30/05/2017	Q1 : 15/06/2017 Q2 : 03/07/2017
Ferme du peuplier	Q2 : 22/03/2017	Q1 : 11/04/2017 Q2 : 29/04/2017	Q1 : 10/05/2017 Q2 : 26/05/2017	Q1 : 13/06/2017 Q2 : 26/06/2017
Les coins de champs	Q2 : 25/03/2017	Q1 : 12/04/2017 Q2 : 30/04/2017	Q1 : 15/05/2017 Q2 : 27/05/2017	Q1 : 13/06/2017 Q2 : 30/06/2017
Terre de miel	Q2: 27/03/2017	Q1: 11/04/2017 Q2: 21/04/2017	Q1: 10/05/2017 Q2: 24/05/2017	Q1: 14/06/2017 Q2: 05/07/2017
Privé	Q2 : 28/03/2017	Q1 : 07/04/2017 Q2 : 24/04/2017	Q1 : 11/05/2017 Q2 : 24/05/2017	Q1 : 14/06/2017 Q2 : 26/06/2017
Les prairies de Chisebais	Q2 : 26/03/2017	Q1 : 09/04/2017 Q2 : 26/04/2017	Q1 : 11/05/2017 Q2 : 24/05/2017	Q1 : 08/06/2017 Q2 : 02/07/2017
Carrière Dongelberg	Q2 : 30/03/2017	Q1 : 10/04/2017 Q2 : 21/04/2017	Q1 : 09/05/2017 Q2 : 25/05/2017	Q1 : 12/06/2017 Q2 : 24/06/2017
Bois Saint- Servais	Q2 : 30/03/2017	Q1 : 29/04/2017 Q2 : 05/05/2017	Q1 : 10/05/2017 Q2 : 26/05/2017	Q1 : 13/06/2017 Q2 : 26/06/2017
Marais Saint- médard	Q2 : 23/03/2017	Q1 : 04/04/2017 Q2 : 20/04/2017	Q1 : 02/05/2017 Q2 : 17/05/2017	Q1 : 08/06/2017 Q2 : 26/06/2017
Taisnière	Q2 : 28/03/2017	Q1 : 07/04/2017 Q2 : 24/04/2017	Q1 : 11/05/2017 Q2 : 24/05/2017	Q1 : 14/06/2017 Q2 : 26/06/2017

3.2.2 Avantages et faiblesses des méthodes d'échantillonnage :

Les méthodes utilisées n'affectent pas la diversité des pollinisateurs ni le taux de capture même si le site échantillonné est étudié plusieurs fois pendant la période de vol des insectes sur une durée de 3 ans (Gezon *et al.*, 2015).

Il existe d'autres méthodes de capture des insectes comme le "trap-nest" ou nichoir ou encore la tente Malaise. Cependant, ces méthodes demandent beaucoup de moyens, elles sont

coûteuses et compliquées à mettre en place (Westphal *et al.*, 2008). Par rapport aux autres méthodes, les coupelles colorées sont les plus efficaces dans les milieux agricoles et semi-naturels. Le cluster des coupelles (bleu, jaune et blanche) présente la meilleure couverture du site d'échantillonnage et assure le plus grand nombre d'espèces collectées. De plus, cette méthode permet un biais négligeable du récolteur ce qui est intéressant pour des études à large échelle ou pour des monitorings sur le long terme (Westphal *et al.*, 2008).

Il existe certains biais liés à la méthode des coupelles. Elle ne fournit pas d'informations sur les espèces capturées et la flore associée. Elle collecte aussi d'autres insectes liés aux plantes qui tombent accidentellement dans les coupelles. Les bourdons et les abeilles de grandes tailles ont plus de facilités à s'échapper des pièges (Westphal *et al.*, 2008). Il existe aussi un biais taxonomique lié à la méthode des coupelles. Les abeilles de la famille des Halictidae sont plus fréquemment capturées par les coupelles alors que les bourdons et les abeilles du genre *Colletes* sont moins fréquemment capturées que leur abondance réelle (Roulston *et al.*, 2007).

La capture au filet a comme avantage de pouvoir capturer les grosses espèces d'abeilles sauvages peu présentes dans les coupelles mais dépend fortement de l'expérience du récolteur. Au final, la combinaison des deux types de capture fournit une complémentarité qui permet de couvrir un large spectre d'espèces présentes sur le site (Westphal *et al.*, 2008).

3.2.3 Pollinisateurs concernés

Pendant les échantillonnages, les récolteurs ne gardent que les insectes faisant partie de la superfamille des Apoidea et de la famille des Syrphidae. Ces taxons reprennent une grande majorité des espèces pollinisatrices. Même si d'autres taxons, comme les Lepidoptera, comprennent des insectes pollinisateurs, ils ne seront pas retenus pour ces analyses.

3.3. Préparation de la collection entomologique

3.3.1 La conservation

Les abeilles capturées au filet sont conservées au congélateur afin d'éviter que les échantillons ne se dessèchent et deviennent cassants. Ensuite, les abeilles sont décongelées juste avant l'épingleage. En règle générale, les spécimens se conservent bien et se prêtent bien à l'identification.

Les individus qui sont récupérés dans les coupelles sont d'abord séchés puis mis au congélateur pour les conserver. Le récolteur peut sécher ses échantillons avec du papier

absorbant ou utiliser un petit chauffage d'appoint comme l'illustre la Figure 6. Cette étape de séchage est nécessaire pour préparer au mieux les insectes pour l'épingleage.



Figure 6. Séchage des insectes avec un chauffage d'appoint (source personnelle).

3.3.2 L'épingleage et l'étiquetage

Dès que les individus sont décongelés, une épingle entomologique (n°1, Ento Sphinx) est plantée perpendiculairement à l'axe du corps au niveau du thorax. Ensuite, l'insecte est plaqué contre une plaque de frigolite. L'insecte est enfoncé dans la plaque jusqu'à ce que l'aiguille ne dépasse plus que d'1cm au-dessus du thorax. Cette technique permet de faciliter l'étalement des membres et des ailes de l'insecte et aussi de laisser de la place pour les étiquettes. Pour terminer, les pattes et les ailes sont étalées correctement grâce à d'autres épingles. Il est nécessaire de présenter convenablement l'insecte pour l'identification.

L'insecte est laissé au minimum trois jours sur la plaque de frigolite pour le faire sécher et il est important qu'il reste dans la position voulue par la suite. Après cela, deux étiquettes sont placées l'une en dessous de l'autre sous l'insecte. La première étiquette reprend le nom de la localité où l'insecte a été capturé, le pays, la date de capture et le nom du récolteur. La deuxième étiquette indique la référence numérique du spécimen, les coordonnées GPS du site d'échantillonnage où l'insecte a été capturé et le type de piège. Pour la méthode de capture avec les coupelles, il est précisé la couleur de la coupelle dans laquelle a été capturé l'insecte. Ensuite, les spécimens sont placés dans des boîtes entomologiques pour être identifiés (Figure 7).

3.3.3 Identification

La clé ("Field Guide to the Bees of Great Britain and Ireland") est une aide à l'identification des espèces les plus communes. Le livre reprend les espèces rencontrées au Royaume-Uni et

en Irlande qui correspondent généralement à celles rencontrées en Belgique. Ces identifications sont vérifiées avec les spécimens détenus au sein de la collection entomologique du service d'écologie du paysage et systèmes productions végétales de l'ULB.

L'identification de la plus grande partie des spécimens est réalisée par la professeur Nicolas Vereecken. Les individus du genre *Halictus*, *Sphecodes* et *Lasioglossum* sont identifiés par Alain Pauly (IRScNB, Bruxelles, Belgique) et ceux du genre *Nomada* par Jan Smit. L'entièreté des insectes de la famille de Syrphidae est envoyée à un spécialiste belge Franck van de Meutter pour identification.

Lorsque les identifications sont terminées, le récolteur peut apposer une troisième étiquette par individu. Cette étiquette reprend le nom de l'espèce ainsi que son identificateur (Figure 7).

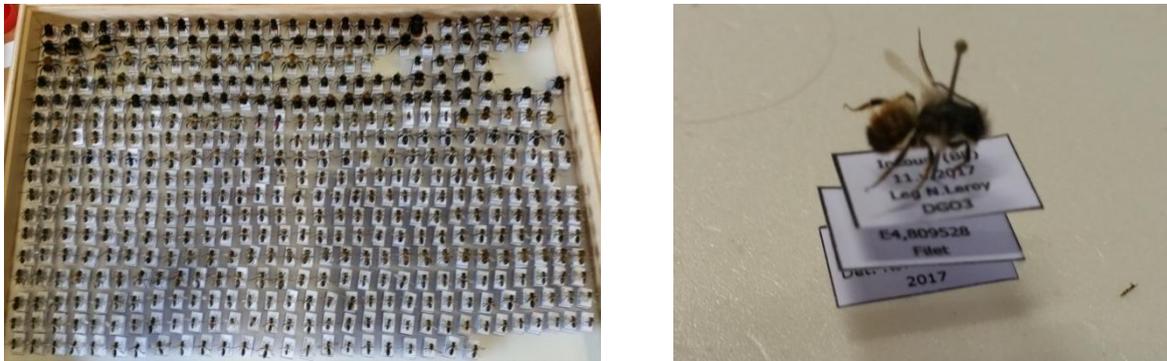


Figure 7. Gauche: boîte entomologique contenant des insectes à identifier. Droite : *Osmia cornuta* identifiée avec les trois étiquettes (source personnelle).

3.3.4 Encodage

Après la série d'identification, chaque spécimen sera encodé dans une base de données (fichier Excel) reprenant toutes les informations affichées sur les étiquettes et l'identification (genre et espèce) de la plante sur laquelle l'insecte a été capturé. C'est en s'appuyant sur cette base de données totale que les analyses suivantes seront réalisées.

3.4. Analyse des réseaux d'interactions

3.4.1 Réseaux d'interactions bipartites

Dans le cadre de ce mémoire, l'étudiant va utiliser des outils qui permettent de visualiser des réseaux d'interactions ("mind mapping") et de les analyser. Ces réseaux d'interactions sont composés de nœuds ou vertex (unité fondamentale du réseau) et de liens (représentation des interactions au sein du réseau) (Blüthgen *et al.*, 2008; Poisot *et al.*, 2012). Cette approche n'est pas uniquement liée aux sciences biologiques, les réseaux sont aussi utilisés pour visualiser les réseaux routiers ou les réseaux d'aéroports, les réseaux internet ou encore les réseaux sociaux.

Les réseaux d'interactions bipartites sont utilisés en écologie pour représenter les liens entre les espèces de plantes et les pollinisateurs. Ces réseaux sont dits bipartites car ils sont composés de deux classes (ici pollinisateur et plante). Le principe de base du réseau étant que chaque nœud composant une classe ne peut interagir qu'avec un nœud de l'autre classe (Beckett., 2016). La Figure 8 représente les différentes façons d'afficher un réseau d'interactions bipartite. Le réseau bipartite composé des deux classes est repris par le schéma a. La classe bleue est composée des espèces d'abeilles et la classe rouge est composée des espèces de plantes. La largeur des nœuds bleus représente la valeur totale des visites réalisées par le pollinisateur alors que la largeur des nœuds rouges informe sur le nombre de visites reçues par l'espèce de plante. La largeur des liens entre les nœuds montre le nombre d'interactions entre le pollinisateur et la plante.

Il existe une autre manière d'afficher un réseau d'interactions sous la forme d'une matrice (plante-abeille) (Figure 8 (b et c)). Pour l'exemple b, la matrice est constituée de l'information présence/absence des interactions. Pour l'exemple c, le poids ou la fréquence des interactions fait partie de la matrice.

L'analyse du réseau d'interactions se fera sur l'entièreté de la période d'échantillonnage (mi-mars jusque début juillet) dans un premier temps. Ensuite, le réseau sera découpé en trois périodes de temps (Mars/Avril-Mai-Juin). Un réseau d'interactions et une grille d'interactions seront construits en utilisant la base de données totale. Ensuite, trois grilles d'interactions (Mars/Avril-Mai-Juin) seront élaborées.

des espèces : β_{ST}). β_{WN} covarie avec β_{ST} en fonction de la diversité des espèces entre les réseaux (β_S). (Poisot *et al.*, 2012).

L'analyse de la dissimilarité s'effectue avec le package "betalink" sous R (Carstensen *et al.*, 2014).

Lors de ce travail, l'analyse de dissimilarité s'effectuera dans le cadre de la décomposition mois par mois du réseau d'interaction global.

3.4.2.2 Connectance

La connectance C représente l'ensemble des liens réalisés sur l'ensemble des liens possibles et se calcule sous la formule : $C = (L / IJ)$ avec L = nombre de liens réalisés, I et J = nombres d'espèces des deux taxons composant la matrice. Il s'agit d'une mesure basée sur la présence/absence de liens, et non de leur fréquence. La connectance peut informer sur le degré de généralisation/ spécialisation de la matrice (Montoya & Yvon-Durocher., 2007; Blüthgen *et al.*, 2008).

3.4.2.3 Degré de spécialisation (d' et H'_2)

Le degré de spécialisation permet de quantifier la spécialisation d'un réseau écologique à l'échelle de l'espèce (d') ou à l'échelle des classes composant le réseau (H'_2). Ces mesures tiennent compte de la fréquence et du poids des interactions entre les espèces (Blüthgen *et al.*, 2007).

La mesure d' est calculée grâce à la divergence de Kullback-Leibler et mesure la force avec laquelle une espèce dévie d'un échantillonnage aléatoire de partenaires d'interactions possibles. Elle varie de 0 à 1, d' sera faible dans le cas d'une espèce qui pollinise une plante souvent pollinisée par d'autres pollinisateurs et d' sera élevé dans le cas d'une espèce qui pollinise deux plantes rarement visitées par d'autres insectes (Blüthgen *et al.*, 2006).

H'_2 généralise la valeur du degré de spécialisation à l'entièreté du réseau, elle provient de la déviation des espèces à la probabilité attendue de distribution des interactions (évaluée grâce à l'entropie standardisée à deux dimensions). Les valeurs de H'_2 ne sont pas bornées, les valeurs faibles indiquent un réseau composé essentiellement d'espèces généralistes (Blüthgen *et al.*, 2006; Blüthgen *et al.*, 2007).

Les analyses de spécialisation se calculent sous le package "bipartite" sous R (Dormann *et al.*, 2009).

3.4.2.4 Compétition apparente potentielle

La compétition apparente est définie comme la réduction de la densité de population d'une espèce alors que la densité de population d'une autre espèce augmente, cette augmentation étant en lien direct avec l'augmentation numérique d'une troisième espèce à un haut niveau trophique (Morris *et al.*, 2005).

Sous le package R "bipartite" (Dormann *et al.*, 2009), la fonction PAC permet de quantifier le potentiel de compétition apparente entre deux espèces par l'intermédiaire d'un haut niveau trophique. Le potentiel de compétition apparente est calculé avec la formule donnée par Morris *et al.* (2005). Les résultats seront affichés sous forme d'une carte de chaleur avec en abscisse et en ordonnée les espèces d'abeilles présentes dans le réseau global.

3.4.3 Dissimilarité entre le réseau d'interactions global et le réseau Natagora sélectionné

L'association Natagora a mis à disposition l'ensemble des relevés de naturalistes sur les abeilles solitaires réalisés depuis 1950 en région Bruxelloise et Flamande. Ces relevés comprennent les informations suivantes : genre et espèce des abeilles et des plantes observées, la province, la date et le nombre d'observations.

