
Contribution au suivi de la biodiversité pluriannuelle des pollinisateurs et évaluation du service de pollinisation au sein de quatre micro-habitats situés en exploitation agricole agro-écologique

Auteur : Calderan, Alix

Promoteur(s) : Francis, Frédéric; Serteyn, Laurent

Faculté : Gembloux Agro-Bio Tech (GxABT)

Diplôme : Master en bioingénieur : sciences agronomiques, à finalité spécialisée

Année académique : 2017-2018

URI/URL : <http://hdl.handle.net/2268.2/5152>

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.

**CONTRIBUTION AU SUIVI DE LA BIODIVERSITÉ
PLURIANNUELLE DES POLLINISATEURS ET
ÉVALUATION DU SERVICE DE POLLINISATION AU SEIN
DE QUATRE MICRO-HABITATS SITUÉS EN
EXPLOITATION AGRICOLE AGRO-ÉCOLOGIQUE
FERME DE FROIDEFONTAINE, BELGIQUE**

CALDERAN ALIX

**TRAVAIL DE FIN D'ÉTUDES PRÉSENTÉ EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLÔME DE MASTER
BIOINGÉNIEUR EN SCIENCES AGRONOMIQUES**

ANNÉE ACADÉMIQUE 2017-2018

CO-PROMOTEURS: FRANCIS FREDERIC ET SERTEYN LAURENT

Toute reproduction du présent document, par quelque procédé que ce soit, ne peut être réalisée qu'avec l'autorisation de l'auteur et de l'autorité académique de Gembloux Agro-Bio Tech.

Le présent document n'engage que son auteur.

**CONTRIBUTION AU SUIVI DE LA BIODIVERSITÉ
PLURIANNUELLE DES POLLINISATEURS ET
ÉVALUATION DU SERVICE DE POLLINISATION AU SEIN
DE QUATRE MICRO-HABITATS SITUÉS EN
EXPLOITATION AGRICOLE AGRO-ÉCOLOGIQUE
FERME DE FROIDFONTAINE, BELGIQUE**

CALDERAN ALIX

**TRAVAIL DE FIN D'ÉTUDES PRÉSENTÉ EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLÔME DE MASTER
BIOINGÉNIEUR EN SCIENCES AGRONOMIQUES**

ANNÉE ACADÉMIQUE 2017-2018

CO-PROMOTEURS: FRANCIS FREDERIC ET SERTEYN LAURENT

REMERCIEMENTS

Je remercie Mr Francis de m'avoir accueillie au sein de son département et de m'avoir permis de participer à un sujet aussi intéressant.

Je remercie également Laurent Serteyn d'avoir été mon co-promoteur et mon correcteur dévoué, efficace et très rapide pour l'aide apportée pendant toutes les phases du mémoire.

J'aimerais aussi remercier mon encadrant doctorant expert en cartes de chaleur niveau « *Bombus vestalis* » sur R, Grégoire Noël. Merci beaucoup pour les codes statistiques et pour ton soutien au cours de ce mémoire. Ce travail n'aurait pas été le même sans nos discussions et tes nombreuses corrections. Je ne doute pas que le FRIA sera fructueux. Je ne doute pas non plus qu'un jour, tu réussiras à vaincre la redoutable clé des Andrènes.

Je ne saurais pas exprimer combien l'aide de Mr Dufrêne, Mme Soyeurt et Mme Fayolle me fut précieuse pour établir le design expérimental et la méthodologie ainsi que la prospection de la recherche statistique.

J'aimerais également remercier toute l'équipe (doctorants/TFIstes) de l'Entomo pour cette demi-année (dédicace particulière à mes collègues de bureau Céleste et Emeline)! Pour reprendre une phrase bien connue, « Ca, c'était un bon département ». Sans votre accueil, sans tous ces gâteaux ou tartes, la prise de tente des lapins, sans ce tournoi de volley parsemé de cocktails super bons et toutes les rumeurs croustillantes, cette demi-année n'aurait pas été la même. Je n'oublie pas que je dois un dessert de départ au département (à la grande joie de certains relecteurs de ce mémoire, sans doute).

J'aimerais également remercier Alain Pauly pour sa célérité dans l'identification des *Halictidae*.

Je remercie Alexis pour avoir permis à un projet si intéressant de voir le jour. Je n'ai pas su venir à la fête organisée la semaine passée car le bouclage du mémoire s'est avéré très tendu d'un point de vue temps, mais je passerai présenter les résultats obtenus après ton retour. J'espère que les résultats de cette année et des années à venir te combleront ainsi que les autres acteurs du projet.

Je remercie mes parents pour leur soutien au cours de ce mémoire. Surtout mon père qui m'a soutenue dans mes efforts de terrain, ma mère, ainsi que mes deux oncles qui m'ont grandement aidée pour la plantation des sarrasins.

Pour finir, j'aimerais remercier toutes les personnes qui m'ont accompagnée dans mon parcours (extra) scolaire gembloutois. Que ce soient des personnes formidables rencontrées dès la pagination ou plus tard durant mes pérégrinations bibitives à l'AG (Maumau, Alicia, Pouchou, Kitkat, Loulou, Evelynnnne), en voyage étudiantin (mon cher mâle roux, merci à toi de m'avoir supportée), durant mon investissement AGéen (le fameux CRAMité et l'Office 2016) ou bien le meilleur des kots, le KDO, et ses occupants (à savoir : CraFagnantMazout, Zeuzeu, Sofie, JimJim, Alix la Frouze, ainsi que Gare des Guillemins-Chaton) pour les deux années de folie passées dans ce kot.

Parce que demain, il faut quitter ces vieux murs de Gembloux...

RÉSUMÉ

Pollination is a key ecosystem service: it accounts for 9,5% of world agriculture production (153 billion euros) and contributes to the reproduction of 87,5% of flowering plants. This service is provided by pollinators such as hoverflies and bees. Wild and domesticated bee populations decline in Europe. This impoverishment in bee populations may foreshadow a deleterious impact on the productivity of partially insect-pollinated crop. The objectives of this study are the evaluation of bee diversity and pollination service amongst four environments (crops, pasture, apple orchard and wetland) located at Froidefontaine farm (which is a farm under agro-ecological transition). Buckwheat (*Fagopyrum esculentum* Moench) was used as a phytometer; its achenes were collected and weighted to evaluate the pollination service. Bee abundance, species richness and alpha diversity community structure are not significantly different between environments. Bee communities are very distinct in response to the environment. This variation between bee communities is due to the differences between plant communities in terms of diversity, abundance and quality of floral resources and edge effects between environments. Pollination relative to the crops plot was higher than the pollination service that was delivered in the wetland for all weights. When weights are balanced, the same trend is observed and the pollination service of crop environment has a higher value than the pollination service of pasture. This difference in pollination can be explained using the concentration and dilution hypothesis applied to pollinators moving inside the landscape. There is no link between environment biodiversity and the variation of the pollination service amongst environments.

Key-words: pollinators, wild bees, phytometer, *Fagopyrum esculentum*, agro-ecology, biodiversity, agricultural system

La pollinisation est un service éco-systématique capital (9,5% de la production agricole mondiale soit 153 milliards d'euros, pollinisation de 87,5% des angiospermes). Elle est réalisée par des pollinisateurs, parmi lesquels les abeilles et les syrphes. Les abeilles sauvages et domestiques sont actuellement en déclin en Europe. Cet amoindrissement du nombre d'abeilles laisse présager un impact négatif sur la productivité des cultures au moins partiellement entomogames. L'étude portait sur l'évaluation de la biodiversité des abeilles collectées au sein des quatre habitats (grandes cultures, prairie de fauche, verger et zone humide) de la ferme en transition agro-écologique de Froidefontaine à Havelange, Belgique, ainsi que l'estimation du service de pollinisation délivré sur chacune de ces parcelles grâce à la masse des fruits récoltés sur un phytomètre, le sarrasin (*Fagopyrum esculentum* Moench). L'abondance, la richesse spécifique ainsi que la structure (diversité alpha) des communautés ne présentent aucune différence significative selon l'habitat ; la diversité des communautés d'abeilles entre habitats est élevée. La différence entre les communautés d'abeilles est expliquée par la variation des communautés végétales (diversité, abondance et qualité des ressources florales) ainsi que les effets de contraste entre habitats. La pollinisation de la parcelle de grandes cultures est supérieure à celle observée dans la parcelle de zone humide pour toutes les masses générées ainsi qu'à celles observées dans la prairie de fauche quand les masses sont pondérées. Cette variation de pollinisation est causée par l'effet de concentration et dilution des pollinisateurs à l'échelle du paysage et non par une différence de biodiversité entre habitats.