Pour cette analyse, le réseau Natagora sera filtré sur base de : la période (mi-mars à début juillet), taxons représentés (plantes et abeilles relevées dans le réseau global d'interaction). Le but de cette analyse est d'observer l'impact la méthode d'échantillonnage et de l'environnement entre deux réseaux sélectionnés sur base des plantes et des abeilles communes à ces deux réseaux. En effet, lors de l'analyse de la dissimilarité, les facteurs β_{ST} et β_S seront très bas. L'intérêt étant d'étudier l'impact de la co-occurrence (β_{OS}) entre ces deux réseaux.

3.4.4 Outil de sélection des plantes

3.4.4.1 Critère optimal de sélection

Grâce à la capture au filet des insectes pollinisateurs, chaque interaction avec une plante a pu être observée. Il a donc été possible de construire le réseau d'interaction plante-pollinisateur global sur l'ensemble des sites d'échantillonnages. Ce réseau va être utilisé pour l'outil de sélection des plantes. Cet outil identifie le mélange de plantes qui maximisent différents composants des communautés d'abeilles. Ces composants sont au nombre de trois : l'abondance, la richesse spécifique et la phénologie. L'algorithme qui permet de sélectionner ces différentes plantes a été tiré et amélioré de celui proposé par M'Gonigle *et al.* (2016).

Pour aller plus en profondeur dans l'évaluation de cet outil, il est possible de comparer des mélanges de différents réseaux. Une comparaison entre les mélanges obtenus en Région Wallonne dans notre propre réseau et les mélanges obtenus avec le réseau Natagora sera réalisée.

3.4.4.2 Comparaison entre les mélanges obtenus par l'outil d'élaboration et les mélanges commerciaux

Les mélanges commerciaux utilisés pour notre comparaison ont été récupérés sur le site internet de deux producteurs de mélanges floraux (Ecosem et Ecoflora). Les mélanges sont nommés : Mélange (M1) Ecosem "fleurs mellifères", Mélange Ecosem (M2) "accueil auxiliaires" et Ecoflora (M3) "Mélange pour abeilles et papillons". La liste de la composition des mélanges se trouve au point 6 en annexe. Les mélanges seront comparés sur base des plantes communes et de la phénologie de floraison le long de l'année. L'objectif étant d'observer si les mélanges élaborés montrent des améliorations par rapport aux mélanges commerciaux.

4. Résultats

Sur les 17 sites échantillonnés en Région Wallonne de mi-mars à fin juin, 82 espèces d'abeilles ont été identifiées sur 5263 individus capturés. La Figure 9 reprend le nombre d'espèces d'abeilles par sites échantillonnés.

4.1 Diversité spécifique au sein des sites étudiés

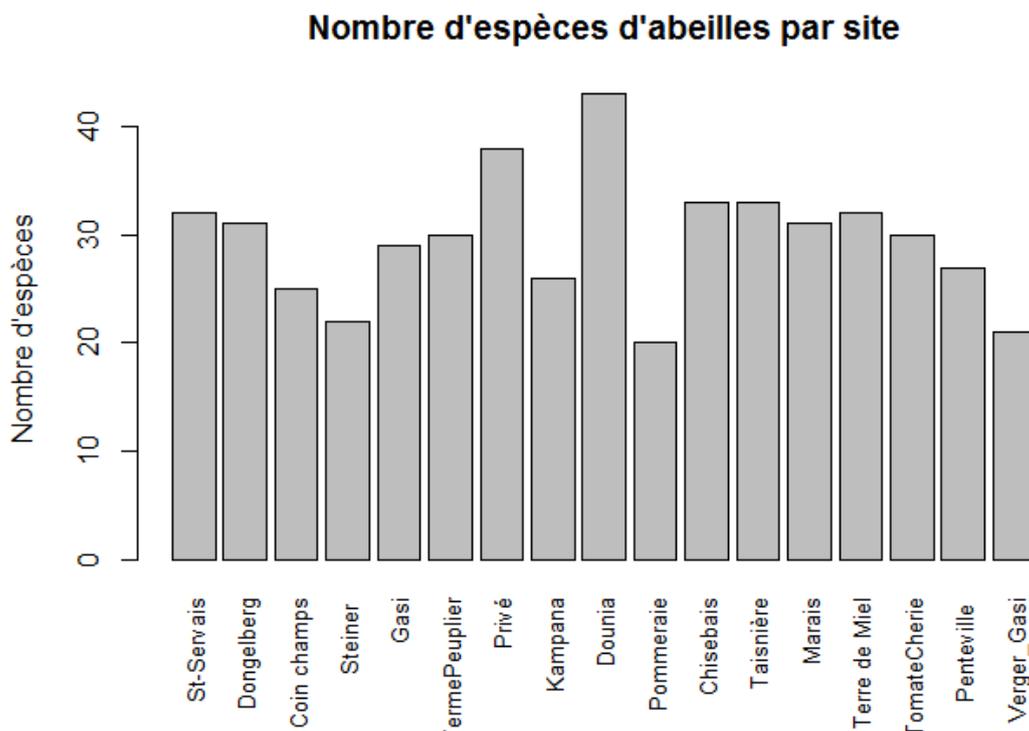


Figure 9. Nombre d'espèces d'abeilles par sites échantillonnés.

Les sites appelés, "Les jardins de Dounia" et "Privé", montrent la plus grande diversité spécifique (Figure 9) avec, respectivement, 43 et 38 espèces recensées (Voir Matériel et Méthodes pour explication sur le site "Privé").

4.2 Nombre de spécimens d'abeilles solitaires

La Figure 10 montre le nombre de spécimens par espèces et par famille. La famille des Halictidae (26 espèces) est la plus représentée en terme de richesse spécifique alors que le spécimen le plus capturé lors des échantillonnages est *Apis mellifera*.

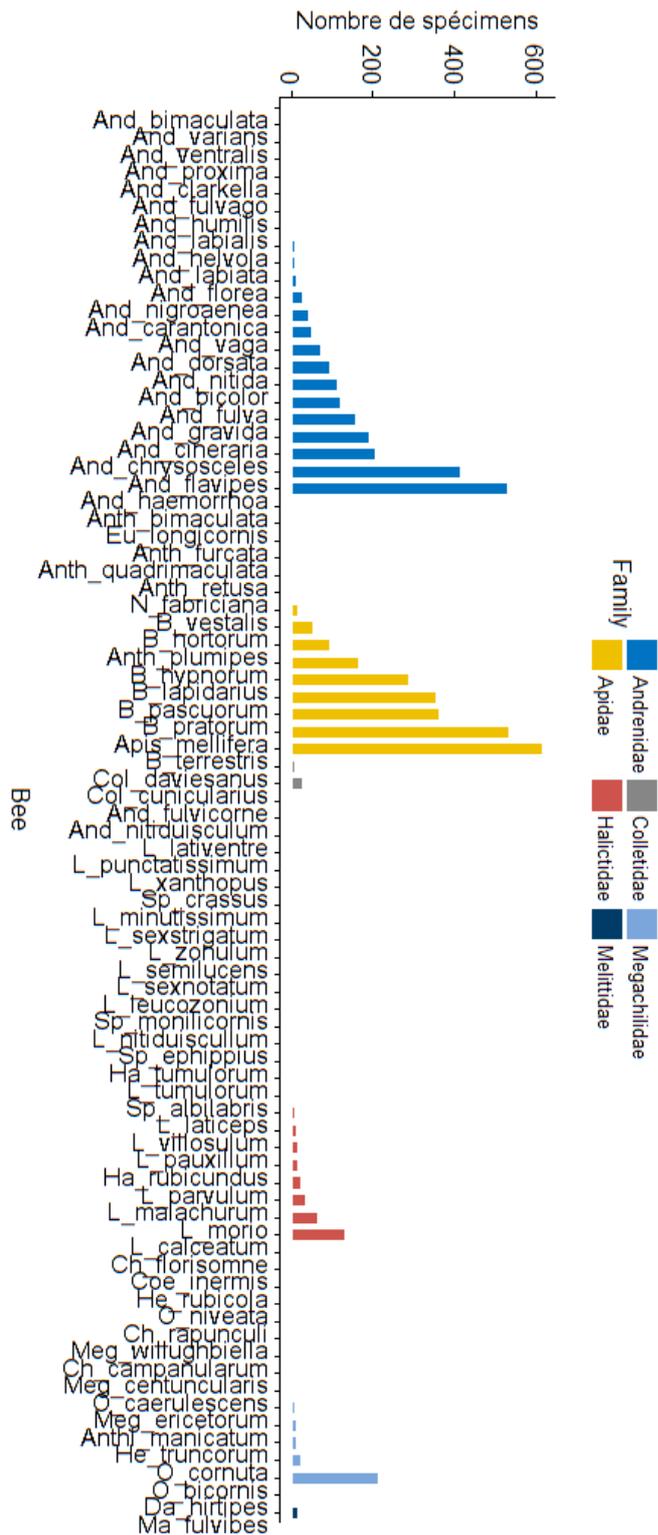


Figure 10. Comptage du nombre d'abeilles par famille et par espèce.

Remarque : les barres représentant les espèces capturées une seule fois ne sont pas affichées sur le graphique.

Pour la suite de ce travail, on ne prendra en compte que les abeilles ayant été capturées par la méthode du filet puisque celle-ci nous permet de noter la plante sur laquelle l'abeille a été capturée. En ne reprenant que les interactions observées, 56 espèces d'abeilles ont été

recensées sur 2151 individus capturés. Par interaction, il faut sous-entendre les interactions plantes-pollinisateurs dans le réseau Région Wallonne.

4.3 Diversité de plantes par famille botanique

Pour l'ensemble du réseau étudié, la Figure 11 reprend le nombre d'espèces correspondant à chaque famille botanique identifiée dans les sites d'échantillonnages.

C'est très clairement la famille des Rosaceae qui compte le plus de représentants au sein du réseau étudié. Cette famille reprend, à elle seule, 20 espèces différentes. La deuxième famille botanique la plus représentée est celles des Asteraceae avec 17 espèces différentes.

Remarque : Les spécimens de la famille des Asteraceae (genre: *Taraxacum*) et des Brassicaceae (genre: *Brassica*) n'ont pas été identifiés jusqu'à l'espèce.

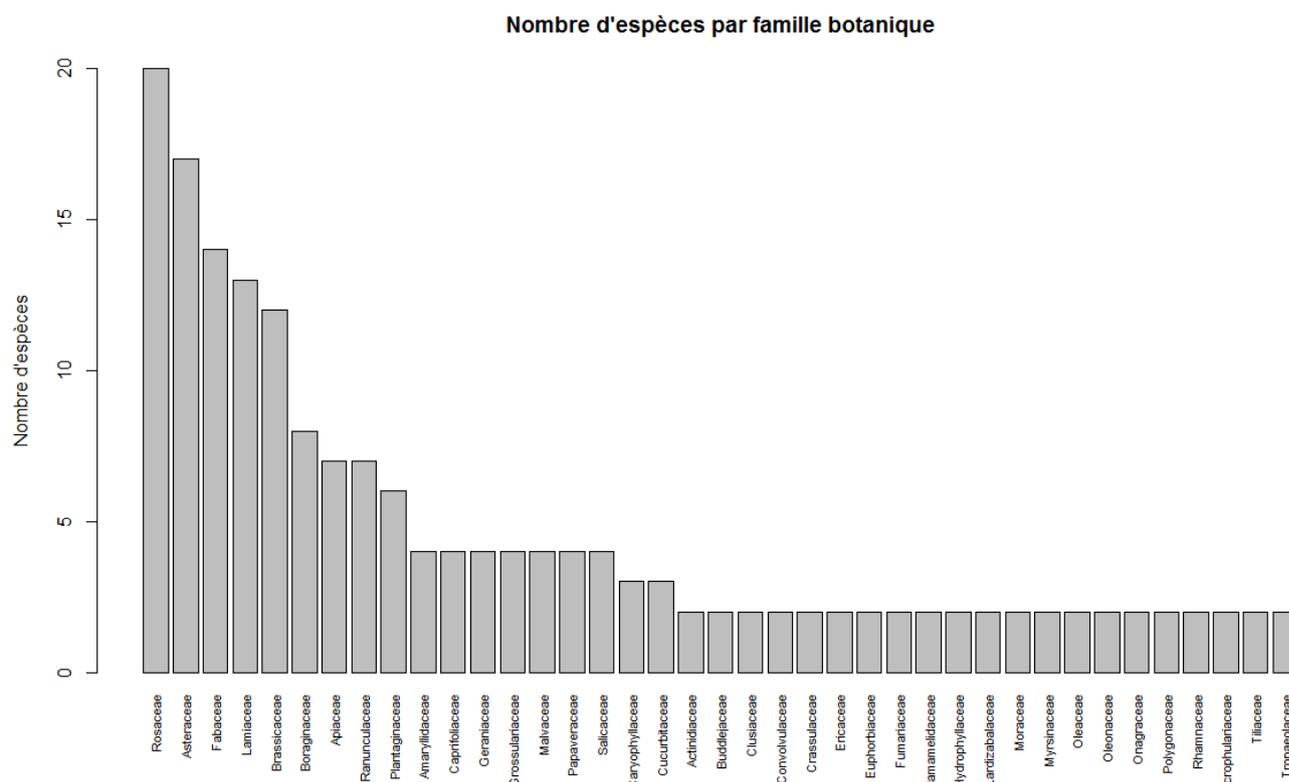


Figure 11. Nombres d'espèces de plantes par famille botanique.

4.4 Réseaux plantes-pollinisateurs

4.4.1 Réseaux bipartites et matrices d'interactions

Grâce à l'information de la plante visitée en se reportant aux abeilles capturées au filet, il est possible d'établir les relations entre plantes et pollinisateurs. Un réseau plantes-pollinisateurs peut se visualiser de deux manières différentes. La Figure 33 en annexe montre la première façon de représenter un réseau. La classe rouge supérieure représente les différentes espèces d'abeilles solitaires et la classe bleue inférieure représente les différentes espèces de plantes. Parmi les espèces d'abeilles, on remarque clairement que le genre *Bombus* (représenté par les espèces : *terrestris*, *hypnorum*, *pascuorum*, *lapidarius* et *pratorum*) et *Apis mellifera* réalisent le plus de visites sur plantes. Parmi les espèces de plantes, c'est *Trifolium repens* et *Taraxacum officinale* qui présentent le plus d'interactions. Au final, ce schéma est un moyen d'observer de manière globale le réseau étudié mais il est assez difficile d'en tirer plus d'informations. La liste des plantes et des abeilles du réseau d'interactions global sont disponibles aux points 2 et 4 de l'annexe.

La deuxième manière d'afficher un réseau d'interactions est sous forme d'une grille comprenant les espèces de plantes (ligne du dessous) et d'abeilles (colonne de gauche). En annexe (Figure 34), le lecteur trouvera la grille d'interactions correspondant au réseau bipartite. Par la suite, l'analyse du réseau se fera sur les grilles d'interactions décomposées mois par mois (voir Figure 12, 13 et 14).

Pour la moitié du mois de mars et le mois d'avril, les plantes les plus visitées sont : *Taraxacum officinale* (pissenlit), *Malus* sp. (pommiers), *Lamium album*, *Prunus* sp. (pruniers), *Ribes rubrum* (groseille à grappes). Les abeilles qui visitent la plus grande diversité de plantes sont : *Apis mellifera*, *Bombus pascuorum* ou encore *Andrena haemorrhoa*. Au total, ce premier réseau compte 34 espèces différentes d'abeilles et 43 espèces de plantes différentes.