Mots-clés : pollinisateurs, abeilles sauvages, phytomètre, *Fagopyrum esculentum*, agro-écologie, biodiversité, système agricole

TABLE DES MATIÈRES

1	INTRODUCTION	1
2	BIBLIOGRAPHIE.....	2
2.1	Etat de l'agriculture actuelle	2
2.1.1	Agricultures alternatives : un aperçu	2
2.2	Contexte agricole belge.....	4
2.2.1	Aperçu de l'agriculture belge	4
2.2.2	Initiative européenne « EU Pollinators ».....	5
2.2.3	Insertion du mémoire dans les objectifs du programme Européen	5
2.3	La pollinisation : un service éco-systémique particulier	5
2.3.1	SES	5
2.3.2	Importance de la pollinisation.....	6
2.3.3	Les pollinisateurs	8
2.3.4	La pollinisation : mécanismes.....	12
2.3.5	Facteurs influençant la pollinisation	13
2.3.6	Interactions entre plantes et pollinisateurs	13
2.3.7	Menaces	14
2.3.8	Impact de la diminution des pollinisateurs sur l'agriculture.....	17
2.4	Principes d'aménagement du territoire et mesures de conservation	18
2.4.1	Mesures agro-environnementales (MAE)	18
2.4.2	Vers une préservation des pollinisateurs	19
3	OBJECTIFS	20
4	MÉTHODOLOGIE.....	21
4.1	Présentation du site étudié	21
4.1.1	Emplacement et caractérisation des différents sites étudiés	21
4.2	Présentation du dispositif expérimental	21
4.3	Présentation du protocole d'échantillonnage sur le terrain.....	22
4.3.1	Méthodes de collecte choisies et standardisation de l'effort d'échantillonnage	22
4.3.2	Pan-traps colorés.....	24
4.3.3	Capture au filet.....	26
4.3.4	Évaluation des associations plantes-pollinisateurs	27
4.3.5	Récapitulatif des collectes sur terrain	28

4.4	Établissement des collections entomologiques	28
4.4.1	Conservation des échantillons	28
4.4.2	Préparation des échantillons conservés dans des flacons d'alcool.....	28
4.4.3	Étalage des individus	28
4.4.4	Identification des insectes collectés:.....	29
4.5	Analyse du service éco-systémique de pollinisation.....	30
4.5.1	Phytomètre et critères de sélection.....	30
4.5.2	Description des phytomètres étudiés	30
4.5.3	Insertion dans le dispositif expérimental	31
4.6	Analyse des communautés de pollinisateurs :.....	33
4.6.1	A propos du jeu de données et du logiciel de traitement statistique.....	33
4.6.2	Hypothèses liées à la méthodologie.....	33
4.6.3	Concepts abordés.....	33
4.6.4	Estimateurs de la richesse spécifique	34
4.6.5	Indicateurs associés à la diversité alpha	36
4.6.6	Indicateurs associés à la diversité bêta	37
4.6.7	Rang d'abondance.....	39
4.6.8	Comparaison des habitats.....	39
4.6.9	Analyse des masses fraîches et sèches des sarrasins.....	39
4.6.10	Auto-corrélation spatiale entre sites.....	40
4.6.11	Heatmaps	41
4.6.12	PCoA	41
5	RÉSULTATS.....	43
5.1	Rang d'abondance.....	43
5.2	Evaluation de la richesse spécifique totale	44
5.2.1	Courbes d'accumulation.....	44
5.2.2	Richesse spécifique observée et estimateur non-paramétrique Chao1	45
5.3	Richesse spécifique, abondance et diversité alpha par habitat.....	46
5.3.1	Richesse spécifique et abondance	46
5.3.2	Indices de diversité alpha.....	46
5.4	Diversité bêta	47
5.4.1	PCoA	47
5.5	Masse des akènes de sarrasins.....	48
5.6	Auto corrélation spatiale.....	50

6	DISCUSSION	51
6.1	Analyse des communautés de pollinisateurs	51
6.1.1	Exhaustivité de l'échantillonnage.....	51
6.1.2	Description des communautés.....	51
6.1.3	Structure des communautés	52
6.1.4	Flore et diversité bêta à l'échelle du site	52
6.1.5	Comparaison des résultats obtenus dans le cadre de l'expérimentation de Froidefontaine avec les résultats de Clara Amy (bandes fleuries)	55
6.2	Pollinisation des sarrasins par exposition et parcelles.....	56
6.2.1	Masses des akènes : reflet de la pollinisation par parcelles	56
6.2.2	De la fiabilité des résultats	57
6.2.3	Avantages, biais et limitations générales de la méthode.....	58
6.2.4	Autres paramètres à étudier :	58
6.3	Ferme de Froidefontaine : application des mesures agro-environnementales à un cas concret.....	59
7	CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES D'AMELIORATION GLOBALES.....	60
8	PARTICIPATION AU WORKSHOP POUR LA CONVERSION DE LA ZONE HUMIDE EN RÉSERVE NATURELLE	61
8.1.1	Contexte	61
8.1.2	Déroulement de la journée	61
9	RÉFÉRENCES CITÉES.....	63
10	ANNEXES.....	73

TABLE DES FIGURES

Figure 1 - Significations actuelles du terme "agro-écologie" (Wezel <i>et al.</i> , 2009)	p. 3
Figure 2 - Valeur économique totale de la production agricole belge accordée par la pollinisation (c) et taux de vulnérabilité de la production agricole au déclin des pollinisateurs (d) (Jacquemin <i>et al.</i> , 2017)	p. 8
Figure 3 - Morphologie de l'abeille domestique <i>Apis mellifera</i> (L., 1758)	p. 8
Figure 4- Détails alaires du syrphe <i>Episyrphus balteatus</i> (De Geer, 1776)	p. 10
Figure 5 - Classification des sols de la ferme de Froidefontaine issue de la Carte des Sols de Wallonie (SPW, 2016)	p. 21
Figure 6 - Représentation des sites d'étude au sein de la ferme	p. 22
Figure 7 – Pan traps positionnés dans la parcelle de pâturages	p. 24
Figure 8 – Aperçu de la collection entomologique établie dans le cadre de ce mémoire	p. 29
Figure 9 - Représentation schématique des structures reproductives de <i>F. esculentum</i> (Cawoy <i>et al.</i> , 2009)	p. 30
Figure 10– A) Trèfles semés en serre (23/04) B) Sarrasins repotés au stade deux feuilles C) Plant entouré par du grillage (verger) D) Illustrations des sachets d'inflorescence et fils colorés d'identification	p. 31
Figure 11 – Rangs d'abondance calculés A) sur l'ensemble du site B) dans la parcelle de grandes cultures C) dans la prairie de fauche D) dans le verger E) dans la zone humide	p. 43
Figure 12 – Courbe d'accumulation portant sur l'ensemble des habitats étudiés	p. 44
Figure 13 – Courbes d'accumulation portant sur chaque habitat : A) Grandes cultures B) Prairie de fauche C) Verger D) Zone humide	p. 45
Figure 14 – Représentation graphique (boxplots) de la richesse spécifique (A), l'abondance (B) et les indices de diversité alpha (Simpson, Shannon, Piélou) (C, D, E) relatifs aux données collectées par pan traps par parcelle	p. 46
Figure 15 - Décomposition du coefficient de diversité Bêta Sorensen	p. 47
Figure 16 – Représentation de la structure des communautés entomologiques en fonction des habitats via les deux premiers axes de la PCoA	p. 48
Figure 17 - Représentation graphique (boxplot) A) de la masse fraîche pondérée (g) B) de la masse sèche pondérée C) de la masse fraîche D) de la masse sèche en fonction de l'exposition et de la parcelle.	p. 49

Figure 18 – Cartes de chaleur liées aux masses A) fraîches B) sèches C) fraîches pondérées D) sèches pondérées des akènes de sarrasin p. 50

Figure 19 - Représentation des aménagements des parcelles étudiées p. 53

TABLE DES TABLEAUX

Tableau 1- Valeur totale de la production agricole (PEV, €), de la pollinisation (IPEV, €) et de la vulnérabilité au déclin des pollinisateurs (RV, %) des grandes catégories de cultures destinées à l'alimentation humaine belge en 2010 (Jacquemin <i>et al.</i> , 2017)	p. 17
Tableau 2 - Exemple de l'organisation d'une journée de collecte sur le terrain	p. 26
Tableau 3 - Présentation des collectes de terrain	p. 28
Tableau 4 - Nombre d'espèces par habitat de la ferme de Froidefontaine	p. 45

TABLE DES FORMULES

Formule 4.1 : Estimateur non-paramétrique Chao1 ($f_2 > 0$)	p. 36
Formule 4.2 : Indice de Simpson (D) pour un échantillon de taille infinie	p. 36
Formule 4.3 : Indice de diversité de Simpson (1-D)	p. 36
Formule 4.4 : Indice de Shannon (H)	p. 37
Formule 4.5 : Indice d'équitabilité de Pielou (J)	p. 37
Formule 4.6 : Coefficient de Sorensen	p. 38
Formule 4.7 : Décomposition du coefficient de Sorensen en différentes composantes de la diversité bêta	p. 39
Formule 4.8 : Masse fraîche pondérée (sarrasin)	p. 40
Formule 4.9 : Masse sèche pondérée (sarrasin)	p. 40

TABLE DES ANNEXES

Annexe 1 – Listes des mesures agro-environnementales applicable en ferme et subventions associées (Natagriwal ASBL, 2014)	p. 73
Annexe 2 - Coordonnées GPS des pan traps	p. 74
Annexe 3 – Liste des insectes collectés sur des plantes au cours des captures au filet	p. 75-81
Annexe 4 – Présentation des différents paramètres et indices de biodiversité pour chaque répétition	p. 81
Annexe 5 – Masse et état des inflorescences de sarrasin récoltées sur le terrain	p. 81-86
Annexe 6 – Comparaisons deux à deux par parcelles des médianes des masses des akènes collectés à l'aide du test de Dunn appliqué à la A) masse fraîche pondérée B) masse sèche pondérée C) masse fraîche D) masse sèche	p. 86

1 INTRODUCTION

Le déclin des pollinisateurs est une problématique majeure en Europe et aux Etats-Unis. En effet, les populations d'abeilles sauvages et les colonies d'abeilles mellifères entretenues par les apiculteurs ont diminué drastiquement au cours des dernières décennies. Cet amoindrissement du nombre d'abeilles, couplé avec la diminution des populations d'autres pollinisateurs, laisse présager un impact négatif sur la productivité des cultures dont le rendement est influencé par la pollinisation animale. Le coût économique en cas de disparition totale des pollinisateurs s'élèverait à 153 milliards d'euros à l'échelle mondiale. Plusieurs facteurs ont été avancés pour expliquer cette tendance : les pathogènes (bactéries, virus et parasites des abeilles (*varroa*)), l'appauvrissement du milieu en ressources florales et en habitats suite à la raréfaction des territoires naturels et semi-naturels, elle-même dépendante de l'évolution des pratiques agricoles, ou encore l'emploi de produits phytosanitaires parfois non adaptés. Afin de lutter contre ce problème, l'Union Européenne a mis en place divers plans d'action. Des pratiques bénéfiques pour les pollinisateurs sont mises en avant à l'aide de subsides alloués par la politique agricole commune : l'implantation de mesures agro-environnementales favorables aux insectes bénéfiques, la mise en avant de l'agriculture biologique,...

L'expérimentation de ce mémoire est menée dans une ferme en transition agro-écologique belge nommée « ferme de Froidefontaine », située à Havelange, province de Namur, Belgique. L'évaluation de la biodiversité d'abeilles et de syrphes en son sein a été effectuée de la manière suivante : douze trios de *pan traps* de couleur bleu, blanc et jaune ont été disposés sur les quatre parcelles du champ du lieu d'expérimentation (grandes cultures, prairie de fauche, verger et zone humide) afin de mimer les couleurs dominantes de la flore locale et d'attirer la gamme de pollinisateurs la plus vaste possible. Des passages de collecte au filet à papillon ont également été réalisés durant une heure le matin et l'après-midi dans chacune des parcelles de verger, prairie de fauche et zone humide. L'utilisation conjointe de ces deux méthodes comble le biais induit par chacune de ces méthodes prises à part. Ce protocole d'échantillonnage sera répété au cours des années ultérieures afin d'obtenir des résultats comparables sur la durée du projet. Les insectes obtenus ont été étalés et identifiés jusqu'à l'espèce. Sur base de la base de données obtenue, divers indices communs de diversité alpha (Shannon, Simpson, Piélou) et bêta (coefficient de Sorensen) ont été calculés et comparés. La richesse spécifique réelle a également été estimée. Le service de pollinisation à l'échelle des différentes parcelles a été évalué sur base de plants de sarrasins exposés ou isolés de la pollinisation par des sachets. Le nombre et le poids des grains formés avec ou en absence de pollinisation a été compté sur base d'un pot de sarrasin par piège appartenant à un trio de *pan traps*.

2 BIBLIOGRAPHIE

2.1 Etat de l'agriculture actuelle

L'agriculture moderne s'est imposée suite à la Révolution verte après la seconde guerre mondiale. Cette agriculture repose principalement sur la mécanisation, l'utilisation des énergies fossiles, le raccourcissement des rotations, l'usage de produits phytosanitaires et de fertilisants d'origine chimique ou naturelle pour contrôler les ravageurs et la fertilité du sol ainsi que l'amélioration génétique (Herzog *et al.*, 2006; Hamuda & Patkó, 2010). Ces évolutions dans la production ont permis l'augmentation des rendements d'une vaste gamme de cultures d'intérêt commercial (dont les céréales maïs, riz, blé) (Tilman *et al.*, 2002). Ce modèle de production agricole est décrié à cause de son manque de durabilité et des conséquences négatives qu'il entraîne sur l'environnement. Ces effets délétères comprennent par exemple la diminution de la qualité des eaux (présence de résidus de pesticides), la pollution des sols, l'affaiblissement de la fertilité des agro-écosystèmes, la perte de biodiversité et des services éco-systémiques supportés, l'amenuisement des surfaces occupées par les habitats naturels et semi-naturels à l'échelle du paysage, l'érosion des terres, une baisse des stocks de carbone mondiaux ou encore la progression de la désertification (Herzog *et al.*, 2006; Hamuda & Patkó, 2010).

L'agriculture exploite actuellement 38% des terres émergées (dédiées à la production animale et végétale), 11% des terres pour la production des végétaux uniquement et consomme approximativement 70% de l'eau potable (United Nations Food and Agricultural Organization (FAO), 2011). Les ressources qu'elle utilise sont nécessaires au développement et à la survie de l'humanité et doivent être entretenues de manière durable. Selon le scénario démographique considéré, la population mondiale attendue en 2050 pourrait atteindre 10 milliards d'êtres humains. L'augmentation des rendements atteints a plus ou moins ralenti selon les régions du globe, alors qu'une augmentation de la production alimentaire reste nécessaire : actuellement, 800 millions de personnes restent en sous-nutrition. Alléger leur fardeau transite aussi par l'amélioration de l'accès à la nourriture, ou encore la diminution du gâchis alimentaire dû à la négligence ou à des infrastructures inadaptées (Food and Agriculture Organization (FAO), 2017). D'autres courants d'agriculture (agro-écologie, agriculture biologique ou encore de conservation), dits alternatifs, ont ré-émergé au cours du siècle dernier. Leur objectif est de répondre aux besoins productifs de la société tout en préservant les outils principaux de production (terre, santé humaine, ...) et l'environnement (Dendoncker *et al.*, 2018).

2.1.1 Agricultures alternatives : un aperçu

L'agriculture biologique a été un des premiers courants alternatifs de production à se développer. Les dernières traces d'agriculture *intentionnellement sans intrants d'origine chimique* sont estimées dans les années 1920 (Lockeretz, 2007). Celle-ci repose sur quelques principes assez simples : pas d'utilisation d'intrants ni de produits phytosanitaires d'origine chimique, un plus grand repos sur le travail mécanique et l'allongement des rotations (Tuck *et al.*, 2014).

Les fermes en agriculture biologique présentent une biodiversité¹ 34% plus élevée que les fermes « conventionnelles ». La hausse de biodiversité engendrée par cette agriculture sans intrants se

¹ La biodiversité décrit la diversité des espèces vivantes, évaluée au sein d'un milieu. Il existe plusieurs manières de l'aborder, par le nombre d'espèces ou par le biais d'indices de biodiversité (Magurran, 2004).

révèle proportionnellement plus élevée quand le paysage environnant est cultivé de manière intensive. Elle dépend également fortement de la culture : elle est significativement plus grande dans les champs de céréales et les exploitations mixtes que dans les autres spéculations. La biodiversité des arthropodes (insectes et araignées), des oiseaux et des microorganismes s'accroît dans les fermes « biologiques » ; la richesse spécifique² du groupe fonctionnel des pollinisateurs est celle qui croît de la manière la plus marquée. L'abondance³ de ravageurs des cultures n'augmente pas car ils sont mieux contrôlés par les auxiliaires. Le nombre d'espèces végétales augmente également grâce à la diminution des herbicides pulvérisés (Tuck *et al.*, 2014).

L'agriculture de conservation possède trois principes de base : une production agricole diversifiée, un travail mécanique minime voire inexistant afin de ne pas déséquilibrer le sol, ainsi que la pratique du semis des cultures sous un couvert de matière organique (paillis, cultures de l'année précédente couchées,...). La pratique a été largement adoptée à l'échelle planétaire (106 millions d'hectares) et ces pratiques ont été déclinées et adaptées de plusieurs manières selon les régions du monde où elle est exercée (National Academy of Agricultural Sciences, 2010).

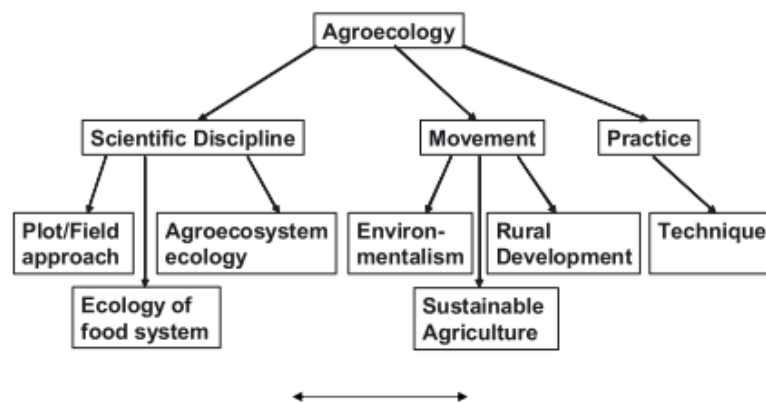


Figure 1 - Significations actuelles du terme "agro-écologie" (Wezel *et al.*, 2009).

L'agro-écologie est à la fois une science, un ensemble de pratiques ainsi qu'un mouvement qui souhaite reconnecter l'agriculture avec les écosystèmes naturels et leurs principes de fonctionnement écologique, tout en y intégrant une dimension sociale (figure 1). Elle était initialement perçue comme une discipline reliant agriculture et écologie (Wezel *et al.*, 2009) au travers de quatre concepts-clés des agro-écosystèmes : productivité, stabilité durabilité, et équité (Conway, 1987). L'agro-écologie s'attache à repenser les stratégies de développement rural, certains concepts économiques (au travers du développement des circuits courts, de l'économie circulaire, du développement de coopératives) ainsi que la gestion des agro-écosystèmes (Wezel *et al.*, 2009). La compréhension des mécanismes sur lesquels les systèmes naturels reposent permet de mettre en place et de gérer des agro-écosystèmes de manière à assurer une production agricole durable. L'agro-écologie repose sur un panel de pratiques agricoles variées, englobant les techniques de culture modernes et les connaissances issues des systèmes paysans traditionnels. L'agro-écologie

² La richesse spécifique désigne le nombre d'espèces présentes au sein d'un milieu (Magurran, 2004).

³ L'abondance désigne la part relative d'une espèce au sein d'un milieu ou d'un échantillon (par exemple le nombre d'individus par espèce) (Magurran, 2004).

diffère de l'agriculture biologique car elle ne bannit pas forcément l'emploi de produits de synthèse quand leur usage s'avère nécessaire pour restaurer l'équilibre de l'agro-écosystème (Altieri, 1995; Wezel *et al.*, 2009). La diversification des agro-écosystèmes s'effectue notamment par la transition de fermes spécialisées vers des exploitations de polyculture-élevage ou encore par l'implantation de parcelles agro-forestières. Ces pratiques permettent d'améliorer la résilience des systèmes agro-climatiques à divers événements climatiques extrêmes (ouragans, sécheresses). La capacité de récupération des écosystèmes est corrélée à la biodiversité présente en leur sein. (Altieri *et al.*, 2015).