Pour le mois de mai, le réseau est composé de 63 espèces de plantes et 37 espèces d'abeilles. Les plantes les plus visitées sont : *Taraxacum officinale*, *Trifolium repens* (trèfle blanc), *Brassica oleracea* (chou commun), *Brassica* sp. (moutardes) et *Crataegus monogyna* (aubépine). Les abeilles qui pollinisent le plus d'espèces de plantes à fleurs différentes sont : *Bombus pratorum*, *Bombus hypnorum*, *Bombus terrestris* et *Bombus pascuorum*.

4.4.2 Analyse de la décomposition mois par mois du réseau d'interaction global

4.4.2.1 Dissimilarité totale des interactions

Il est important de comprendre d'où provient la différence entre les réseaux affichés en utilisant une analyse de dissimilarité. En les comparant deux à deux, les réseaux sur la période de Mars/Avril- Mai et Juin vont être étudiés.

Tableau 4. Comparaison de la dissimilarité totale des réseaux et de ses composantes.

Comparaison Mars/Avril - Mai	$\beta_{WN} = 0,796$ $\beta_{ST} = 0,256$ $\beta_{OS} = 0,540$ $\beta_S = 0,503$
Comparaison Mai- Juin	$\beta_{WN} = 0,893$ $\beta_{ST} = 0,381$ $\beta_{OS} = 0,512$ $\beta_S = 0,717$

Le tableau 4 reprend les valeurs de dissimilarité obtenue lors des analyses. Dans les deux cas, il existe une dissimilarité importante entre les réseaux puisque β_{WN} prend des valeurs relativement élevées (0,796 et 0,893). β_S , diversité bêta, a une valeur également élevée pour les deux comparaisons (0,503 et 0,717). Cela indique une variation de la composition en espèces au cours du temps dans les réseaux d'interactions.

Concernant la comparaison entre le réseau Mars/Avril -Mai, β_{OS} est deux fois plus grand que β_{ST} . La différence entre ces deux réseaux est donc fortement liée aux changements des interactions au cours du temps entre les espèces partagées (co-occurrence) par ces deux réseaux.

L'explication de la différence entre le réseau de Mai et celui de Juin n'est pas identique. Ici, β_{OS} et β_{ST} ont des valeurs proches. La dissimilarité est influencée à la fois par le turnover des espèces (compositions différentes des espèces entre les deux réseaux) et le phénomène de co-occurrence des espèces.

En annexe point 5, le lecteur trouvera la visualisation graphique de la comparaison des trois réseaux (Mars/Avril - Mai - Juin).

4.4.2.2 Connectance

Tableau 5. Valeur de la connectance pour les réseaux Mars/Avril-Mai-Juin.

Mars/Avril	C= 11,7 %
Mai	C = 10,8 %
Juin	C = 8,5 %

Le tableau 5 reprend les valeurs de connectance obtenue lors des analyses. La valeur décroît au cours du temps entre les réseaux Mars/Avril et Juin. Une valeur de connectance élevée indique que le réseau présente un fort de degré de généralisation. Dans ce cas-ci, le réseau a tendance à présenter des interactions de plus en plus spécialisées.

4.4.2.3 Degré de spécialisation (d') et (H'_2)

La valeur d' permet d'estimer le degré de spécialisation de chaque espèce d'abeille en tenant compte de la fréquence et du poids des interactions. Plus cette valeur est élevée, plus l'insecte en question est spécialisé sur des plantes rares et peu visitées par d'autres pollinisateurs. A l'opposé, plus cette valeur est petite et plus le pollinisateur visite des plantes très fortement butinées.

Les Figures 15, 16 et 17 reprennent les valeurs de d' pour respectivement le réseau Mars/Avril - Mai et Juin. La moyenne de la valeur du degré de spécialisation (d') augmente au cours du temps. Il passe d'une valeur moyenne de 0,284 pour le réseau Mars/Avril à la moyenne de 0,428 pour Mai et à la moyenne de 0,630 pour Juin. Cette augmentation de la moyenne du degré de spécialisation (d') indique une augmentation de la spécialisation observée des interactions entre espèces d'abeilles et espèces de plantes au cours du temps.

Valeur de H'_2 :

Tableau 6. Valeur de H'_2 pour les réseaux d'interactions Mars/Avril-Mai-Juin.

Réseau	Valeur H'_2
Mars/Avril	0,373
Mai	0,405
Juin	0,429

Plus la valeur de H'_2 est basse et plus le réseau est composé d'espèces généralistes. Même si ces valeurs sont relativement basses (0,373 ; 0,405 ; 0,429), on constate une augmentation de la valeur de H'_2 (tableau 6) au cours du temps et donc une spécialisation plus prononcée.

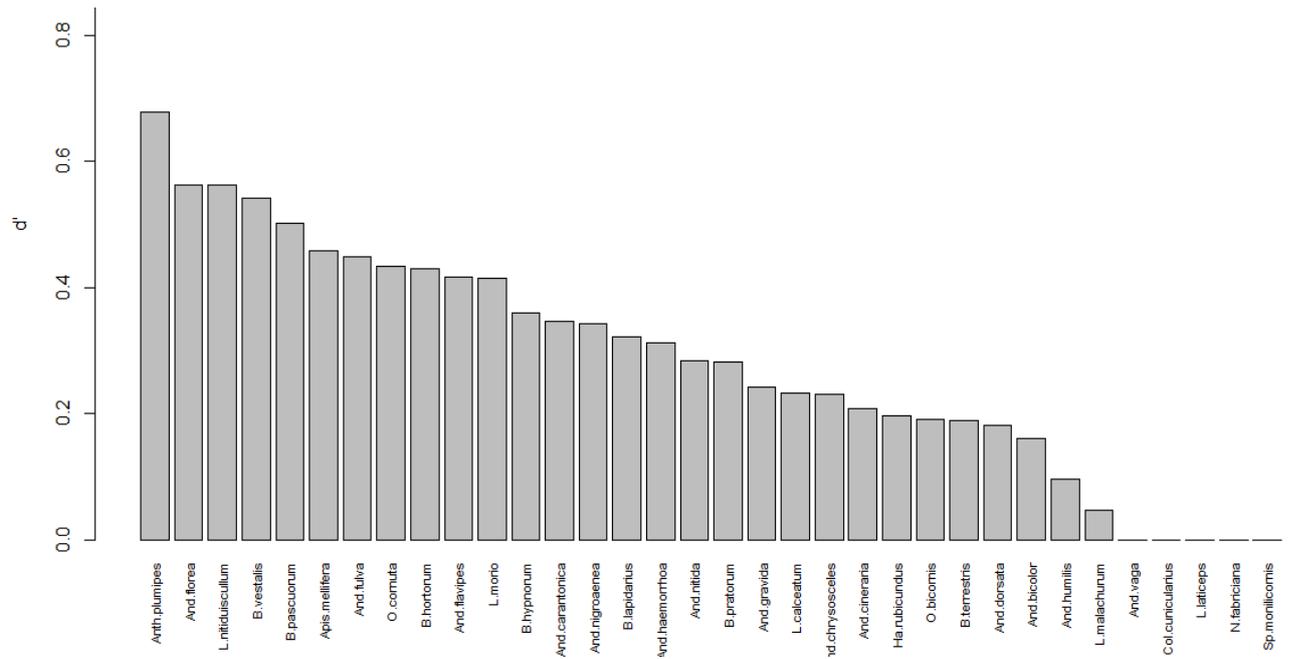


Figure 15. Valeur de d' pour les espèces du réseau Mars/Avril.

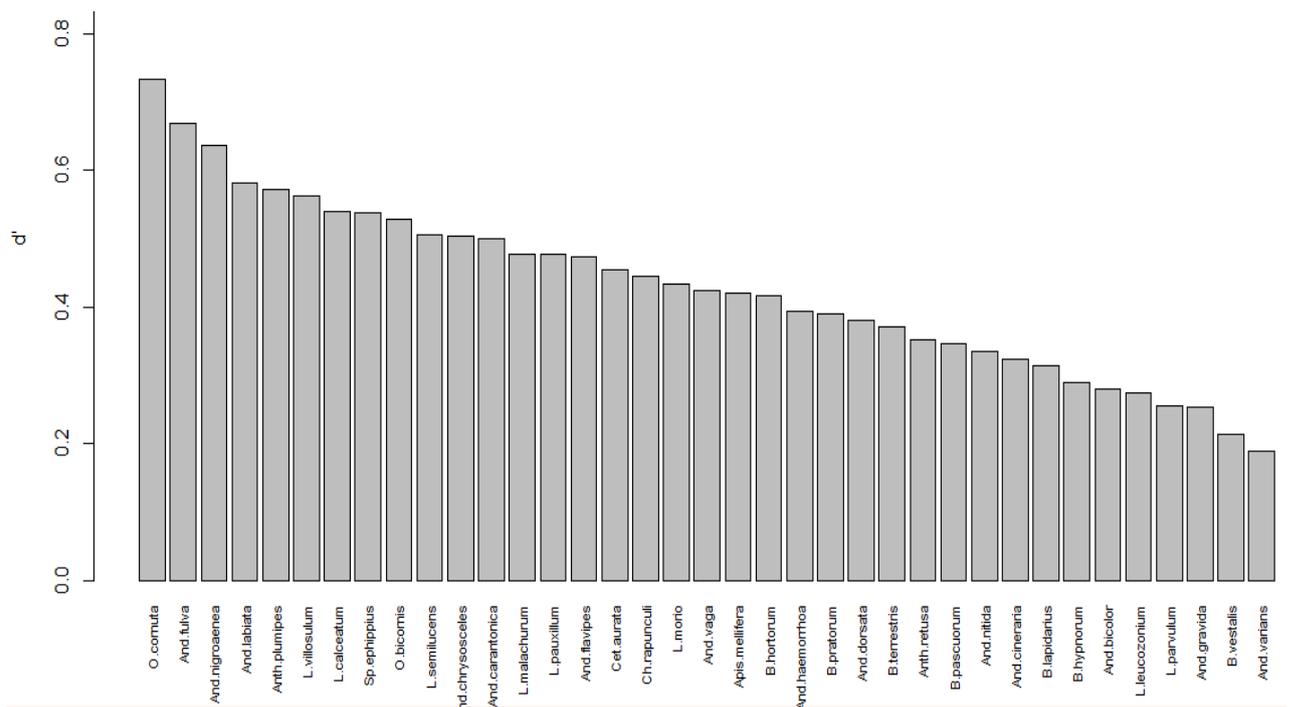


Figure 16. Valeurs de d' pour les espèces du réseau Mai.

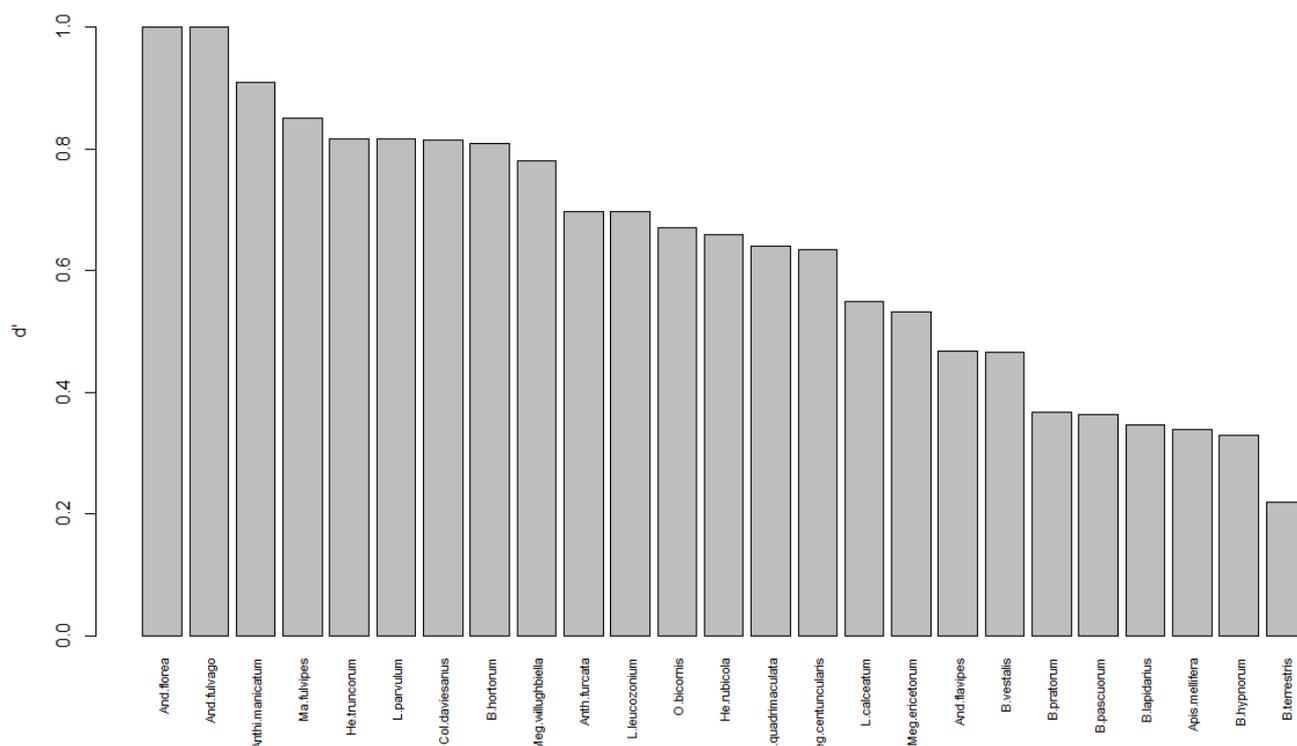


Figure 17. Valeurs de d' pour les espèces du réseau Juin.

4.4.2.4 Compétition apparente potentielle

La carte de chaleur (Figure 18) montre les résultats obtenus pour l'analyse de compétition apparente potentielle. La compétition intraspécifique est affichée sur la diagonale de la matrice et la compétition interspécifique est reprise sur le restant de la matrice. Plus les carrés se rapprochent de la couleur rouge, plus la compétition est importante.

Il est intéressant d'observer l'influence d'une espèce sur une autre surtout lorsque son influence est importante. Par exemple, on observe que chez *Andrena fulvago* la compétition intraspécifique est très importante (compétition apparente= 1). Il en va de même pour *Andrena florea* et *Anthidium manicatum* (compétition apparente= 0,8). *Anthophora quadrimaculata* et *Andrena varians* exercent une compétition apparente sur, respectivement, *Bombus terrestris* (valeur de 0,8) et *Anthidium manicatum* (valeur de 0,7).

Il est important d'observer la place et les interactions d'*Apis mellifera* dans le réseau étudié. On remarque clairement que la compétition intraspécifique entre individus exerce une influence sur les communautés d'abeilles domestiques de ce réseau. Il n'y pas ou peu de compétition interspécifique notable.