2.2 Contexte agricole belge

2.2.1 Aperçu de l'agriculture belge

L'agriculture belge est caractérisée par une diminution constante du nombre d'exploitations agricoles. Leur nombre a en effet baissé de 68% entre 1980 et 2016. Pendant ce temps, la surface moyenne d'une ferme a triplé. En 2015, 30,6% des surfaces agricoles étaient des prairies permanentes ; 25,4% étaient des céréales pour le grain, 25,6% étaient des cultures fourragères. Les cultures industrielles (betteraves sucrières, colza, lin) représentaient 6,5% de la SAU totale ; les patates en occupaient 5,8%. Les jachères, les légumes et les cultures permanentes représentaient une fraction infime du territoire cultivé. La main d'œuvre agricole totale a diminué de plus de la moitié entre 1980 et 2010. La production animale était gouvernée en 2016 par les spéculations porcine (78,9% des animaux belges) et bovine (20,7% du marché). Les petits ruminants (moutons, chèvres) ne représentaient que 0,2% du marché total (Direction générale Statistique - Statistics Belgium, 2017).

L'accès à la terre est très difficile en Belgique à cause d'un coût moyen des terres agricoles à l'hectare élevé (plus de 20 000€/ha en 2006) et en augmentation constante. Le capital foncier à déboursier pour reprendre une exploitation est important (1 146 700 € en moyenne en 2011). Ce phénomène, associé à la pratique du « chapeau », se révèle un facteur limitant la reprise d'une exploitation agricole ou l'arrivée de nouveaux venus dans le monde de l'agriculture (Terrones Gavira *et al.*, 2014). Les agriculteurs ont de plus en plus de difficultés à trouver des successeurs dans le cadre familial ou en dehors : en 2010, le secteur était dominé par les plus de 45 ans ; l'évolution de la pyramide des âges des intervenants agricoles entre 2000 et 2010 voit le nombre d'agriculteurs de 35 ans et moins se réduire, indiquant un manque de repreneurs jeunes au sein de la profession (Dogot, 2017).

La philosophie des fondateurs à la base du projet Froidefontaine est d'utiliser le cadre de la ferme afin d'articuler un projet durable qui s'entretiendra et se renouvellera de lui-même. Pour cela, ils fournissent des locaux ou l'accès à la terre à des jeunes porteurs de projets suffisamment sérieux, accès qu'ils n'auraient pas pu se permettre au vu des prix actuels. Les projets acceptés sont très divers (gîte, fabrication de pigments de peinture à base de substances naturelles cultivées au sein même de la ferme, production alimentaire variée) et englobent des spéculations peu valorisées en Belgique, comme les ovins ou les vergers haute tige d'anciennes variétés. Les projets des producteurs doivent s'inscrire dans une démarche respectueuse de l'environnement (pour les cultures : pas d'intrants chimiques) et dans une démarche agro-écologique (aspect social,...). Les producteurs seront conviés à participer à la conception d'une coopérative de Froidefontaine par le biais d'achats de parts.

2.2.2 Initiative européenne « EU Pollinators »

L'Union européenne met en place des mesures coordonnées pour lutter contre le déclin (diminution de la diversité et de l'abondance) des abeilles sauvages et domestiquées, ainsi que des autres pollinisateurs (lépidoptères, syrphes,...). Ce programme de lutte est aussi motivé par l'extinction à laquelle ont été confrontées de nombreuses espèces de pollinisateurs (une abeille sauvage et un lépidoptère sur dix, un bourdon sur quatre) présentes sur la liste rouge Européenne. Ce programme s'inscrit aussi dans la lutte contre la perte de biodiversité à l'échelle des pays membres et l'implantation d'un développement durable (European Commission, 2017).

2.2.3 Insertion du mémoire dans les objectifs du programme Européen

Une des applications du mémoire est la réalisation d'un suivi des pollinisateurs à l'échelle de la ferme de Froidefontaine. Sur base de ces données, il sera possible d'évaluer l'évolution de la biodiversité au cours des années après la transition agro-écologique d'une ferme. Si les conclusions tirées à la fin du projet sont favorables, ce projet pourrait devenir un argument en faveur de la transition agro-écologique en régions tempérées.

2.3 La pollinisation : un service éco-systémique particulier

2.3.1 SES

Les écosystèmes agricoles fournissent et reposent sur des services éco-systémiques (SES). Les systèmes socio-économiques humains dépendent des écosystèmes dans lesquels ils sont ancrés et desquels ils retirent plusieurs services et biens tels que de l'air pur, de l'eau potable, de la nourriture, des fibres pour se vêtir, la pollinisation des cultures, parmi tant d'autres. L'économie humaine est conditionnée par la disponibilité des flux et stocks de services éco-systémiques (Daily, 1997).

Ces services peuvent être classés en quatre catégories principales : les services culturels, d'approvisionnement, de régulation et de support. De nombreuses espèces végétales et animales sont impliquées dans leur mise en place et leur maintien au sein des écosystèmes. Ces services peuvent être influencés directement et indirectement par l'activité humaine. Les systèmes agricoles sont généralement conduits de manière à maximiser les services de provision. Les flux de services éco-systémiques dépendent de la gestion des agro-écosystèmes à l'échelle locale et de la diversité, la composition ainsi que du fonctionnement du paysage environnant. (Zhang *et al.*, 2007)

Les « *ecosystem dis-services* » comprennent les services éco-systémiques entraînant une diminution de la productivité des agro-écosystèmes ou de la qualité des ressources y étant produites : attaques de ravageurs des cultures (insectes, bactéries, champignons ou virus), compétition pour les ressources (le rayonnement solaire, l'eau et les nutriments) entre les mauvaises herbes ou les arbres environnants et l'espèce cultivée, caractère allélopathique de certaines adventices (Zhang *et al.*, 2007).

Les services éco-systémiques bénéfiques pour l'agriculture sont légion. Les avantages apportés recouvrent le maintien de la structure du sol et de la fertilité grâce à la macro- et microfaune présente dans le sol, le renouvellement des nutriments (cycle de l'azote par exemple), leur rétention dans les horizons exploitables par les plantes (cultures de couverture, haies et dispositifs végétaux pour maintenir les éléments en surface et lutter contre l'érosion), la purification de l'eau, la régulation atmosphérique, l'enfouissement des bouses par les insectes, le contrôle biologique des ravageurs des cultures par les auxiliaires ainsi que la pollinisation (Zhang *et al.*, 2007).

2.3.2 Importance de la pollinisation

2.3.2.1 A l'échelle mondiale

La pollinisation est un service éco-systémique très important pour l'agriculture : en effet, il contribue à la production de 35% de la nourriture destinée à l'alimentation humaine dans le monde. 75% des cultures agricoles principales dépendent de la pollinisation à différents degrés. Parmi ces espèces végétales entomophiles, 13 sont pollinisées essentiellement par les insectes, 30 cultures reposent de 40 à 90 % sur ce service éco-systémique pour la production, 27 en dépendent entre 10 et 40% et 21 spéculations à moins de 10%. Les cultures d'importance économique dont la production des organes/parts destinées à l'alimentation humaine est améliorée sont par exemple les suivantes : le soja, les palmiers à huile, les tomates, les agrumes, le coton-graine, les pastèques, les caféiers, les pommiers, les poiriers, le colza. Certaines cultures tempérées et tropicales comme le manioc, la banane plantain, les patates douces et les pommes de terre se reproduisent de manière végétative ; cependant, elles voient leur capacité de production de graines augmenter après pollinisation (Klein *et al.*, 2007).

La dépendance des cultures à la pollinisation est aussi fonction de la variété de la culture considérée. Le rendement des cultures anémophiles⁴ (blé, maïs, riz, et autres céréales) ou principalement autogames⁵ ne sera pas affaibli suite à une diminution du service éco-systémique de pollinisation mais peut baisser en réponse à d'autres facteurs biotiques (pression des bio-agresseurs : pathogènes, compétition avec les mauvaises herbes) ou abiotiques (climat, contexte pédoclimatique) (Klein *et al.*, 2007; Zhang *et al.*, 2007; Jacquemin *et al.*, 2017). Leur importance ne s'arrête pas au monde agricole car 87,5% des angiospermes dépendent de la pollinisation animale (Ollerton *et al.*, 2011).

La valeur économique totale de ce service appliqué à l'agriculture est estimée à 153 milliards d'euros à l'échelle mondiale, c'est-à-dire 9,5% de la valeur de la production agricole totale en 2005. La pollinisation des écosystèmes naturels n'est pas prise en compte dans ces calculs (Gallai *et al.*, 2009). Certains auteurs annoncent leur crainte d'une baisse du rendement agricole suite à une diminution drastique du nombre de pollinisateurs à cause de l'intensivité de la gestion des territoires agricoles laissant peu de place aux habitats naturels (Morandin *et al.*, 2007; Ricketts *et al.*, 2008; Eraerts *et al.*, 2017). Des cas de réduction et d'effondrement brutal des populations locales de pollinisateurs ont déjà été reportés (Biesmeijer *et al.*, 2006; Oldroyd, 2007).

2.3.2.2 Europe

La valeur économique de la pollinisation estimée en Europe, 14,6 (+/- 3,3) milliards d'euros chaque année, est basée sur la méthode présentée par Gallai *et al.*(2009). Cette méthode pondère la production des cultures à destination de la consommation humaine avec leur dépendance à la pollinisation entomophile et le prix de vente des producteurs. Elle représente ainsi 12 (+/- 0,8) % de la valeur économique totale de la production agricole annuelle en Europe (Leonhardt *et al.*, 2013).

La valeur absolue du service de pollinisation à l'agriculture a augmenté entre 1991 et 2009 et varie fortement entre les différents pays de l'UE. Les pays du Nord de l'Europe ont une dépendance à la

⁴ Le terme « anémophile » désigne les plantes dont le transfert de pollen est assuré par le vent (Editions Larousse, 2018).