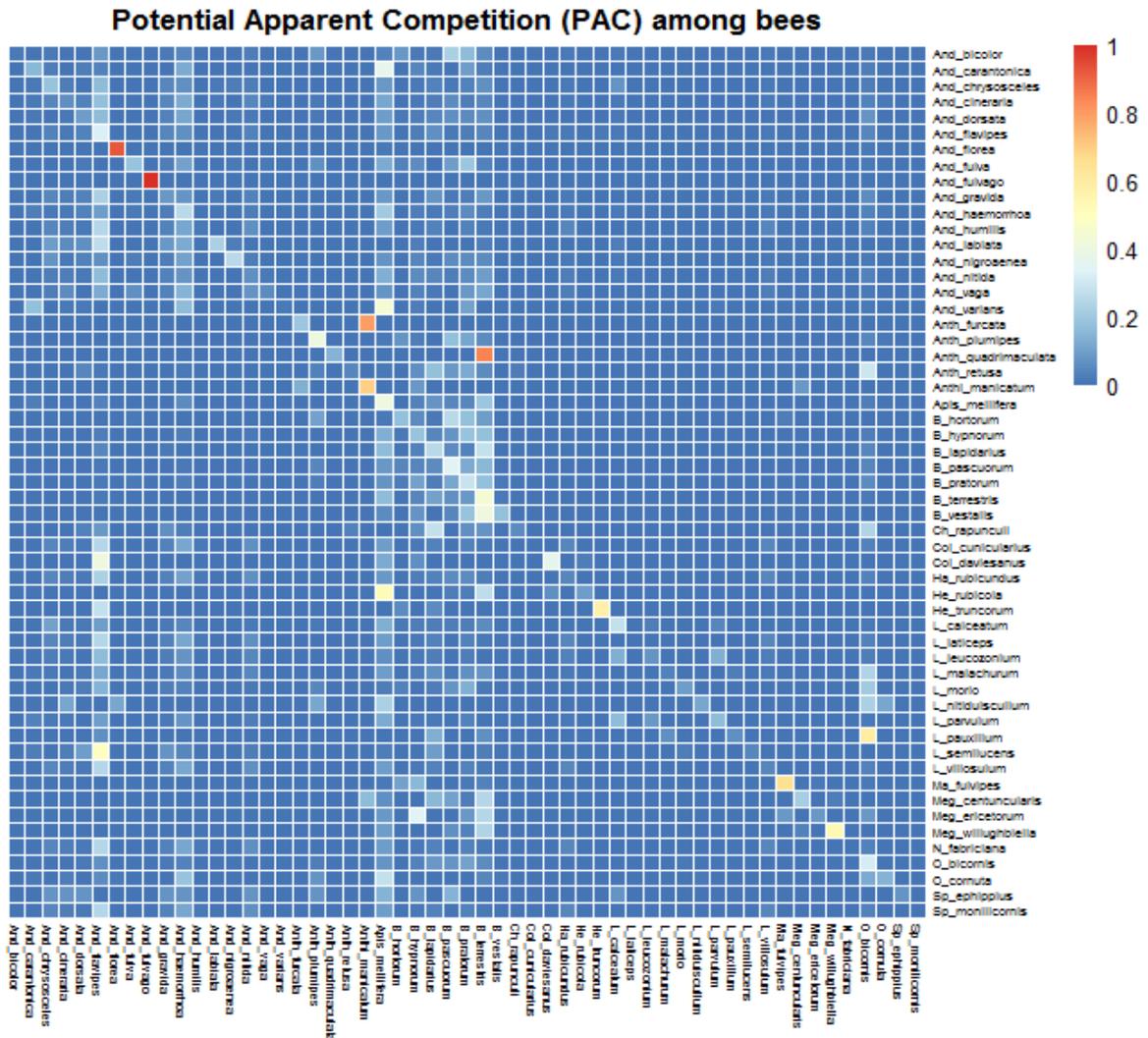


Figure 18. Compétition apparente potentielle au sein du réseau d'interaction global.

4.4.3 Dissimilarité des interactions entre le réseau d'interaction global et le réseau Natagora sélectionné

Tableau 7. Comparaison de la dissimilarité totale des réseaux (global et Natagora) et de ses composantes.

Comparaison réseau global - Natagora	$\beta_{WN} = 0,678$ $\beta_{ST} = 0,113$ $\beta_{OS} = 0,565$ $\beta_S = 0,263$
--------------------------------------	---

Cette analyse se base sur la construction de deux réseaux sélectionnés et qui ont en commun les espèces observées dans le réseau d'interactions global élaboré pour ce mémoire. Le réseau Natagora a été filtré pour qu'il ne contienne plus que les espèces de plantes et d'abeilles présentes dans le réseau d'interactions global. L'intérêt étant de montrer à quel point les interactions partagées entre les espèces similaires aux deux réseaux peuvent ou non varier. Les résultats de l'analyse de dissimilarité sont repris au tableau 7.

Premièrement, l'analyse montre une faible dissimilarité des interactions due au turnover des espèces (β_{ST}), ce qui était le but recherché en filtrant le réseau Natagora. Deuxièmement, la dissimilarité totale des interactions (β_{WN}) présente une valeur élevée et est très fortement influencée par β_{OS} (co-occurrence des interactions). Deux réseaux d'interactions de compositions similaires peuvent donc présenter des résultats différents en fonction de la méthode d'échantillonnage et de la localité.

4.4.4 Outil de sélection des plantes

L'outil de sélection des plantes a été tiré et développé à partir des travaux de M'Gonigle *et al.* (2016). Cet outil permet d'élaborer différents mélanges en maximisant un paramètre des communautés d'abeilles solitaires. Pour toutes ces analyses, l'abondance, la richesse spécifique et la phénologie seront utilisées pour créer le mélange optimal. Le réseau d'interaction global Région Wallonne et le réseau d'interaction Natagora seront utilisés lors de ces analyses.

4.4.4.1 Critère optimal de sélection

- Dans un premier temps, le réseau d'interaction global Région Wallonne sera analysé. Plusieurs mélanges de plantes (contenant de 2 à 25 plantes) seront élaborés en maximisant soit l'abondance en abeilles solitaires soit la richesse spécifique en pollinisateurs.

Lorsque l'on crée, via l'outil, des mélanges d'un nombre de plantes croissant qui maximisent les critères de sélection (abondance, richesse spécifique et phénologie), leurs scores d'abondance évolue comme suit (Figure 19) :

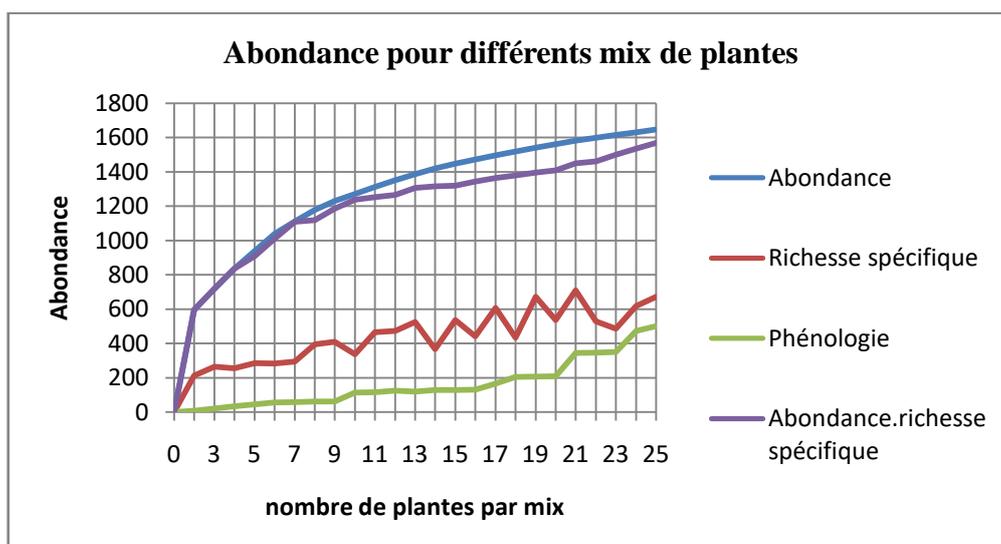


Figure 19. Abondance pour différents mélanges de plantes selon quatre scénarios (maximisation de l'abondance; maximisation de la richesse spécifique; maximisation basée sur la phénologie et maximisation de l'abondance avec la richesse spécifique) sur base du réseau d'interactions Région Wallonne.

Lorsque l'on crée, via l'outil, des mélanges d'un nombre de plantes croissant qui maximisent les critères de sélection (abondance, richesse spécifique et phénologie), leurs scores de richesse spécifique évolue comme suit (Figure 20) :

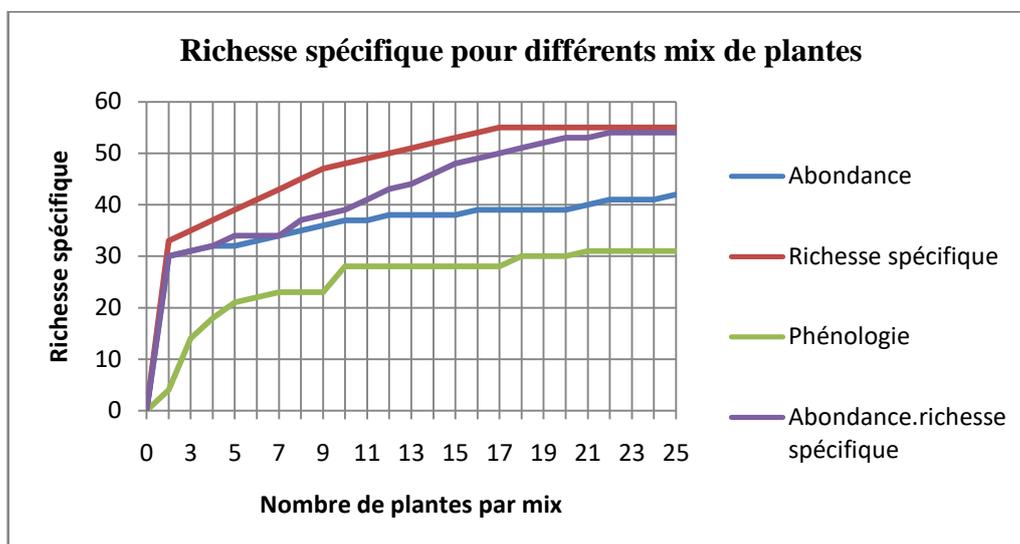


Figure 20. Richesse spécifique pour différents mélanges de plantes selon quatre scénarios (maximisation de l'abondance; maximisation de la richesse spécifique; maximisation basée sur la phénologie et maximisation de l'abondance et la richesse spécifique) sur base du réseau d'interactions Région Wallonne.

- Ensuite, les mêmes analyses sont réalisées pour le réseau Natagora. Ce réseau est composé de relevés d'abeilles solitaires fait par des naturalistes en Région Bruxelloise et en Région Flamande. Plusieurs mélanges de plantes (contenant de 2 à 25 plantes) seront élaborés en maximisant soit l'abondance en abeilles solitaires soit la richesse spécifique en pollinisateurs.

Lorsque l'on crée, via l'outil, des mélanges d'un nombre de plantes croissant qui maximisent les critères de sélection (abondance, richesse spécifique), leurs scores d'abondance évolue comme suit (Figure 21) :

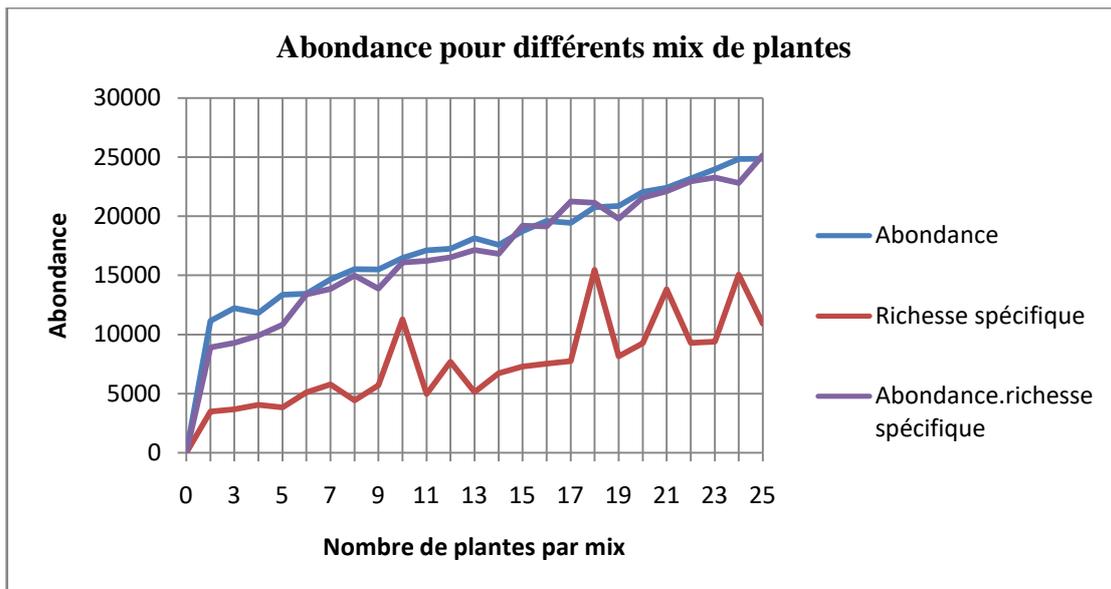


Figure 21. Abondance pour différents mélanges de plantes selon trois scénarios (maximisation de l'abondance; maximisation de la richesse spécifique et maximisation de l'abondance et la richesse spécifique) sur base du réseau d'interactions Natagora.

Lorsque l'on crée, via l'outil, des mélanges d'un nombre de plantes croissant qui maximisent les critères de sélection (abondance, richesse spécifique), leurs scores de richesse spécifique évolue comme suit (Figure 22) :

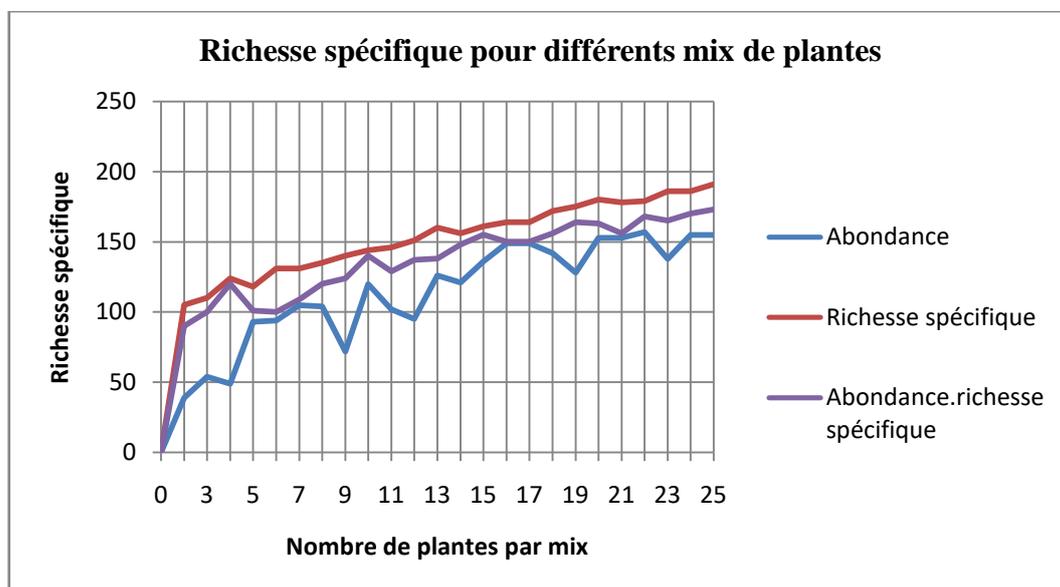


Figure 22. Richesse spécifique pour différents mélanges de plantes selon trois scénarios (maximisation de l'abondance; maximisation de la richesse spécifique et maximisation de l'abondance et la richesse spécifique) sur base du réseau d'interactions Natagora.