⁵ Désigne des végétaux autoféconds, capables de se reproduire grâce au transfert de pollen des anthères vers les stigmates de la même plante (Editions Larousse, 2018).

pollinisation et une valeur économique liée à ce service moins importantes que les pays proches de la Méditerranée. Certaines cultures fruitières dépendantes de la pollinisation comme la nectarine sont cultivées de manière plus prépondérante dans les pays méditerranéens. Les pommes sont la culture reposant le plus sur la pollinisation en Europe : elles représentent 16% de la valeur économique issue de ce service au niveau européen. Les pays les plus susceptibles d'être affectés par le déclin des pollinisateurs sont les pays les plus vulnérables économiquement en cas de perte de pollinisateurs. Même si une disparition totale des pollinisateurs semble peu vraisemblable, chiffrer un service potentiellement à risque aide à faire comprendre son importance aux bailleurs de fonds publics et privés, une étape essentielle dans la mise en œuvre des mesures servant à aborder cette problématique et éviter l'écueil (Leonhardt *et al.*, 2013).

2.3.2.3 En Belgique

L'évaluation de la valeur économique minimale de la production agricole résultant du service de pollinisation à l'échelle nationale belge a aussi été réalisée sur base de la méthode présentée par Gallai *et al.* (2009). La valeur de la production générée par les pollinisateurs s'élevait en 2010 à 251,62 millions d'euros en Belgique. 11,1% de la production agricole belge repose sur les pollinisateurs. La valeur de la pollinisation en Belgique est essentiellement concentrée dans les fruits ainsi que les productions maraîchères. Les cultures ne sont pas toutes vulnérables de la même manière à un déficit de pollinisation : les fruits et les oléagineux seraient les plus affectés par un déclin des pollinisateurs (tableau 1) (Jacquemin *et al.*, 2017).

Tableau 1 - Valeur totale de la production agricole (PEV, €), de la pollinisation (IPEV, €) et de la vulnérabilité au déclin des pollinisateurs (RV, %) des grandes catégories de cultures destinées à l'alimentation humaine belge en 2010 (Jacquemin *et al.*, 2017)

Catégorie de cultures	Valeur totale de la production agricole (PEV, million €)	Valeur totale du service de pollinisation (IPEV, million €)	Index de vulnérabilité (RV, %)
Céréales	476,88	0	0,00
Fruits	320,41	205,27	64,06
Oléagineux	6,06	1,82	30,03
Légumineuses	1,57	0,17	10,83
Racines et tubercules	409,12	0	0,00
Cultures stimulantes	0,26	0	0,00
Cultures sucrières	119,21	0	0,00
Légumes	992,5	44,37	4,47
Total	2264,7	251,63	11,11

La valeur économique de la pollinisation et la vulnérabilité⁶ des cultures varient selon la province considérée (figure 2). Ces paramètres sont influencés par les cultures dominantes dans chaque

⁶ La vulnérabilité d'une culture à la perte des pollinisateurs est présentée comme le rapport entre la valeur économique de la pollinisation garantie par les pollinisateurs sur la valeur économique de la production totale (Jacquemin *et al.*, 2017).

territoire : les provinces wallonnes contiennent proportionnellement plus de cultures exclusivement anémophiles ou dont la pollinisation n'augmente que la reproduction, comme les prairies, pommes de terre, betteraves sucrières ou de cultures céréalières. Celles-ci/Ces cultures sont également présentes en Flandre, mais les provinces du Nord de la Belgique produisent globalement plus de fruits et de légumes qu'en Wallonie, à l'exception de la Flandre Occidentale (Ministerie van de Vlaamse Gemeenschap Beleidsdomein Landbouw en Visserij, 2004; Jacquemin *et al.*, 2017; Wallonie agriculture - SPW, 2017). Ces calculs n'incluent pas les cultures destinées à l'alimentation animale (céréales, pulpes de betterave sucrière,...) et ne représentent pas le secteur agricole dans son entièreté (Jacquemin *et al.*, 2017).

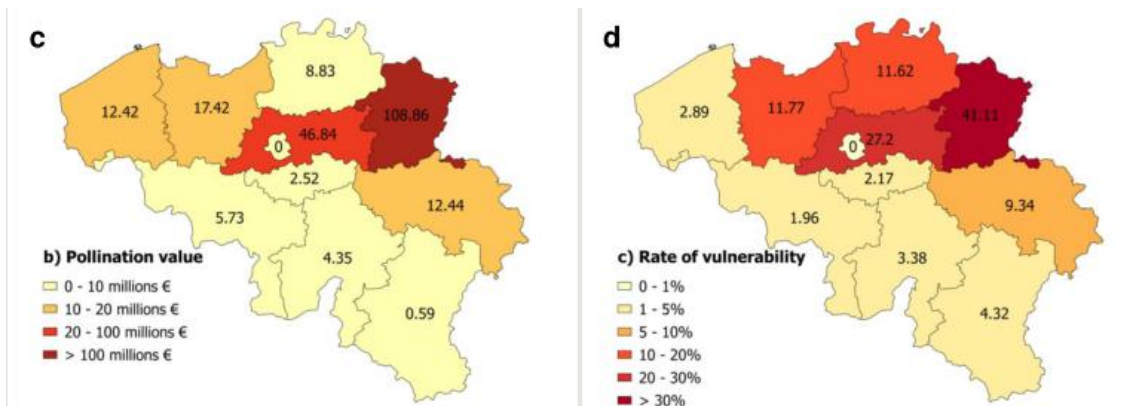


Figure 2 - Valeur économique totale de la production agricole belge accordée par la pollinisation (c) et taux de vulnérabilité de la production agricole au déclin des pollinisateurs (d) (Jacquemin *et al.*, 2017).

2.3.3 Les pollinisateurs

Les pollinisateurs regroupent tous les organismes effectuant la pollinisation. Les abeilles, les diptères (syrphes et autres mouches), les lépidoptères, les guêpes, les oiseaux, les fourmis, les coléoptères ainsi que les chauves-souris figurent parmi les pollinisateurs (Rader *et al.*, 2016).

Les abeilles sont des insectes Hyménoptères appartenant au sous-ordre des Apocrites⁷. Ce sont des organismes holométaboles⁸. On distingue les abeilles sauvages des abeilles domestiques (ou abeilles mellifères) en raison de leurs différences morphologiques et comportementales (Falk, 2015).

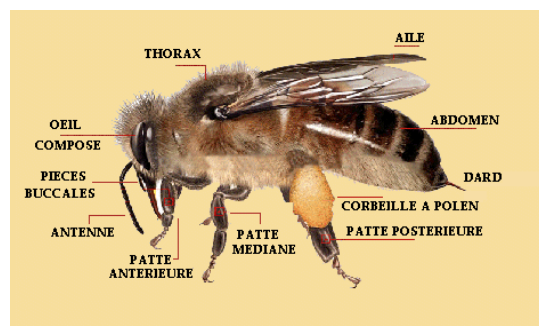


Figure 3 - Morphologie de l'abeille domestique *Apis mellifera* (L., 1758) (Anon.)

⁷ Les Apocrites possèdent un étranglement (pétiole) étroit entre le thorax et l'abdomen (Editions Larousse, 2018).

⁸ « Se dit des Insectes chez qui le passage de l'état larvaire à l'état adulte se fait par l'intermédiaire d'un état nymphal. Les larves et les adultes de ces Insectes ont, en général, une morphologie et des modes de vie très différents. » (INRA, 1997).

Les abeilles domestiques possèdent une caractéristique morphologique particulière pour retenir du pollen et le ramener à la ruche: les *corbiculae* ou corbeilles à pollen (figure 3). Les abeilles mellifères (comprenant notamment *Apis mellifera* (Linnaeus, 1758)) sont des abeilles eusociales⁹ appartenant à la famille des *Apidae* qui sont regroupées au sein d'une colonie. Trois castes d'abeilles évoluent au sein de cette unité pouvant regrouper jusqu'à 50 000 insectes : la reine, les ouvrières et les mâles, également appelés faux-bourçons. La reine est la seule abeille qui n'a pas des ovaires atrophiés ; elle est capable de pondre plusieurs milliers d'œufs par jours. Elle est nourrie par les ouvrières, qui s'occupent également de la détection des ressources florales intéressantes, de la collecte et l'acheminement du pollen et du nectar à la ruche, de l'élevage des larves, de la défense du nid ou encore du refroidissement de la ruche quand les températures deviennent non favorables ainsi que la conversion par évaporation et régurgitation du nectar en miel, plus résistant aux bactéries et plus calorique. Les faux-bourçons sont des mâles vivant en moyenne 24h ; ils ne participent pas activement à la vie de la colonie mais sont chargés d'assurer la reproduction avec la reine. Une fois la colonie devenue trop grande, l'ancienne reine part avec quelques milliers d'ouvrières (si elle est toujours viable) vers un autre site (essaimage). La première nouvelle reine émergeant tue les autres reines en devenir avant de se reproduire avec les mâles et de pondre les premiers œufs, dont les ouvrières restées à la ruche s'occuperont (Falk, 2015).

Les abeilles sauvages appartiennent aux familles *Apidae*, *Halictidae*, *Colletidae*, *Megachilidae*, *Andrenidae*, *Mellitidae* (Falk, 2015). Il y a 360 espèces d'abeilles réparties dans ces familles en Belgique (Rasmont *et al.*, 2005). Elles présentent des comportements variés : certaines abeilles sont solitaires et stockent les ressources collectées dans une cellule contenant un œuf, qui sera scellée par après dans la plupart des cas; d'autres se comportent de manière parasitique (les abeilles « coucou » appartiennent par exemple au genre *Nomada*) et pondent leurs œufs dans les nids d'autres abeilles, afin que leur larve prenne la place de la larve de l'hôte, ou tuent la reine et profitent de leur descendance (bourçons parasitiques du genre *Bombus*) ; enfin, il existe des espèces sauvages eusociales (certains bourçons *Bombus*). Les nids des abeilles peuvent être répartis dans des cavités du sol (pour la majorité des individus) ou à l'intérieur de dispositifs aériens (nids dans des tiges creuses, du bois mort) (Falk, 2015). Les abeilles ont un comportement de « *central-place foragers* » : elles collectent de la nourriture et retournent auprès de leurs nids, fixes (Ricketts *et al.*, 2008).