- Pour terminer, il est intéressant de réaliser la même analyse que celles ci-dessus mais en regroupant en un réseau commun les deux réseaux d'interactions utilisés (Région Wallonne + Natagora).

Lorsque l'on crée, via l'outil, des mélanges d'un nombre de plantes croissant qui maximisent les critères de sélection (abondance, richesse spécifique), leurs scores d'abondance évolue comme suit (Figure 23) :

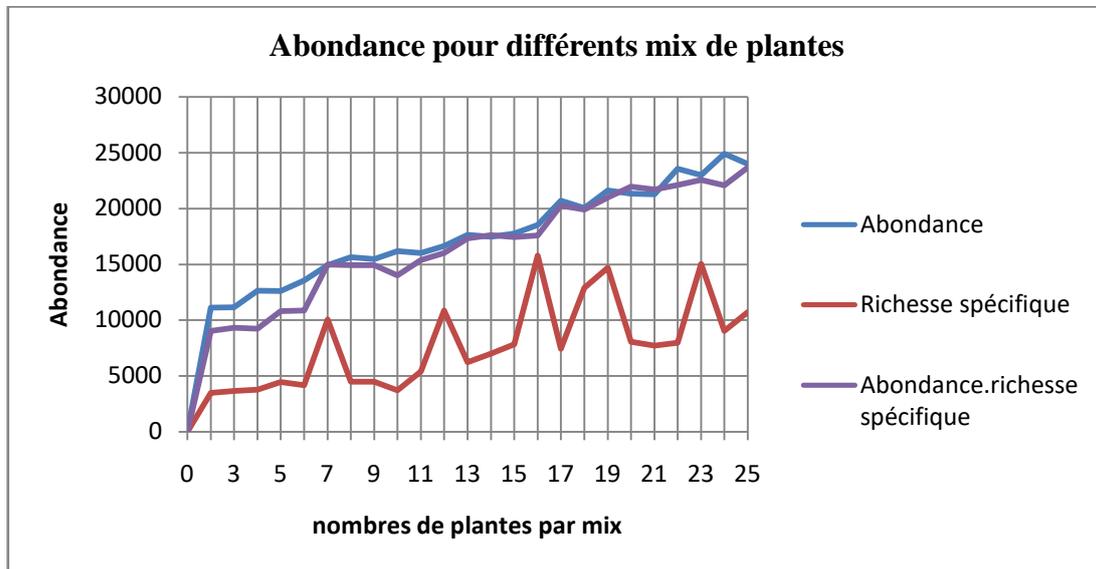


Figure 23. Abondance pour différents mélanges de plantes selon trois scénarios (maximisation de l'abondance; maximisation de la richesse spécifique et maximisation de l'abondance et la richesse spécifique) sur base du réseau d'interactions Natagora + Région Wallonne.

Lorsque l'on crée, via l'outil, des mélanges d'un nombre de plantes croissant qui maximisent les critères de sélection (abondance, richesse spécifique), leurs scores de richesse spécifique évolue comme suit (Figure 24) :

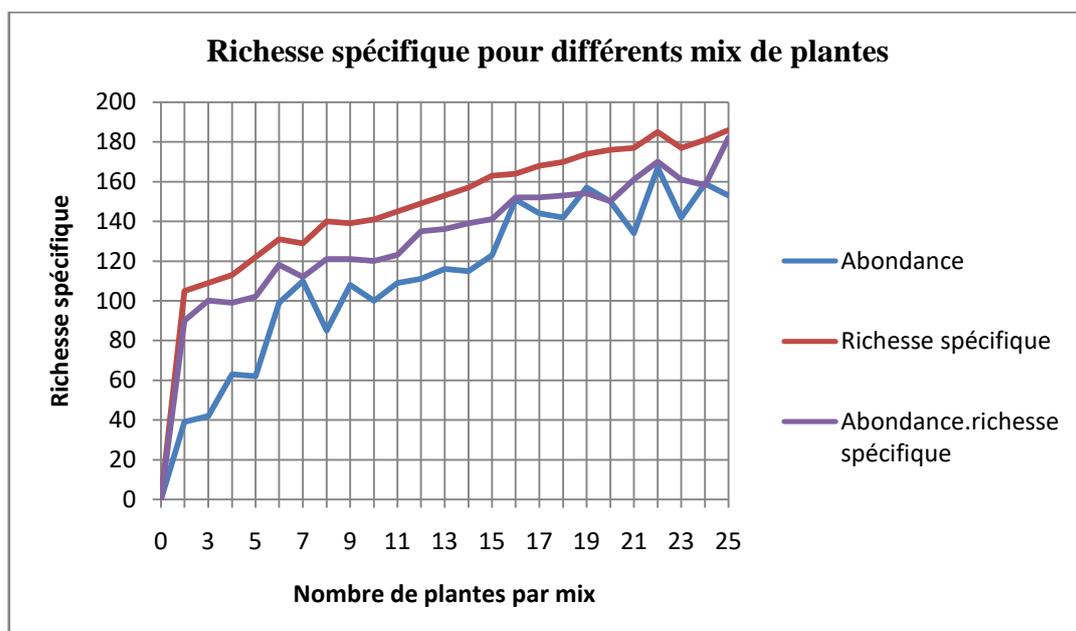


Figure 24. Richesse spécifique pour différents mélanges de plantes selon trois scénarios (maximisation de l'abondance; maximisation de la richesse spécifique et maximisation de l'abondance et la richesse spécifique) sur base du réseau d'interactions Natagora + Région Wallonne.

4.4.4.2 Sélection du critère optimal et du nombre de plantes à intégrer dans les mélanges

Tableau 8. Nombres de plantes par mélange et critère optimal pour chaque réseau analysé.

Réseau analysé	Critère optimal (Abondance)	Critère optimal (Richesse spécifique)	Nombres de plantes par mélange
Région Wallonne	Abondance	Richesse spécifique	9
Natagora	Abondance	Richesse spécifique	12
Région Wallonne + Natagora	Abondance	Richesse spécifique	14

Lorsque l'expérimentateur veut maximiser l'abondance de pollinisateurs sur le site où le mélange sera semé, le meilleur critère à prendre en compte est le critère d'abondance lors de l'élaboration du mix final.

Si l'expérimentateur se place dans une optique de conservation et d'enrichissement des abeilles solitaires présentes au sein de son site, il aura tout intérêt à utiliser le critère richesse spécifique lors de l'élaboration du mélange final.

Remarque : L'estimation du nombre de plantes par mélange est un compromis entre la maximisation du critère de sélection (abondance, richesse spécifique) et la faisabilité d'application de ce mélange. En effet, il faut éviter un nombre trop élevé de plantes dans les mélanges (phénomène de compétition) et un coût trop important.

4.4.4.3 Elaboration des mélanges

Voici les mélanges de plantes réalisés sur base du nombre de plantes par mélange obtenus au tableau 8.

Réseau Région Wallonne	Critère : Abondance
------------------------	----------------------------

Mélange n°1 (9 plantes) : *Brassica oleracea*, *Crataegus monogyna*, *Lamium album*, *Malus* sp., *Rubus fruticosus*, *Symphytum officinale*, *Symphytum* sp., *Taraxacum officinale* et *Trifolium repens*.

Réseau Région Wallonne	Critère : Richesse spécifique
------------------------	--------------------------------------

Mélange n°2 (9 plantes) : *Borago officinalis*, *Crataegus monogyna*, *Echium vulgare*, *Geranium pratense*, *Geranium pyreneicum*, *Leucanthemum vulgare*, *Prunus cerasus*, *Stachys byzantina* et *Taraxacum officinale*.

Réseau Natagora	Critère : Abondance
-----------------	----------------------------

Mélange n°3 (12 plantes) : *Calluna vulgaris*, *Chamerion angustifolium*, *Cotoneaster* sp., *Forsythia* sp., *Hedera helix*, *Hieracium murorum*, *Lysimachia vulgaris*, *Reseda* sp., *Rhinanthus* sp., *Salix caprea*, *Taraxacum officinale* et *Taraxacum* sp. .

Réseau Natagora	Critère : Richesse spécifique
-----------------	--------------------------------------

Mélange n°4 (12 plantes) : *Ajuga reptans*, *Cucurbita* sp., *Daucus carota*, *Echium vulgare*, *Hypochaeris radicata*, *Jasione montana*, *Lotus corniculatus*, *Origanum vulgare*, *Raphanus* sp., *Rubus* sp., *Taraxacum* sp. et *Ulex europaeus*.

Réseau Région Wallonne + Natagora	Critère : Abondance
-----------------------------------	----------------------------

Mélange n°5 (14 plantes) : *Akebia quinata*, *Calluna vulgaris*, *Chaerophyllum temulum*, *Cirsium arvense*, *Erodium cicutarium*, *Hedera helix*, *Salix caprea*, *Silybum marianum*, *Sinapis arvensis*, *Symphytum* sp., *Taraxacum officinale*, *Taraxacum* sp. et *Viola riviniana*.

Réseau Région Wallonne + Natagora	Critère : Richesse spécifique
-----------------------------------	--------------------------------------

Mélange n°6 (14 plantes) : *Bellis perennis*, *Calluna vulgaris*, *Cirsium arvense*, *Daphne laureola*, *Galium* sp., *Heracleum sphondylium*, *Lavandula angustifolia*, *Melilotus albus*, *Monarda didyma*, *Philadelphus* sp., *Ranunculus acris*, *Rubus* sp., *Stachys byzantina* et *Taraxacum* sp. .

Parmi les mélanges élaborés se cachent des plantes qui ne sont pas appropriées dans les bandes fleuries ou les prairies fleuries. Ce sont soit des plantes cultivées qui ne fleurissent pas

la première année de culture ou des plantes arbustives. Il faut maintenant trier les mélanges et n'en sortir que les plantes potentiellement intéressantes.

Dans les mélanges composés précédemment, les plantes sélectionnées sont :

✓ Mélange n°1 : *Lamium album*, *Symphytum officinale*, *Symphytum sp.*, *Taraxacum officinale* et *Trifolium repens*.

Dans le cas du mélange n°1, il reste cinq plantes sur les neuf plantes (55%) tirées dans la base de données.

✓ Mélange n°2 : *Borago officinalis*, *Echium vulgare*, *Geranium pratense*, *Geranium pyreneicum*, *Leucanthemum vulgare*, *Stachys byzantina* et *Taraxacum officinale*.

Dans le cas du mélange n°2, il reste sept plantes sur les neuf plantes (78%) tirées dans la base de données.

✓ Mélange n°3 : *Chamerion angustifolium*, *Hieracium murorum*, *Lysimachia vulgaris*, *Reseda sp.*, *Rhinanthus sp.*, *Taraxacum officinale* et *Taraxacum sp.* .

Dans le cas du mélange n°3, il reste sept plantes sur les douze plantes (58%) tirées dans la base de données.

✓ Mélange n°4 : *Ajuga reptans*, *Daucus carota*, *Echium vulgare*, *Hypochaeris radicata*, *Jasione montana*, *Lotus corniculatus*, *Origanum vulgare*, *Taraxacum sp.* et *Ulex europaeus*.

Dans le cas du mélange n°4, il reste neuf plantes sur les douze plantes (75%) tirées dans la base de données.

✓ Mélange n°5 : *Chaerophyllum temulum*, *Cirsium arvense*, *Erodium cicutarium*, *Silybum marianum*, *Sinapis arvensis*, *Symphytum sp.*, *Taraxacum officinale*, *Taraxacum sp.* et *Viola riviniana*.

Dans le cas du mélange n°5, il reste neuf plantes sur les quatorze plantes (64%) tirées dans la base de données.

✓ Mélange n°6 : *Bellis perennis*, *Cirsium arvense*, *Galium sp.*, *Heracleum sphondylium*, *Melilotus albus*, *Monarda didyma*, *Ranunculus acris*, *Stachys byzantina* et *Taraxacum sp.* .

Dans le cas du mélange n°6, il reste neuf plantes sur les quatorze plantes (64%) tirées dans la base de données.

Dans la plupart des cas (excepté le mélange n°5 et n°6), c'est le critère de richesse spécifique qui permet d'élaborer des mélanges plus pertinents dans le cadre des bandes ou prairies fleuries. En effet, ces mélanges contiennent dès le départ une plus grande proportion des plantes vivaces.

4.4.4.4 Comparaison entre les mélanges élaborés sur base du critère de richesse spécifique et les mélanges commerciaux

Le mélange commercial M1 contient 26 plantes, le mélange commercial M2 contient 25 plantes et le mélange commercial M3 contient 36 plantes. En moyenne, les mélanges commerciaux analysés contiennent 29 plantes différentes. En comparaison, les mélanges élaborés (après sélection) contiennent en moyenne 7 à 8 plantes différentes.

- Quelles sont les plantes en commun entre les mélanges élaborés grâce à l'outil et les mélanges commerciaux ?

Tableau 9. Plantes communes aux mélanges commerciaux et aux mélanges élaborés avec l'outil sous les critères de richesse spécifique.

Mélange élaboré sur le critère RS	Mélange commerciaux	Plantes en commun
Mélange n°2 (7 plantes)	M1	4
	M2	3
	M3	2
Mélange n°4 (9 plantes)	M1	4
	M2	3
	M3	4
Mélange n°6 (9 plantes)	M1	0
	M2	0
	M3	2

A l'exception de la comparaison entre le mélange n°2 et M1 (57% de plantes communes), tous les mélanges élaborés contiennent moins de 50% d'espèces de plantes communes aux mélanges commerciaux. L'outil d'élaboration des mélanges permet donc d'implémenter des

plantes dont il existe une interaction observée avec des pollinisateurs à l'échelle locale et qui ne sont pas présentes dans les mélanges commerciaux.

- Est-ce que les mélanges élaborés ont le même intérêt pour la phénologie des pollinisateurs que les mélanges commerciaux ?

Le mélange n°2 est utilisé pour cette analyse puisqu'il se base sur le réseau construit grâce aux échantillonnages 2017. En effet, la phénologie des plantes du réseau est déjà connue et facilite le travail de comparaison.

Phénologie mélange n°2 :

Tableau 10. Phénologie mois par mois des plantes du mélange n°2.

V1	V2	V3	V4	V5	V6
Avril	Mai	Juin	Juillet	Août	Septembre

Phénologie mélange M1 :

Tableau 11. Phénologie mois par mois des plantes du mélange M1.

V1	V2	V3	V4	V5	V6	V7
Avril	Mai	Juin	Juillet	Août	Septembre	Octobre

Phénologie mélange M2 :

Tableau 12. Phénologie mois par mois des plantes du mélange M2.

V1	V2	V3	V4	V5	V6
Mai	Juin	Juillet	Août	Septembre	Octobre

Phénologie mélange M3 :

Tableau 13. Phénologie mois par mois des plantes du mélange M3.

V1	V2	V3	V4	V5	V6
Avril	Mai	Juin	Juillet	Août	Septembre

Le mélange n°2 couvre la période d'alimentation des pollinisateurs à partir du mois d'avril jusqu'au mois de septembre. Par rapport aux autres mélanges, le mélange élaboré par l'outil est très proche en terme de période de floraisons (mois d'octobre non couvert).

5. Discussion et conclusion

Les interactions qui composent un réseau évoluent au cours du temps. L'étude de la dissimilarité indique que les interactions varient au sein du réseau et sont influencées par les composants (co-occurrence et turnover). De plus, deux réseaux de compositions similaires peuvent fortement différer selon la méthode d'échantillonnage. En ce qui concerne le réseau étudié, celui-ci présente une augmentation du degré de spécialisation durant la période analysée. Enfin, l'outil d'élaboration de mélanges de plantes réalise des propositions adéquates pour les bandes ou prairies fleuries grâce au critère optimal de richesse spécifique.

5.1 Limite de l'étude

Comme tout travail de terrain qui étudie le vivant, certaines limites s'imposent dans le cadre de la présente étude.

La première limite est temporelle, l'échantillonnage s'étale de la mi-mars à la fin du mois de juin. Les relevés s'arrêtent à cette période pour respecter les modalités et les délais du mémoire. En effet, la préparation des spécimens, l'épingleage, l'identification et l'encodage prennent un temps considérable. Pour affiner la base de données obtenues, le période d'échantillonnage devrait s'étaler sur une durée plus longue (de mars à septembre). Ceci dans l'optique de capturer les espèces automnales les plus tardives.

Une deuxième limite provient des biais liés aux récolteurs. Toutes les plantes n'ont pas été identifiées jusqu'à l'espèce dans notre base de données. Ce biais est lié à l'expérience personnelle du récolteur. Certains membres de familles botaniques, comme le genre *Taraxacum* ou le genre *Brassica*, sont difficilement identifiables jusqu'à l'espèce. En conséquence, les mélanges élaborés sur base de notre réseau contiennent des informations manquantes quant à ces plantes. Il existe un autre biais lié au récolteur. Celui-ci va récolter sur le terrain toutes les abeilles qu'il observe grâce à la méthode du filet. L'effort d'échantillonnage n'est pas constant entre les récolteurs et limite les données obtenues. Cette limite dans l'effort d'échantillonnage a un impact direct sur la validité des calculs des caractéristiques des réseaux comme la connectance (Blüthgen *et al.*, 2008). Au final, et c'est une caractéristique des réseaux d'interactions, le récolteur n'obtiendra qu'une approximation du système entier et des interactions qui le caractérise.

Une autre limite provient de la méthodologie utilisée par les différents récolteurs en Région Wallonne. Tous les récolteurs se basaient sur les méthodes de capture au filet et avec les

coupelles colorées. Cependant, certains d'entre eux ne répertoriaient pas les plantes sur lesquelles ils capturaient les insectes. Ces informations auraient été utiles pour compléter le réseau d'interaction et affiner les mélanges obtenus.

Pour terminer, l'année 2017 est la première année pendant laquelle une partie des récolteurs du département d'écologie du paysage et systèmes de productions végétales ont répertorié les interactions plantes-pollinisateurs. L'analyse des mélanges de plantes à partir du réseau Natagora affiche des scores d'abondance et de richesse spécifique bien plus élevés que dans le cas de notre réseau global Région Wallonne. Ces scores sont 15x plus élevés pour l'abondance et 2x plus élevés pour la richesse spécifique. Une base de données plus fournie aurait permis d'élaborer des mélanges avec des scores plus importants. Le réseau d'interaction global Région Wallonne contient 2151 interactions observées alors que le réseau Natagora contient 61448 interactions observées. L'idéal serait donc d'accumuler les résultats de plusieurs années d'échantillonnage comme c'est le cas dans la plupart des études sur le sujet (Carvell *et al.*, 2007; Haaland, Naisbit and Bersier, 2011; Williams *et al.*, 2015).

5.2 Analyse et décomposition du réseau d'interaction global

L'analyse des réseaux d'interactions est un outil important dans l'étude des communautés et de leurs caractéristiques. Les réseaux connaissent des modifications incessantes et la structure des communautés varie spatialement et temporellement (Blüthgen *et al.*, 2008; Poisot *et al.*, 2012). Dans le cadre des aménagements du territoire, il est vital de connaître le réseau qui compose un site visé avant d'y apporter quelconques modifications (Poisot *et al.*, 2012). En effet, si l'objectif est la conservation des espèces de pollinisateurs et que le réseau est saturé de spécimens généralistes (plantes et abeilles), il n'y a aucun intérêt à intégrer des mesures conservatoires qui visent les espèces menacées. Par conséquent, l'analyse du réseau global d'interaction construit grâce à notre échantillonnage est capitale et permettra de connaître les caractéristiques clés de la communauté de pollinisateurs qui constitue le réseau.

Au vu des résultats, le réseau d'interaction global Région Wallonne et les interactions qui le constituent sont influencées par les composantes de la dissimilarité au cours du temps (mi-mars jusqu'à fin juin). Les interactions varient selon un phénomène de co-occurrence β_{OS} (variation des interactions entre espèces partagées) et selon un turnover des interactions β_{ST} (variation des interactions due à la composition en espèces). De plus, l'intensité des composantes qui font varier le réseau fluctue au cours du temps, β_{OS} occupant une place plus importante. Fait intéressant, l'étude de la dissimilarité entre deux réseaux (Région Wallonne et

Natagora) ,ayant une composition interspécifique assez proche ($\beta_S = 0,263$), montre que la méthodologie d'échantillonnage a un effet élevé sur les interactions observées au sein d'un réseau.

L'analyse de la connectance et des composantes (d' et H₂') indique une spécialisation accrue au cours du temps. Ce résultat n'est pas à interpréter comme une augmentation des espèces spécialistes dans le réseau mais plutôt comme une spécialisation des interactions entre plantes et pollinisateurs de la mi-mars à fin juin. Cependant, il serait intéressant d'ajouter aux analyses les relevés des abeilles solitaires jusqu'à fin août et de voir si cette tendance est toujours observée.

5.3 Evaluation de l'outil d'élaboration de mélanges

Des études montrent que l'augmentation de la diversité végétale augmente la richesse spécifique locale et également l'abondance des abeilles solitaires (Scheper *et al.*, 2013; Ponisio, M'Gonigle and Kremen, 2016). Dans le cadre de la conservation des pollinisateurs, une technique largement utilisée est la plantation de bandes ou prairies fleuries. L'élaboration de mélanges composant ces aménagements représente un défi agronomique et bioinformatique. Plusieurs critères sont à prendre en compte : les plantes utilisées doivent présenter une interaction observée avec les pollinisateurs locaux, les plantes doivent couvrir la phénologie de vol des pollinisateurs et fleurir en séquence le long de l'année (M'Gonigle *et al.*, 2016).

L'analyse des résultats montre que, dans le cadre des bandes fleuries, le critère de richesse spécifique est le critère optimal de sélection des plantes. En effet, les mélanges sélectionnés sur base de ce critère contiennent le plus de plantes vivaces susceptibles de figurer dans une bande fleurie. En moyenne, les mélanges élaborés contiennent 7 à 8 plantes différentes.

En comparaison avec les mélanges commerciaux, les mélanges élaborés grâce à l'outil contiennent, en moyenne, 20 plantes en moins. Par conséquent, l'utilisation de l'outil permet de réduire les coûts d'élaboration des mélanges et de diminuer le risque d'une compétition trop forte entre les plantes semées. Les mélanges élaborés amènent des plantes supplémentaires qui sont absentes des mélanges commerciaux. Pour le mélange n°2, ces plantes sont : *Geranium pratense*, *Stachys byzantina*. (Remarque : il est inutile de reprendre *Taraxacum officinale* ou *Bellis perennis* puisque ce sont des plantes omniprésentes sur tous les sites échantillonnés). Pour le mélange n°4, ces plantes sont : *Ajuga reptans*, *Hypochaeris radicata*, *Jasione montana*. Pour le mélange n°6, ces plantes sont : *Cirsium arvense*, *Melilotus albus*,

Ranunculus acris, *Stachys byzantina*. Au final, les mélanges élaborés contiennent moins de 50% d'espèces communes aux mélanges commerciaux. Cet outil permet d'apporter dans les mélanges des plantes supplémentaires qui ont une interaction avérée avec des pollinisateurs locaux. Pour terminer, le mélange n°2 (élaboré sur base du réseau global d'interaction et du critère richesse spécifique) couvre la période de vol et d'alimentation des pollinisateurs à partir du mois d'avril jusqu'au mois de septembre. Les périodes de floraison du mélange élaboré sont proches des périodes couvertes par les mélanges commerciaux.

5.4 Suggestions et perspectives

L'outil d'élaboration des mélanges de plantes a été utilisé dans le cadre de la conservation des pollinisateurs pour les bandes fleuries. Une fois les mélanges élaborés, ceux-ci ont été filtrés pour ne garder que les plantes les plus appropriées aux bandes fleuries (plante vivaces). A l'avenir, il serait utile de sélectionner directement les plantes vivaces dans le réseau d'interaction pour que l'outil élabore des mélanges utilisables sans avoir à les filtrer. L'outil d'élaboration des mélanges peut être utilisé pour répondre à d'autres objectifs. Dans le cadre de l'aménagement d'un site naturel ou agricole, l'outil est à même de fournir des mélanges de plantes pour la création de haies fleuries comprenant des espèces arbustives. Dans ce cas précis, l'utilisation pourrait sélectionner uniquement les plantes arbustives dans le réseau d'interaction pour obtenir le mélange souhaité. Dans un tout autre contexte, l'outil d'élaboration des plantes peut servir à sélectionner des mélanges adéquats pour promouvoir les meilleurs pollinisateurs spécifiques à certaines cultures maraîchères.

5.5 Conclusion

Ce mémoire a souligné l'intérêt de l'outil d'élaboration des mélanges de plantes tiré et amélioré de l'étude de M'Gonigle et al. (2016). Cet outil permet d'élaborer des mélanges cohérents et exploitables. Ces mélanges contiennent des plantes plus spécifiques que les mélanges commerciaux et répondent aux besoins phénologiques des abeilles solitaires. L'enjeu pour les abeilles sauvages est de pouvoir trouver suffisamment de ressources alimentaires tout au long de leur cycle de vie (Winfree, 2010; Nicholls & Altieri, 2013). Dans le futur, il serait intéressant de tester ces mélanges sur le terrain et d'observer leurs effets sur l'abondance et la richesse spécifique des pollinisateurs.

Bibliographie

Abrol, D. P. (2012). *Pollination Biology: Biodiversity Conservation and Agricultural Production*. Dordrecht : Springer. 792p.

Albrecht, M., Duelli, P., Müller, C., Kleijn, D. and Schmid, B. (2007). The Swiss agri-environment scheme enhances pollinator diversity and plant reproductive success in nearby intensively managed farmland, *Journal of Applied Ecology*, **44**(4), pp. 813–822.

Balzan, M. V., Bocci, G. and Moonen, A. C. (2014). Augmenting flower trait diversity in wildflower strips to optimise the conservation of arthropod functional groups for multiple agroecosystem services, *Journal of Insect Conservation*, **18**(4), pp. 713–728.

Barbir, J., Badenes-Pérez, F. R., Fernández-Quintanilla, C. and Dorado, J. (2015). The attractiveness of flowering herbaceous plants to bees (Hymenoptera: Apoidea) and hoverflies (Diptera: Syrphidae) in agro-ecosystems of Central Spain, *Agricultural and Forest Entomology*, **17**(1), pp. 20–28.

Beckett, S. J. (2016). Improved community detection in weighted bipartite networks, *Royal society open science*, **3**:140536.

Biesmeijer, J. C., Roberts, S. P. M., Reemer, M., Ohlemüller, R., Edwards, M., Peeters, T., Schaffers, A. P., Potts, S. G., Kleukers, R., Thomas, C. D., Settele, J. and Kunin, W. E. (2006). Parallel Declines in Pollinators and Insect-Pollinated Plants in Britain and the Netherlands, *Science*, **313**(5785), pp. 351–354.

Blitzer, E. J., Gibbs, J., Park, M. G. and Danforth, B. N. (2016). Pollination services for apple are dependent on diverse wild bee communities, *Agriculture, Ecosystems and Environment*, **221**, pp. 1–7.

Blüthgen, N., Menzel, F. and Blüthgen, N. (2006). Measuring specialization in species interaction networks, *BMC ecology*, **6**(1), p. 9.

Blüthgen, N., Menzel, F., Hovestadt, T., Fiala, B. and Blüthgen, N. (2007). Specialization, Constraints, and Conflicting Interests in Mutualistic Networks, *Current Biology*, **17**(4), pp. 341–346.

Blüthgen, N., Fründ, J., Vázquez, D. P., Menzel, F. (2008). What Do Interaction Network Metrics Tell Us about Specialization and Biological Traits, *Ecological Society of America*, **89**(12), pp. 3387–3399.

Buccella, I., Brahy, V., Bellayachi, A., Duchene, M., Genereux, C., Guissard, V., Maes, E., Renard, V., Thiry, V., Doyen, B. and Legast, S. (2014). Les indicateurs clés de l'environnement Wallon 2014, *Indicateurs européens associés*, p. 164.

Carstensen, D. W., Sabatino, M., Trøjelsgaard, K. and Morellato, L. P. C. (2014). Beta diversity of plant-pollinator networks and the spatial turnover of pairwise interactions, *PLoS ONE*, **9**(11).

Carvell, C., Meek, W. R., Pywell, R. F., Goulson, D. and Nowakowski, M. (2007). Comparing the efficacy of agri-environment schemes to enhance bumble bee abundance and diversity on arable field margins, *Journal of Applied Ecology*, **44**(1), pp. 29–40.

- Cresswell, J. E.** (2011). A meta-analysis of experiments testing the effects of a neonicotinoid insecticide (imidacloprid) on honey bees, *Ecotoxicology*, **20**(1), pp. 149–157.
- Danforth, B. N., Cardinal, S., Praz, C., Almeida, E. a. B. and Michez, D.** (2013). The Impact of Molecular Data on Our Understanding of Bee Phylogeny and Evolution, *Annual Review of Entomology*, **58**(1), p. 57-78.
- Dormann, C. F., Frund, J., Bluthgen, N. and Gruber, B.** (2009). Indices, Graphs and Null Models: Analyzing Bipartite Ecological Networks, *The Open Ecology Journal*, **2**(1), pp. 7–24.
- Dötterl, S. and Vereecken, N. J.** (2010). The chemical ecology and evolution of bee–flower interactions: a review and perspectives, *Canadian Journal of Zoology*, **88**(7), pp. 668–697.
- Duelli, P. and Obrist, M. K.** (2003). Regional biodiversity in an agricultural landscape: the contribution of seminatural habitat islands, *Basic and Applied Ecology*, **4**(2), pp. 129–138.
- Fabrice, R. and Le Féon, V.** (2016). Le tumultueux mariage entre abeilles et agriculture, *Openfield*, **7**, pp. 1–14.
- Feltham, H., Park, K., Minderman, J. and Goulson, D.** (2015). Experimental evidence that wildflower strips increase pollinator visits to crops, *Ecology and Evolution*, **5**(16), pp. 3523–3530.
- Fijen, T. P. M. and Kleijn, D.** (2017). How to efficiently obtain accurate estimates of flower visitation rates by pollinators, *Basic and Applied Ecology*, pp. 1–8.
- Formato, G., Comini, a., Giacomelli, a., Ermenegildi, a., Zilli, R. and Davis, I.** (2010). Veterinary care of honey bees in the UK, *In Practice*, **32**(9), pp. 418–425.
- Gallai, N., Salles, J. M., Settele, J. and Vaissière, B. E.** (2009). Economic valuation of the vulnerability of world agriculture confronted with pollinator decline, *Ecological Economics*, **68**(3), pp. 810–821.
- Garibaldi et al.,**(2011). Stability of pollination services decreases with isolation from natural areas despite honey bee visits, *Ecology Letters*, **14**(10), pp.1062–1072.
- Geroff, R. K., Gibbs, J. and Mccravy, K. W.** (2014). Assessing bee (Hymenoptera : Apoidea) diversity of an Illinois restored tallgrass prairie : methodology and conservation considerations, *Journal of Insect Conservation*, **18**, pp. 951–964.
- Geslin, B., Gauzens, B., Baude, M., Dajoz, I., Fontaine, C., Henry, M., Ropars, L., Rollin, O., Thébault, E. and Vereecken, N. J.** (2017) Massively Introduced Managed Species and Their Consequences for Plant–Pollinator Interactions, *Advances in Ecological Research*, **57**, pp. 147-199.
- Gezon, Z. J., Wyman, E. S., Ascher, J. S., Inouye, D. W. and Irwin, R. E.** (2015). The effect of repeated , lethal sampling on wild bee abundance and diversity, *Methods in Ecology and Evolution*, **6**, pp.1044–1054.
- Gill, R. J., Ramos-Rodriguez, O. and Raine, N. E.** (2012). Combined pesticide exposure severely affects individual- and colony-level traits in bees, *Nature*, **491**(7422), pp.105–8.