Les syrphes sont des diptères pollinisateurs. Il est possible de les distinguer des autres diptères par la présence d'un marquage appelé la *vena spuria* (figure 4) sur leur ailes antérieures. Ils sont aussi capables de se positionner en vol stationnaire (Sommaggio, 1999). Leurs couleurs imitent celles des abeilles et des guêpes (mimétisme batésien)¹⁰(Waldbauer & Sheldon, 1971). Les adultes sont polliniphages tandis que les larves, en forme d'asticots, peuvent adopter un comportement

⁹ « Les insectes eusociaux (abeilles, guêpes, bourçons, fourmis, termites) présentent la vie sociale la plus évoluée marquée par trois caractères fondamentaux : l'existence d'une coopération dans les soins aux formes immatures ; le chevauchement d'au moins deux générations, ce qui permet aux descendants d'assister leurs parents pendant une partie de leur vie ; la présence de femelles spécialisées dans la reproduction, les autres femelles s'investissant dans d'autres tâches. » (Futura Santé, 2018)

¹⁰ Mimétisme Batésien = mécanisme par lequel des insectes imitateurs calquent leur apparence sur des insectes modèles peu vulnérables à la prédation car disposant de moyens de défense (toxicité, mauvais goût). Les prédateurs évitent donc les insectes imités (ici, les Hyménoptères) et leurs imitateurs (les syrphes) (Gillon).

alimentaire variable selon le taxon : elles sont détritiphages, aphidiphages, saprophages, coprophages, mycophages ou phytophages (Sommaggio, 1999).

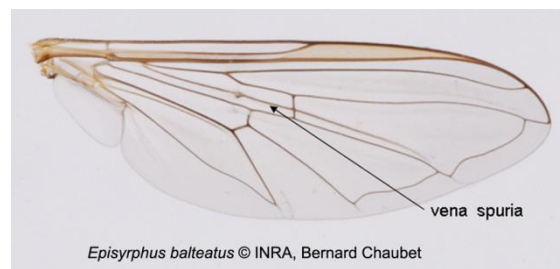


Figure 4- Détails alaires du syrphe *Episyrphus balteatus* (De Geer, 1776).

2.3.3.1 Contribution des différents pollinisateurs à la pollinisation

Les abeilles sauvages sont impliquées dans l'augmentation de la qualité, du nombre de fruits formés et de la valeur commerciale de nombreuses cultures annuelles et pérennes. Les pollinisateurs sauvages se montrent parfois plus utiles que les abeilles domestiques dans l'induction de la production de fruits (Greenleaf & Kremen, 2006; Garibaldi *et al.*, 2013; Mallinger & Gratton, 2015). Dans certains systèmes de culture, ces pollinisateurs sauvages améliorent la mise à fruits deux fois plus que leurs équivalents domestiques pour une augmentation identique du nombre de visites florales. La formation des fruits à partir des fleurs est favorisée par les visites des pollinisateurs domestiques et sauvages sans interaction négative entre les deux groupes, laissant penser qu'une conservation appropriée de tous les pollinisateurs serait plus bénéfique à l'agriculture plutôt qu'une gestion orientée pour promouvoir un seul « type » de pollinisateurs, sauvages ou domestiques (Garibaldi *et al.*, 2013). En effet, la cohabitation des abeilles domestiques et sauvages au sein d'un même environnement a déjà démontré son efficacité dans des cultures de pommes, de colza ou encore de tournesols hybrides : l'interaction entre les pollinisateurs domestiques et sauvages améliore le service de pollinisation rendu par *A. mellifera* (Greenleaf & Kremen, 2006; Bommarco *et al.*, 2012; Martins *et al.*, 2015). Les communautés de pollinisateurs visitant chaque culture comprennent des taxons généralement différents et sont très variables à la fois dans leur mobilité dans l'espace et leur période de présence ; toutes les espèces végétales n'ont pas les mêmes demandes en pollinisation. Deux types de mesures sont envisagés par Garratt *et al.* (2014a) pour éviter les déficits de pollinisation :

1. Les mesures visant l'augmentation de l'abondance générale des pollinisateurs pourraient améliorer l'activité des pollinisateurs observée dans nos régions, pour l'instant sub-optimale.
2. L'identification des pollinisateurs utiles à la pollinisation des cultures agricoles principales et de leur période d'activité permettrait de mettre en place des stratégies de conservation destinées à stabiliser le service de pollinisation pour ces cultures par le maintien de ces populations.

Cependant, la présence d'abeilles domestiques peut affecter négativement les populations d'abeilles sauvages selon les endroits étudiés et par là le service de pollinisation qu'elles délivrent. Les hypothèses avancées pour expliquer ces tendances sont la compétition pour les ressources florales ou les habitats, une transmission de pathogènes lors de la collecte des ressources nutritives sur les fleurs et les changements induits au sein des communautés de plantes par la dissémination d'espèces exotiques ou invasives (Graystock *et al.*, 2016; Mallinger *et al.*, 2017).

Les abeilles mellifères ont des taux de visite florale élevés près des ruches et au sein des paysages comprenant des sources de nourriture autres que les cultures abondantes. Ces abeilles domestiques sont proportionnellement plus nombreuses que les autres pollinisateurs à proximité de ruches, ce qui compense leur « manque d'efficacité » dans la pollinisation de certaines cultures. De plus, les ruches peuvent aisément être déplacées pour fournir un service de pollinisation localisé et au moment opportun. La période d'activité de ces abeilles s'étale de mars jusqu'à octobre tandis que la disponibilité des abeilles sauvages pour les cultures est généralement plus limitée dans le temps (période de vol généralement plus restreinte), bien que la plupart des cultures arrivent en floraison au moment où au moins une partie des abeilles sauvages sont présentes (Woodcock *et al.*, 2013; Falk, 2015).

Le service de pollinisation des pollinisateurs alternatifs¹¹ aux cultures est évalué comme le nombre de visites multiplié par l'efficacité du passage auprès de la fleur, reflété par le dépôt de pollen. La part de pollinisation délivrée par ces pollinisateurs a récemment été évaluée identique à celle fournie par les abeilles (sauvages et domestiques confondues). Les pollinisateurs alternatifs ont tendance à effectuer plus de visites florales que les abeilles (cette part variant fortement selon les cultures considérées) ce qui contrebalance leur moindre efficacité dans le dépôt de pollen (Rader *et al.*, 2016).

L'existence de ces pollinisateurs alternatifs présente certains avantages qui pourraient contribuer à mitiger l'impact du déclin des abeilles sur la pollinisation. Ils peuvent être actifs durant une période de temps plus étendue, à des moments de la journée différents, se déplacer par des conditions météorologiques peu avantageuses pour les abeilles, et transporter du pollen sur une plus grande distance que certaines abeilles sauvages. Leurs populations déclinent globalement de manière plus faible que les abeilles, généralement plus durement affectées par le fractionnement des habitats naturels (Rader *et al.*, 2016). Il faut toutefois pondérer la présence de ce groupe alternatif de pollinisateurs avec les cultures d'intérêt commercial et les communautés végétales qu'ils pollinisent (Garratt *et al.*, 2014a).

2.3.3.2 Les pollinisateurs sont-ils de bons bioindicateurs de l'environnement ?

L'utilisation d'indicateurs de biodiversité standardisés est importante. Ils permettent d'évaluer ce paramètre écologique au sein du milieu étudié. Ainsi, la perte de biodiversité d'un environnement et l'impact des mesures de conservation sur l'évolution de ce paramètre peuvent être estimés grâce à ces indicateurs (Mace & Baillie, 2007).

Les espèces d'abeilles et de syrphes présentes dans un milieu donné ne peuvent pas être utilisées comme des moyens d'évaluation de la richesse spécifique (ou biodiversité) d'autres taxons d'arthropodes, d'oiseaux et de végétaux en Europe (Billeter *et al.*, 2008). Les pollinisateurs peuvent toutefois être utilisés en tant que bio-indicateurs de la « santé » d'un écosystème. Quand l'écosystème est en proie à un dysfonctionnement ou un stress environnemental important, la relation entre la diversité des abeilles et leur abondance ne présente pas une forme log-normale (Kevan, 1999).

¹¹ « Pollinisateurs alternatifs » désignait tous les pollinisateurs n'étant pas des abeilles dans l'article de Rader *et al.* (2016).

Détecter la présence de certaines espèces de syrphes au sein d'un milieu particulier permet également d'évaluer sa dégradation : certains habitats contiennent des espèces de syrphes « rares » ou spécialistes qui sont indicatrices de la bonne préservation de ces milieux. La diminution d'abondance des syrphes possédant une préférence pour un type d'environnement peut exprimer une conversion de celui-ci. Les espèces indicatrices d'un environnement peuvent être évaluées grâce à la capture de nombreux spécimens dans différents sites d'expérimentation. Dans le cadre d'une comparaison de deux vignobles aux modes de gestion différents (biologique et conventionnel), l'évaluation de la « santé » du milieu a été effectuée sur base des traits écologiques fonctionnels des larves des espèces échantillonnées dans ces sites : régime trophique, voltinisme¹², durée de développement, habitat. A l'opposé, une simple comparaison de la richesse spécifique des deux habitats ne permettait pas la distinction des deux modes de gestion (Sommaggio, 1999; Sommaggio & Burgio, 2014).

Les syrphes sont également sensibles à l'utilisation de produits phytopharmaceutiques : celle-ci augmente la mortalité des larves dans les champs traités. Cependant, cette information est à pondérer avec l'état du paysage proche/environnant : les adultes peuvent recoloniser rapidement de tels endroits si les alentours du champ présentent des environnements diversifiés. Un avantage des syrphes en tant qu'indicateurs est leur présence au sein d'une large diversité d'environnements (des forêts aux paysages urbains, bien qu'en abondance contrastée) et les individus adultes sont très mobiles, ce qui rend l'évaluation d'environnements à grande échelle aisée et pertinente. (Sommaggio, 1999; Sommaggio & Burgio, 2014).