- Haaland, C., Naisbit, R. E. and Bersier, L. F.** (2011). Sown wildflower strips for insect conservation: A review, *Insect Conservation and Diversity*, **4**(1), pp. 60–80.
- Heneberg, P. and Bogusch, P.** (2014). To enrich or not to enrich ? Are there any benefits of using multiple colors of pan traps when sampling aculeate Hymenoptera ?, *Journal of Insect Conservation*, **18**, pp. 1123–1136.
- Henry, M., Béguin, M., Requier, F., Rollin, O., Odoux, J., Aupinel, P., Aptel, J., Tchamitchian, S. and Decourtye, A.** (2012). A common pesticide decreases foraging success and survival in Honey Bees, *Science*, **336**, pp. 3–5.
- Holzschuh, A., Dormann, C. F., Tschardt, T. and Steffan-Dewenter, I.** (2013). Mass-flowering crops enhance wild bee abundance, *Oecologia*, **172**(2), pp. 477–484.
- Klein, A.-M., Vaissière, B. E., Cane, J. H., Steffan-Dewenter, I., Cunningham, S. A., Kremen, C. and Tschardt, T.** (2007). Importance of pollinators in changing landscapes for world crops, *Proceedings of The Royal Society B*, **274**(1608), pp. 66, 95–96, 191.
- M'Gonigle, L. K., Williams, N. M., Lonsdorf, E. and Kremen, C.** (2016). A Tool for Selecting Plants When Restoring Habitat for Pollinators, *Conservation Letters*, **0**(0), pp. 1–7.
- Menz, M. H. M., Phillips, R. D., Winfree, R., Kremen, C., Aizen, M. A., Johnson, S. D. and Dixon, K. W.** (2011). Reconnecting plants and pollinators: Challenges in the restoration of pollination mutualisms, *Trends in Plant Science*, **16**(1), pp.4–12.
- Montoya, J. M. and Yvon-Durocher, G.** (2007). Ecological Networks: Information Theory Meets Darwin's Entangled Bank, *Current Biology*, **17**(4), pp.128–130.
- Moroń, D., Grześ, I. M., Skórka, P., Szentgyörgyi, H., Laskowski, R., Potts, S. G. and Woyciechowski, M.** (2012). Abundance and diversity of wild bees along gradients of heavy metal pollution, *Journal of Applied Ecology*, **49**(1), pp. 118–125.
- Morris, R. J., Lewis, O. T. and Godfray, H. C. J.** (2005). Apparent competition and insect community structure: towards a spatial perspective, *Finnish zoological and botanical publishing*, **42**, pp. 449–462.
- Nicholls, C. I. and Altieri, M. A.** (2013). Plant biodiversity enhances bees and other insect pollinators in agroecosystems. A review, *Agronomy for Sustainable Development*, **33**(2), pp. 257–274.
- Nielsen, A., Steffan-Dewenter, I., Westphal, C., Messinger, O., Potts, S. G., Roberts, S. P. M., Settele, J., Szentgyörgyi, H., Vaissière, B. E., Vaitis, M., Woyciechowski, M., Bazos, I., Biesmeijer, J. C., Bommarco, R., Kunin, W. E., Tscheulin, T., Lamborn, E. and Petanidou, T.** (2011). Assessing bee species richness in two Mediterranean communities: Importance of habitat type and sampling techniques, *Ecological Research*, **26**(5), pp. 969–983.
- Nieto et al.**, (2014). European Red List of Bees, Luxembourg: Publication Office of the European Union, *Luxembourg: Publications Office of the European Union*, pp.1-96.
- Ollerton, J., Winfree, R. and Tarrant, S.** (2011). How many flowering plants are pollinated by animals?, *Oikos*, **120**(3), pp. 321–326.

Pfiffner, L. and Müller, A. (2016) Abeilles sauvages et pollinisation, *FIBL, Faits et chiffres*, pp. 1-8.

Poisot, T., Canard, E., Mouillot, D., Mouquet, N. and Gravel, D. (2012). The dissimilarity of species interaction networks, *Ecology Letters*, **15**(12), pp. 1353–1361.

Ponisio, L. C., M’Gonigle, L. K. and Kremen, C. (2016). On-farm habitat restoration counters biotic homogenization in intensively managed agriculture, *Global Change Biology*, **22**(2), pp. 704–715.

Potts, S. G., Biesmeijer, J. C., Kremen, C., Neumann, P., Schweiger, O. and Kunin, W. E. (2010). Global pollinator declines: trends, impacts and drivers, *Trends in ecology & evolution*, **25**(6), pp. 345–53.

Potts, S. G., Imperatriz-fonseca, V., Ngo, H. T., Aizen, M. A., Biesmeijer, J. C. and Breeze, T. D. (2016). Safeguarding pollinators and their values to human well-being, *Nature*, pp. 1–10.

Rader et al., (2016). Non-bee insects are important contributors to global crop pollination, *Proceedings of the National Academy of Sciences*, **113**(1), pp. 146-151.

Ramade, F. (2009) *Elements d’écologie- ecologie fondamentale*. Dunod, Paris.

Roulston, T. H., Smith, S. A. and Brewster, A. L. (2007). A Comparison of Pan Trap and Intensive Net Sampling Techniques for Documenting a Bee (Hymenoptera: Apiformes) Fauna, *Journal of the Kansas Entomological Society*, **80**(2), pp. 179–181.

Rundlöf, M., Andersson, G. K. S., Bommarco, R., Fries, I., Hederström, V., Herbertsson, L., Jonsson, O., Klatt, B. K., Pedersen, T. R., Yourstone, J. and Smith, H. G. (2015). Seed coating with a neonicotinoid insecticide negatively affects wild bees, *Nature*, **521**, pp. 77–80.

Schenk, M., Krauss, J. and Holzschuh, A. (2017). Desynchronizations in bee-plant interactions cause severe fitness losses in solitary bees, *Journal of Animal Ecology*, pp. 1–10.

Scheper, J., Holzschuh, A., Kuussaari, M., Potts, S. G., Rundlöf, M., Smith, H. G. and Kleijn, D. (2013). Environmental factors driving the effectiveness of European agri-environmental measures in mitigating pollinator loss - a meta-analysis, *Ecology Letters*, **16**(7), pp. 912–920.

Taki, H. and Kevan, P. G. (2007). Does habitat loss affect the communities of plants and insects equally in plant-pollinator interactions? Preliminary findings, *Biodiversity and Conservation*, **16**(11), pp. 3147–3161.

Terzo, M. and Rasmont, P. (2007). Abeilles sauvages, bourdons et autres insectes pollinisateurs, *Les livrets de l’agriculture (n°14)*, pp. 1-64.

Tylianakis, J. M., Laliberté, E., Nielsen, A. and Bascompte, J. (2010). Conservation of species interaction networks, *Biological Conservation*, **143**(10), pp.2270–2279.

Vanbergen, A. J. and Garratt, M. P. (2013). Threats to an ecosystem service: Pressures on pollinators, *Frontiers in Ecology and the Environment*, **11**(5), pp.251–259.

Vereecken, N. J. (2017). *Découvrir et protéger nos abeilles sauvages*. Bordeaux, Ed. Glénat. 191p.

Vos, C. C., Grashof-Bokdam, C. J. and Opdam, P. F. M. (2014). Biodiversity and ecosystem services : does species diversity enhance effectiveness and reliability ?, *Statutory Research Tasks Unit for Nature & the Environment*, pp.1-68.

Waser, N. M. and Ollerton, J. (2006). *Plant-pollinator interactions : from specialization to generalization*. University of Chicago.

Westphal, C., Bommarco, R., Carré, G., Lamborn, E., Petanidou, T., Potts, S. G., Roberts, S. P. M., Tscheulin, T., Vaissière, B. E., Woyciechowski, M., Jacobus, C., Westphal, C., Bommarco, R., Carr, G., Lamborn, E., Morison, N., Vaissi, B. E., Woyciechowski, M., Biesmeijer, J. C., Kunin, W. E. and Settele, J. (2008). Measuring Bee Diversity in Different European Habitats and Biogeographical Regions, *Ecological Monographs*, **78**(4), pp. 653–671.

Whitehorn, P. R., O’connor, S., Wackers, F. L. and Goulson, D. (2012). Neonicotinoid Pesticide Reduces Bumble Bee Colony Growth and Queen Production, *Science*, **336**(6079), pp. 351–352.

Williams, N. M., Crone, E. E., Roulston, T. H., Minckley, R. L., Packer, L. and Potts, S. G. (2010). Ecological and life-history traits predict bee species responses to environmental disturbances, *Biological Conservation*, **143**(10), pp. 2280–2291.

Williams, N. M., Regetz, J. and Kremen, C. (2012). Landscape-scale resources promote colony growth but not reproductive performance of bumble bees, *Ecological Society of America*, **93**(5), pp. 1049–1058.

Williams, N. M., Ward, K. L., Pope, N., Isaacs, R., Wilson, J., May, E. A., Ellis, J., Daniels, J., Pence, A., Ullmann, K. and Peters, J. (2015). Native wildflower plantings support wild bee abundance and diversity in agricultural landscapes across the United States, *Ecological Applications*, **25**(8), pp. 2119–2131.

Winfree, R. (2010). The conservation and restoration of wild bees, *Annals of the New York Academy of Sciences*, **1195**, pp. 169–197.

Wratten, S. D., Gillespie, M., Decourtye, A., Mader, E. and Desneux, N. (2012). Pollinator habitat enhancement: Benefits to other ecosystem services, *Agriculture, Ecosystems and Environment*, **159**, pp. 112–122.

Sites internet :

Natagriwal : <https://www.natagriwal.be/fr/mesures-agro-environnementales/en-quelques-mots>] - Consulté le 28/07/2017.

Mélanges commerciaux. M1 : <http://www.ecosem.be/fr/products.php?id=374>, consulté le 20/07/2017. M2 : <http://www.ecosem.be/fr/products.php?id=159>, consulté le 21/07/2017. M3 : <http://www.ecoflora.be/FR/melangesdevivacespourprairiesfleuriessansgraminees>, consulté le 20/07/2017.

Annexes

1. Photos des sites échantillonnés par l'étudiant

A) Les prairies de Chisebais



Figure 25. Prairies de Chisebais (entrée du site) le 26/03/2017 (source personnelle).



Figure 26. Prairies de Chisebais le 10/05/2017 (source personnelle).

B) La ferme du Gasi



Figure 27. La ferme du Gasi le 09 Avril 2017 (source personnelle).



Figure 28. La ferme du Gasi le 09 Avril 2017 (source personnelle).

C) Les jardins de Dounia



Figure 29. Les jardins de Dounia le 16 Mai (source personnelle).



Figure 30. Les jardins de Dounia le 18 Juin (source personnelle).

D) Tomate chérie



Figure 31. Tomate chérie le 9 Mai (source personnelle).



Figure 32. Tomate chérie le 30 Mai (source personnelle).

2. Liste des plantes du réseau d'interactions global

Tableau 14. Liste des noms latins (genre et espèce) des plantes du réseau d'interactions global et leurs annotations.

Annotation	Nom latin
Aco_nap	<i>Aconitum napellus</i>
Act_chi	<i>Actinidia chinensis</i>
Ae_cyna	<i>Aethusa cynapium</i>
A_reptan	<i>Ajuga reptans</i>
Ake_qui	<i>Akebia quinata</i>
Al_porr	<i>Allium porrum</i>
Al_scho	<i>Allium schoenoprasum</i>
Ant_cer	<i>Anthriscus cerefolium</i>
Api_gra	<i>Apium graveolens</i>
Aqu_vul	<i>Aquilegia vulgaris</i>
Arn_min	<i>Arnoseric minima</i>
Bel_per	<i>Bellis perennis</i>
Bor_off	<i>Borago officinalis</i>
Bra_nap	<i>Brassica napus</i>
Bra_ole	<i>Brassica oleracea</i>
Bra_rap	<i>Brassica rapa</i>
Bra_sp.	<i>Brassica sp.</i>
Bryo_di	<i>Bryonia dioica</i>
Bud_dav	<i>Buddleja davidii</i>
C_bu-pa	<i>Capsella bursa-pastoris</i>
Card_hi	<i>Cardamine hirsuta</i>
Cea_arb	<i>Ceanothus arboreus</i>
Cent_cy	<i>Centaurea cyanus</i>
Cent_ja	<i>Centaurea jacea</i>
Cent_mo	<i>Centaurea montana</i>
Cent_sp	<i>Centaurea sp.</i>
Cer_fon	<i>Cerastium fontanum</i>
Cer_glo	<i>Cerastium glomeratum</i>
Che_maj	<i>Chelidonium majus</i>
Cir_arv	<i>Cirsium arvense</i>
Con_arv	<i>Convolvulus arvensis</i>
Cra_mon	<i>Crataegus monogyna</i>
Cra_sp.	<i>Crataegus sp.</i>
Cuc_sp.	<i>Cucurbita sp.</i>
Cy_oblo	<i>Cydonia oblonga</i>
Cyt_sco	<i>Cytisus scoparius</i>
Cyt_sp.	<i>Cytisus sp.</i>
Dig_pur	<i>Digitalis purpurea</i>
Dip_ten	<i>Diplotaxis tenuifolia</i>
Ech_vul	<i>Echium vulgare</i>
Epi_ang	<i>Epilobium angustifolium</i>
Eru_sat	<i>Eruca sativa</i>
Esc_cal	<i>Eschscholzia californica</i>
Fil_ulm	<i>Filipendula ulmaria</i>

For_sp.	<i>Forsythia sp.</i>
Fra_mos	<i>Fragaria moschata</i>
Fra_sp	<i>Fragaria sp.</i>
Fum_off	<i>Fumaria officinalis</i>
Ger_pra	<i>Geranium pratense</i>
Ger_pyr	<i>Geranium pyraneicum</i>
Ger_rot	<i>Geranium rotundifolium</i>
Gle_hed	<i>Glechoma hederacea</i>
Ham_sp.	<i>Hamamelis sp.</i>
Her_sph	<i>Heracleum sphondylium</i>
Hyp_cal	<i>Hypericum calycinum</i>
Hyp_rad	<i>Hypochaeris radicata</i>
Lab_ana	<i>Laburnum anagyroides</i>
Lam_alb	<i>Lamium album</i>
Lam_mac	<i>Lamium maculatum</i>
Lam_pur	<i>Lamium purpureum</i>
Lat_pra	<i>Lathyrus pratensis</i>
Lav_ang	<i>Lavandula angustifolia</i>
Leu_vul	<i>Leucanthemum vulgare</i>
Lig_sp.	<i>Ligustrum sp.</i>
Lot_cor	<i>Lotus corniculatus</i>
Lun_ann	<i>Lunaria annua</i>
Lup_rus	<i>Lupinus russellii</i>
Lys_vul	<i>Lysimachia vulgaris</i>
Mal_dom	<i>Malus domestica</i>
Mal_sp.	<i>Malus sp.</i>
Malv_al	<i>Malva alcea</i>
Malv_mo	<i>Malva moschata</i>
Malv_ne	<i>Malva neglecta</i>
Mat_rec	<i>Matricaria recutita</i>
Med_pol	<i>Medicago polymorpha</i>
Mor_sp.	<i>Morus sp.</i>
Nar_pse	<i>Narcissus pseudonarcissus</i>
Oen_lac	<i>Oenanthe lachenalii</i>
Ono_vic	<i>Onobrychis viciifolia</i>
Ori_vul	<i>Origanum vulgare</i>
Pap_rho	<i>Papaver rhoeas</i>
Pha_tan	<i>Phacelia tanacetifolia</i>
Pla_lan	<i>Plantago lanceolata</i>
Pop_nig	<i>Populus nigra</i>
Pot_sp.	<i>Potentilla sp.</i>
Pri_vul	<i>Primula vulgaris</i>
Pru_avi	<i>Prunus avium</i>
Pru_cer	<i>Prunus cerasus</i>
Pru_dom	<i>Prunus domestica</i>
Pru_sp.	<i>Prunus sp.</i>
Pru_spi	<i>Prunus spinosa</i>
Pul_aff	<i>Pulmanaria affinis</i>

Pyr_com	<i>Pyrus communis</i>
Ran_acr	<i>Ranunculus acris</i>
Ran_arv	<i>Ranunculus arvensis</i>
Ran_fic	<i>Ranunculus ficaria</i>
Ran_rep	<i>Ranunculus repens</i>
Ran_sp.	<i>Ranunculus sp.</i>
Rhe_sp.	<i>Rheum sp.</i>
Rho_jap	<i>Rhodendron japonica</i>
Rib_rub	<i>Ribes rubrum</i>
Rib_san	<i>Ribes sanguineum</i>
Rib_sp.	<i>Ribes sp.</i>
Ros_can	<i>Rosa canina</i>
Ros_off	<i>Rosmarinus officinalis</i>
Rub_fru	<i>Rubus fruticosus</i>
Rub_ida	<i>Rubus idaeus</i>
Sal_cap	<i>Salix caprea</i>
Sal_sp.	<i>Salix sp.</i>
Sal_off	<i>Salvia officinalis</i>
Sal_scl	<i>Salvia sclarea</i>
Sam_nig	<i>Sambucus nigra</i>
Sed_ref	<i>Sedum reflexum</i>
Sen_ina	<i>Senecio inaequidens</i>
Sen_vul	<i>Senecio vulgaris</i>
Sin_arv	<i>Sinapis arvensis</i>
Sta_byz	<i>Stachys byzantina</i>
Sta_ger	<i>Stachys germanica</i>
Sym_asp	<i>Symphytum asperum</i>
Sym_azu	<i>Symphytum azureum</i>
Sym_off	<i>Symphytum officinale</i>
Symp_sp	<i>Symphytum sp.</i>
Tan_par	<i>Tanacetum parthenium</i>
Tar_off	<i>Taraxacum officinale</i>
Tar_sp.	<i>Taraxacum sp.</i>
Til_cor	<i>Tilia cordata</i>
Trif_pr	<i>Trifolium pratense</i>
Trif_re	<i>Trifolium repens</i>
Tro_maj	<i>Tropaeolum majus</i>
Val_sp.	<i>Valeriana sp.</i>
Ver_arv	<i>Veronica arvensis</i>
Ver_aus	<i>Veronica austriaca</i>
Ver_spi	<i>Veronica spicata</i>
Vib_opu	<i>Viburnum opulus</i>
Vic_fab	<i>Vicia faba</i>
Vic_sat	<i>Vicia sativa</i>
Vic_sep	<i>Vicia sepium</i>

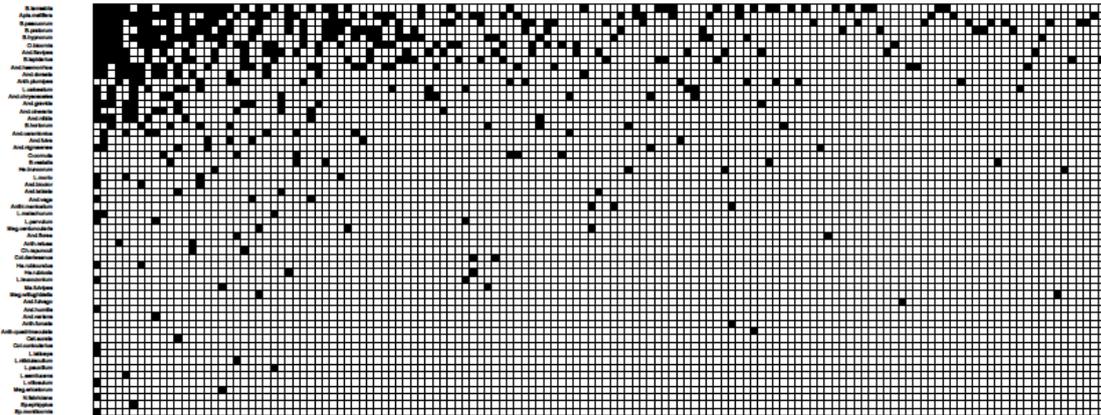


Figure 34. Matrice d'interaction pour toute la durée des échantillonnages.

4. Liste des espèces d'abeilles du réseau d'interactions global

Tableau 15. Liste des noms latins (genre et espèce) des abeilles solitaires du réseau d'interactions global.

Annotation	Nom latin
And_bicolor	<i>Andrena bicolor</i>
And_cararantonica	<i>Andrena carantonica</i>
And_chrysoseceles	<i>Andrena chrysoseceles</i>
And_cineraria	<i>Andrena cineraria</i>
And_dorsata	<i>Andrena dorsata</i>
And_flavipes	<i>Andrena flavipes</i>
And_florea	<i>Andrena florea</i>
And_fulva	<i>Andrena fulva</i>
And_gravida	<i>Andrena gravida</i>
And_haemorrhhoa	<i>Andrena haemorrhhoa</i>
And_humilis	<i>Andrena humilis</i>
And_labiata	<i>Andrena labiata</i>
And_nigroaena	<i>Andrena nigroaena</i>
And_nitida	<i>Andrena nitida</i>
And_vaga	<i>Andrena vaga</i>
And_varians	<i>Andrena varians</i>
Anth_furcata	<i>Anthophora furcata</i>
Anth_plumipes	<i>Anthophora plumipes</i>
Anth_quadrimaculata	<i>Anthophora quadrimaculata</i>
Anth_retusa	<i>Anthophora retusa</i>
Anthi_manicatuù	<i>Anthidium manicatum</i>

Apis_mellifera	<i>Apis mellifera</i>
B_hortorum	<i>Bombus hortorum</i>
B_hypnorum	<i>Bombus hypnorum</i>
B_lapidarius	<i>Bombus lapidarius</i>
B_pascuorum	<i>Bombus pascuorum</i>
B_pratorum	<i>Bombus pratorum</i>
B_terrestris	<i>Bombus terrestris</i>
B_vestalis	<i>Bombus vestalis</i>
Ch_rapunculi	<i>Chelostoma rapunculi</i>
Col_cunicularius	<i>Colletes cunicularius</i>
Col_daviesanus	<i>Colletes daviesanus</i>
Ha_rubicundus	<i>Halictus rubicundus</i>
He_rubicola	<i>Heriades rubicola</i>
He_truncorum	<i>Heriades truncorum</i>
L_calceatum	<i>Lasioglossum calceatum</i>
L_laticeps	<i>Lasioglossum laticeps</i>
L_leucozonium	<i>Lasioglossum leucozonium</i>
L_malachurum	<i>Lasioglossum malachurum</i>
L_mori	<i>Lasioglossum morio</i>
L_nitidiscullum	<i>Lasioglossum nitidiscullum</i>
L_parvulum	<i>Lasioglossum parvulum</i>
L_pauxillum	<i>Lasioglossum pauxillum</i>
L_semilucens	<i>Lasioglossum semilucens</i>
L_villosulum	<i>Lasioglossum villosulum</i>
Ma_fulvipes	<i>Macropis fulvipes</i>
Meg_centuncularis	<i>Megachile centuncularis</i>
Meg_ericetorum	<i>Megachile ericetorum</i>
Meg_willughbiella	<i>Megachile willughbiella</i>
N_fabriciana	<i>Nomada fabriciana</i>
O_bicornis	<i>Osmia bicornis</i>
O_cornuta	<i>Osmia cornuta</i>
Sp_epheppius	<i>Sphecodes ephippius</i>
Sp_monilicornis	<i>Sphecodes monilicornis</i>

5. Visualisation de la comparaison entre deux réseaux d'interactions

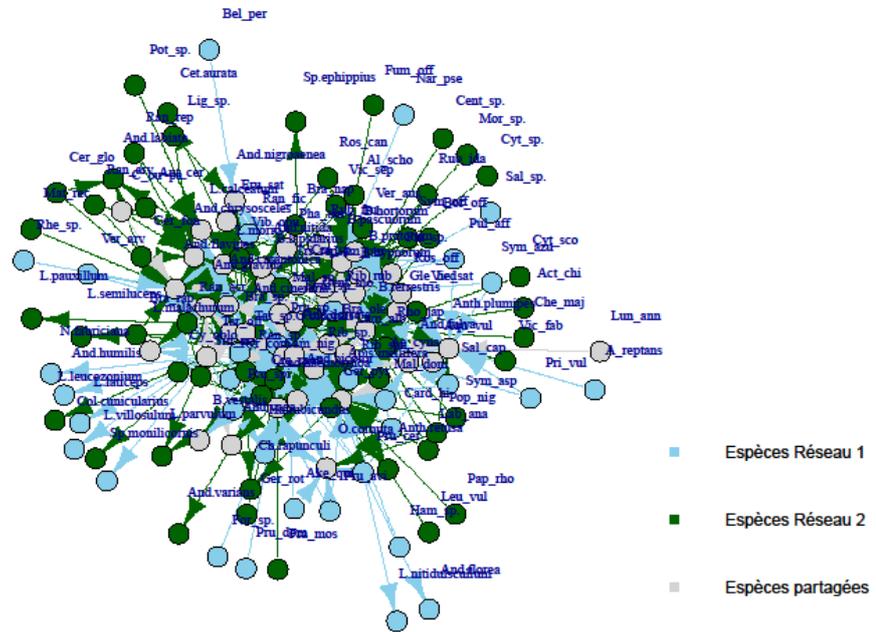


Figure 35. Comparaison des réseaux d'interactions Mars/Avril et Mai.

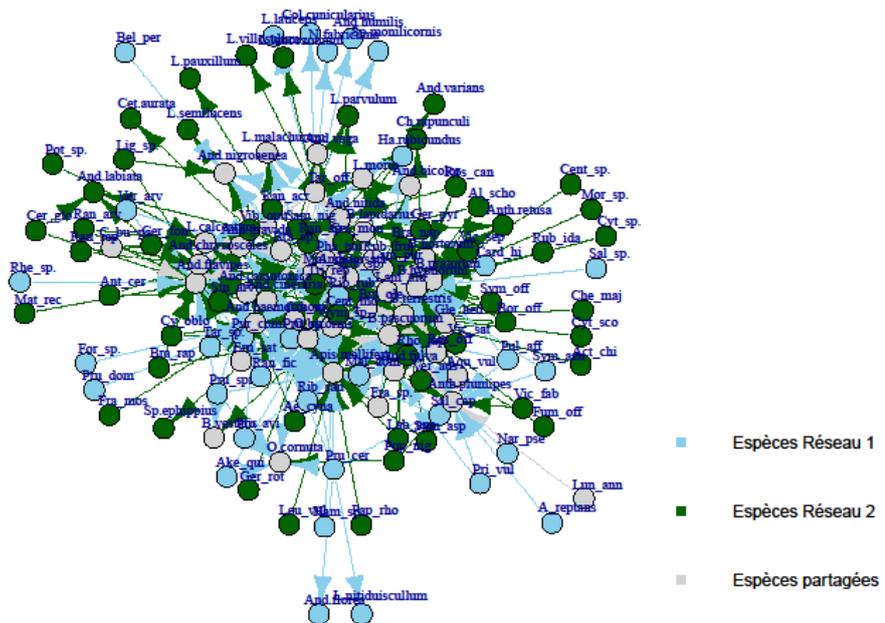


Figure 36. Comparaison des réseaux Mai et Juin.

6. Mélanges floraux commerciaux

- Mélange M1 " fleurs mellifères " Ecosem :

Lotus corniculatus, Onobrychis viciifolia, Centaurea thuillieri, Cichorium intybus, Clinopodium vulgare, Daucus carota, Dipsacus fullonum, Echinops sphaerocephalus, Echium vulgare, Foeniculum vulgare, Geranium pyrenaicum, Leontodon hispidus, Leucanthemum vulgare, Malva moschata, Origanum vulgare, Prunella vulgaris, Reseda luteola, Silene latifolia alba, Silene vulgaris, Silybum marianum, Verbascum nigrum, Agrostemma githago, Borago officinalis, Centaurea cyanus, Glebionis segetum, Papaver rhoeas.
(<http://www.ecosem.be/fr/products.php?id=374>).

- Mélange M2 « accueil auxiliaires » Ecosem :

Achillea millefolium, Campanula rapunculoïdes, Centaurea thuillieri, Cichorium intybus, Coriandrum sativum, Daucus carota, Echium vulgare, Foeniculum vulgare, Geranium pyrenaicum, Leontodon hispidus, Leucanthemum vulgare, Lychnis flos-cuculi, Malva moschata, Malva sylvestris, Origanum vulgare, Reseda luteola, Silene latifolia alba, Silene vulgaris, Tragopogon pratensis, Verbascum thapsus, Agrostemma githago, Centaurea cyanus, Glebionis segetum, Matricaria recutita, Papaver rhoeas.
(<http://www.ecosem.be/fr/products.php?id=159>).

- Mélange M3 Ecoflora B9. Abeilles et papillons :

Achillea millefolium, Agrimonia eupatoria, Barbarea vulgaris, Campanula rotundifolia, Centaurea cyanus, Centaurea jacea, Daucus carota, Echium vulgare, Galium mollugo, Galium verum, Heracleum sphondylium, Hypericum perforatum, Hypochaeris radicata, Knautia arvensis, Leontodon autumnalis, Leucanthemum vulgare, Linaria vulgaris, Lotus corniculatus, Malva moschata, Papaver dubium, Pastinaca sativa, Pimpinella saxifraga, Prunella vulgaris, Saponaria officinalis, Scrophularia nodosa, Silene dioica, Silene latifolia, alba, Silene vulgaris, Stachys sylvatica, Tanacetum vulgare, Thymus pulegioides, Torilis japonica, Tragopogon pratensis, Verbascum nigrum, Veronica officinalis, Vicia cracca, Viola arvensis.

(<http://www.ecoflora.be/FR/melangesdevivacespourprairiesfleuriessansgraminees>).