L'abeille domestique quant à elle peut être utilisée pour déterminer l'ampleur de la contamination de l'environnement. La présence massive d'abeilles mellifères mortes ou présentant des troubles comportementaux sévères à proximité des ruches peut indiquer une utilisation inadaptée de produits phytopharmaceutiques. Les résidus de ces produits, les composés radioactifs, les métaux lourds (plomb, cadmium,...) présents dans l'atmosphère, le nectar ou l'eau sont détectables dans le corps des abeilles exposées (ces insectes possèdent une fourrure capable d'accumuler ces particules de polluants) ou dans les produits de la ruche. Les abeilles sont faciles à élever et reproduire, effectuent beaucoup de visites florales par jour, présentent des besoins nutritionnels peu importants et couvrent une grande aire de butinage, ce qui contribue à en faire des bio-indicateurs intéressants de la pollution environnementale (Porrini *et al.*, 2002; Abrol, 2011).

2.3.4 La pollinisation : mécanismes

La pollinisation est un service éco-systémique de support (Sandhu *et al.*, 2010) dont la mise en place dépend d'autres services de support et de régulation (Zhang *et al.*, 2007). Il s'agit du transfert de pollen vers les stigmates des plantes, permettant la reproduction sexuée des végétaux. Ce transfert de pollen peut être assuré par des organismes vivants (pollinisation biotique) ou par des phénomènes abiotiques tels que le vent, l'eau ou encore la gravité (ECPA, 2013). La pollinisation animale est effectuée lorsque des animaux pollinisateurs collectent du pollen sur les plantes à fleurs (ou angiospermes) et le transportent de fleur en fleur (Abrol, 2011; Rader *et al.*, 2016). De manière globale, les pourvoyeurs de la pollinisation ont besoin d'un habitat (pour se reproduire et hiberner) et de sources de nourriture (le plus souvent des ressources florales) fournissant du pollen ou du

¹² Voltinisme = nombre de générations réalisées en une année par une espèce d'insecte (d'Aguilar & Fraval, 2004).

nectar pour se développer. Seuls les adultes femelles réalisent cette collecte de ressources parmi les abeilles et les syrphes (Holloway, 1976; Falk, 2015).

Le pollen contient des protéines, des lipides, des vitamines et des éléments minéraux divers dans des quantités variables selon l'espèce de plante butinée. Ces éléments sont utiles principalement lors du développement des larves. Le nectar est une solution sucrée et la source principale d'énergie des abeilles, notamment destinée au vol et au mouvement du pollinisateur. Il contient de l'eau et des sucres (saccharose, fructose, glucose, ou encore hexose) en concentrations variables ainsi que d'autres composés (acides aminés, ions), présents en quantités infimes. Certains pollinisateurs spécialistes remplacent le nectar et prélèvent de l'huile à l'intérieur des fleurs d'espèces végétales spécialistes (Abrol, 2011; Nicolson, 2011).

2.3.5 Facteurs influençant la pollinisation

Les écosystèmes naturels sont composés d'une grande diversité de fleurs. Celles-ci attirent les pollinisateurs grâce à leurs traits floraux : forme, taille, couleur et odeur (Chittka & Raine, 2006). Leur phénotype attire des pollinisateurs différents, qui interagissent de manière mutualiste avec la plante. Ces interactions ont induit une spécialisation entre les fleurs et les pollinisateurs qui les visitent (Willmer, 2011). Les pollinisateurs sont généralement attirés par des fleurs ayant des ressources importantes en nectar et en pollen ou de bonne qualité (haute valeur nutritionnelle) (Proctor *et al.*, 1996). L'abondance et la qualité des ressources florales influence le comportement de butinage des visiteurs de plantes, surtout pour les pollinisateurs généralistes (Goulson, 2009).

La longueur de la langue est un trait fonctionnel qui influence les ressources florales utilisables par le pollinisateur et par là son efficacité pour une culture ou l'autre. Les *Apidae* sont des abeilles à langue longue, tandis que les *Halictidae*, les *Andrenidae* et les *Colletidae* possèdent une langue courte. Les *Megachilidae* possèdent un appendice d'une longueur intermédiaire à longue (Rasmont *et al.*, 2005). Les plantes fourragères pérennes comme les trèfles *Trifolium spp.* sont butinables par les pollinisateurs à longue langue (Rosa García & Miñarro, 2014). Le trèfle des prés (*Trifolium pratense* (L., 1753)) peut en effet être efficacement pollinisé par certains bourdons (*Bombus hortorum* (L., 1761) et *Bombus pascuorum* (Scopoli, 1763) par exemple) ou d'autres abeilles sauvages : la corolle florale est profonde, ce qui ne permet pas à certaines abeilles (dont *Bombus terrestris* (L., 1758), un bourdon à langue courte, d'y prélever le nectar. Ces pollinisateurs à langue plus courte se révèlent plus adaptées à la nutrition sur des fleurs moins profondes comme les *Asteraceae* ou encore les *Apiaceae* (Prys-Jones & Corbet, 1991; Free, 1993; Ecological Society of America (ESA), 2014).

D'autres mécanismes peuvent être nécessaires pour mener à bien la pollinisation de certaines espèces végétales. La sonication, aussi appelée « *buzz pollination* » en Anglais, est réalisée par les bourdons. Les secousses permettent à la culture visitée de relâcher le pollen produit au préalable. C'est pourquoi il existe des ruches de bourdons (principalement *Bombus terrestris* en Europe), commercialisées pour assurer la pollinisation de cultures commerciales telles que la tomate en serre, représentant 95% de l'utilisation de ces ruches en 2006, ou les framboises (Greenleaf & Kremen, 2006; Velthuis & van Doorn, 2006; Goulson, 2009).

2.3.6 Interactions entre plantes et pollinisateurs

Les réseaux d'interaction entre les plantes sauvages et les pollinisateurs sont redondants : il y a plus d'espèces généralistes que d'espèces spécialistes ce qui signifie que ces interactions sont généralement asymétriques et emboîtées : un végétal peut dépendre fortement d'un animal (ici, un

pollinisateur) pour assurer sa reproduction, tandis que ledit pollinisateur peut dépendre de manière très limitée de la plante (Bascombe *et al.*, 2006). Les espèces généralistes, également appelées espèces polylectiques, sont des pollinisateurs butinant un grand nombre d'angiospermes appartenant à plusieurs familles florales au sein de leur environnement tandis que les spécialistes sont capables de prélever du pollen sur une gamme de plantes plutôt étroite (pas plus haut que le genre), contenant des espèces végétales généralement proches du point de vue phylogénétique. Enfin, il existe très peu d'espèces monolectiques, prélevant le pollen sur une seule espèce végétale. En Europe, les espèces sont au minimum oligolectiques en raison de la diversité de la flore territoriale (Falk, 2015).

Les espèces généralistes sont considérées comme plus résistantes aux changements dans la composition et la structure des réseaux plantes-pollinisateurs que les espèces spécialistes de par leur caractère polylectique (Memmott *et al.*, 2004). Toutefois, les changements de composition spécifique végétale se produisant à l'échelle mondiale sont capables d'affecter les populations d'espèces pollinisatrices et végétales ainsi que leurs interactions mutuelles (Hegland *et al.*, 2008). La diminution de la richesse spécifique végétale est un facteur entraînant une perte de diversité des abeilles sauvages dans les systèmes agricoles (Banaszak, 1992). Ainsi, les réseaux plantes-pollinisateurs peuvent pâtir de la disparition de ces espèces d'insectes et de plantes : il peuvent ainsi s'effondrer, malgré la robustesse de leur structure (Memmott *et al.*, 2004).

La biodiversité de plantes présentes dans la plupart des régions du monde a beaucoup évolué au cours des dernières décennies. Globalement, la diversité des plantes indigènes/autochtones a diminué parmi différents sites et habitats (Lavergne *et al.*, 2006). Les plantes les plus affectées par cette diminution de diversité sont les plantes strictement allogames et entomophiles car leur reproduction repose uniquement sur la pollinisation. L'amoindrissement des ressources florales intéressantes que ces végétaux pourvoient influencent à leur tour les pollinisateurs qui en dépendent pour assurer leur nutrition (Biesmeijer *et al.*, 2006).

Des plantes allochtones entomophiles ont su s'intégrer dans des écosystèmes naturels: elles agissent comme des sources de nectar et de pollen supplémentaires pour les pollinisateurs présents (Stout & Morales, 2009). Ce faisant, elles peuvent servir de tampon contre une pénurie de ressources florales indigènes qui pourrait survenir suite aux modifications environnementales (Schweiger *et al.*, 2010). Ces végétaux étrangers sont pour la plupart des plantes ornementales possédant des fleurs attractives et une longue période de floraison. Ceci diminue la dépendance entre les espèces pollinisatrices indigènes et les plantes locales (Lambdon *et al.*, 2008). Cet aspect profite globalement plus aux pollinisateurs généralistes et peut induire des conséquences indésirables sur les relations entre pollinisateurs et plantes indigènes : celles-ci peuvent être évincées du milieu à cause de la compétition avec les plantes étrangères, ce qui impactera négativement les pollinisateurs spécialistes qui s'en nourrissent (Traveset & Richardson, 2006).

2.3.7 Menaces

2.3.7.1 Situation actuelle

Malgré l'importance des services fournis par les abeilles dans le cadre de la production agricole, le nombre de colonies d'abeilles domestiques en Europe a diminué de 25% entre 1985 et 2005 (Potts *et al.*, 2010a) et de 59% aux Etats-Unis (National Research Council, 2007). Cependant, à l'échelle mondiale, le nombre de colonies de ces pollinisateurs a augmenté de 45% principalement afin de

satisfaire une demande en miel croissante. Les régions du monde où s'est déroulée cette croissance sont majoritairement l'ex-URSS et la Chine (Aizen & Harder, 2009).

2.3.7.2 Facteurs affectant les populations d'abeilles et de pollinisateurs

Plusieurs facteurs interdépendants sont recoupsés par Potts *et al.* (2010b) et Abrol (2011) afin d'expliquer la diminution des populations de ces pollinisateurs domestiques et des pollinisateurs sauvages. Les apiculteurs perdent de plus en plus de colonies d'*A. mellifera* à cause de mauvaises pratiques apicoles, de parasites (par exemple l'acarien *Varroa destructor* Anderson and Trueman), de pathogènes (bactéries et virus), des stress environnementaux (manque de sources de nourriture, uniformisation génétique et exposition à l'influence délétère des produits phytopharmaceutiques) et du changement climatique. Certains facteurs peuvent être sub-létaux mais deviennent mortels une fois combinés avec d'autres facteurs à cause de l'affaiblissement des colonies à long terme. La diminution des populations de ces pollinisateurs domestiques entraîne un plus grand « repos » sur les pollinisateurs sauvages toujours présents dans les paysages locaux (Morandin *et al.*, 2007).

Les populations sauvages d'abeilles mellifères ont disparu (Moritz *et al.*, 2007). Les abeilles sauvages sont affectées par les mêmes facteurs que les abeilles domestiques, exception faite des pratiques apicoles et de l'uniformisation génétique. Elles souffrent également à cause de la présence d'espèces végétales étrangères, la compétition avec les espèces d'abeilles domestiques, ainsi que la conversion agricole et l'intensification de l'occupation des terrains agricoles, qui entraînent une simplification et une homogénéisation du paysage ainsi que la destruction d'habitats naturels et semi-naturels comprenant des ressources florales diverses et des refuges de nidification (Steffan-Dewenter *et al.*, 2005; Morandin *et al.*, 2007; Abrol, 2011; Rosa García & Miñarro, 2014). La combinaison de ces facteurs affecte fortement la composition, l'abondance et la diversité des populations d'abeilles sauvages locales et d'autres pollinisateurs plus sévèrement que les abeilles domestiques (Ricketts *et al.*, 2008).

La composition et la richesse spécifique des populations sauvages de pollinisateurs (syrphes et abeilles) évoluent au fil du temps : certaines espèces d'abeilles sauvages disparaissent, tandis que d'autres espèces voient leurs populations augmenter (Rasmont *et al.*, 2005; Williams & Osborne, 2009). Les pollinisateurs les plus concernés par des risques d'extinction semblent être ceux qui possèdent certains traits fonctionnels particuliers, comme par exemple les pollinisateurs reposant sur une gamme de ressources alimentaires et d'habitats restreints/très spécialisés (Biesmeijer *et al.*, 2006). Les effets induits par la fragmentation du territoire affectent donc plus fortement les parasitoïdes et les abeilles solitaires, parasitiques et/ou oligolectiques (Steffan-Dewenter *et al.*, 2006).

2.3.7.3 Influence de la diversité du paysage et des pratiques agricoles sur les pollinisateurs

Le Féon *et al.* (2010) listent quelques pratiques agricoles pouvant avoir un impact négatif sur ces abeilles sauvages. L'apport trop important de fertilisants azotés ou encore le surpâturage animal sont ainsi mentionnés comme responsables de la diminution de la quantité de ressources florales adventices en prairies ou en grandes cultures. La raréfaction des patchs de mauvaises herbes suite au contrôle mécanique ou chimique des adventices (comprenant des espèces bénéfiques pour les pollinisateurs) a également restreint l'abondance des sources nectarifères et pollinifères disponibles pour les pollinisateurs (Steffan-Dewenter *et al.*, 2005; Nicholls & Altieri, 2013). La perte de la végétation naturelle ou semi-naturelle (à l'intérieur ou à l'extérieur du champ, comme par exemple

les haies ou les bandes enherbées attenantes au champ) diminue aussi la diversité de micro-habitats disponibles pour la ponte et le développement des larves (New, 2005). La présence de tels habitats augmentait également le nombre de fleurs visitées, améliorant le service de pollinisation à l'échelle locale, le champ (Billeter *et al.*, 2008; Le Féon *et al.*, 2010). Les pollinisateurs et les auxiliaires des cultures partagent des ressources et des habitats similaires (Nicholls & Altieri, 2013).

Des communautés d'abeilles diverses ont été observées dans des zones de grandes cultures contenant un grand nombre de spéculations différentes. Les abeilles sauvages seraient donc plus favorisées par des systèmes agricoles dédiés à la culture ou mixtes plutôt que par des exploitations agricoles animales intensives (peu de prairies permanentes, limitées en termes de diversité de fleurs (domination des graminées) et ayant un taux de pâturage élevé, découplage entre les prairies et l'élevage au profit de la consommation de céréales fourragères) (Le Féon *et al.*, 2010). Une succession de cultures en fleurs à des moments différents fournit de la nourriture aux pollinisateurs tout au long de la saison, tant que cet ensemble de ressources se trouve à portée de butinage. Ce paramètre est influencé par la taille du pollinisateur : les abeilles mellifères et les bourdons sont capables de parcourir une distance plus élevée que les abeilles sauvages, généralement plus petites, afin de trouver les ressources permettant de se développer. Les cultures agricoles (non-anémophiles) pourvoient une quantité abondante de ressources florales durant leur période de floraison, souvent limitée dans le temps (généralement quelques semaines, un mois pour le colza) et uniformisée avec la floraison dans les champs voisins. Si les rotations de cultures sont assez homogènes à l'échelle du paysage, comme cela s'observe régulièrement dans les systèmes agricoles de nos régions, les cultures ne permettront pas de supporter de manière optimale les populations de pollinisateurs tout au long de la saison. Pour une pollinisation optimale des cultures, le nombre de pollinisateurs doit être suffisant durant la floraison (Westphal *et al.*, 2003; Greenleaf & Kremen, 2006; Le Féon *et al.*, 2010).

Un paysage constitué de terres cultivées intensivement parsemées d'une mosaïque d'habitats semi-naturels (prairies permanentes, jachères, fanges, tourbières, bruyères, bosquets forestiers) ou de terres cultivées de manière plus extensive peuvent s'avérer bénéfiques pour les abeilles (Billeter *et al.*, 2008; Le Féon *et al.*, 2010; Schindler *et al.*, 2013). L'isolement par rapport aux espaces semi-naturels entraîne un abaissement des populations de pollinisateurs sauvages et de leurs visites florales en zones tempérées et tropicales. Cet amoindrissement des populations croît avec la distance par rapport à ces interfaces : des champs situés à 1,5 km des zones d'habitats naturels contenaient ainsi la moitié de l'abondance de pollinisateurs observable aux interfaces entre zone agricole et naturelle. Les visites florales déclinent plus vite pour les abeilles sociales (hors *A. mellifera*) que les abeilles solitaires (Ricketts *et al.*, 2008). De la même manière, un paysage où plus de 15% des terres situées à 800m des bords de champs classiques sont des prairies semi-naturelles voit l'abondance des bourdons et des autres abeilles sauvages augmenter, exception faite des *Andrena* (un genre d'abeilles nidifiant généralement dans des berges escarpées) (Morandin *et al.*, 2007). Les prairies semi-naturelles sont susceptibles d'offrir aux abeilles sauvages des sites de nidification (terriers de rongeurs, cavités diverses, ...) n'existant pas ou peu dans les cultures annuelles, travaillées chaque année avant leur implantation (Fussell & Corbet, 1992; Shuler *et al.*, 2005). Augmenter la part des prairies permanentes au sein du paysage diminue ainsi l'intensité agricole perçue du milieu (Herzog *et al.*, 2006).

2.3.8 Impact de la diminution des pollinisateurs sur l'agriculture

La majorité des cultures considérées comme des denrées de base (blé, riz, autres céréales, ...) ne reposent pas sur la pollinisation entomophile (plantes autogames ou anémophiles). D'autres spéculations agricoles nécessitent une intervention plus ou moins marquée des pollinisateurs pour assurer leur reproduction en zone tempérée et tropicale (notamment les arbres fruitiers et les arbres à fruits à coque). Cette part de l'agriculture pollinisation-dépendante augmente plus rapidement (+300% en 50 ans) que la capacité de pollinisation globale délivrée par les colonies d'abeilles domestiques. La demande en pollinisation résultante, entraînée par la mondialisation et l'augmentation de la consommation de ces denrées, se révèle donc plus importante que l'offre de pollinisation apportée par les abeilles domestiques. La différence entre l'offre de pollinisation et la demande a été comblée par le passé par les abeilles sauvages (Aizen & Harder, 2009). Une diversité de pollinisateurs vaste permet de rendre la pollinisation d'une culture plus stable et d'atténuer les fluctuations au sein des populations de certaines espèces pollinisatrices et de maintenir cette offre (Kremen *et al.*, 2002; Ricketts, 2004).

Si le paysage environnant est cultivé intensivement (et l'habitat naturel est fragmenté), le service de pollinisation fourni à diverses cultures (colza, fraise, potiron, sarrasin) par les pollinisateurs sauvages est impacté négativement (Bartomeus *et al.*, 2014). La présence de ressources florales très abondantes durant la floraison des cultures et la diminution l'abondance des pollinisateurs suite à l'intensification agricole peut aussi diluer les populations de pollinisateurs à l'échelle du paysage, influençant le service de pollinisation rendu à cette échelle (Holzschuh *et al.*, 2016; Montero-Castaño *et al.*, 2016).

En Europe de l'Ouest, la production des végétaux reposant sur la pollinisation diminue en même temps que leurs pollinisateurs (Biesmeijer *et al.*, 2006). Les vergers d'arbres fruitiers constituent une part non négligeable de ces végétaux à la production dépendante de la pollinisation (Klein *et al.*, 2007). Les abricotiers, nectariniers, pruniers, accuseraient une baisse de rendement (illustré/approximé par la production des fruits) en cas de baisse des populations d'abeilles sauvages. Le recours à la pollinisation à la main ou par *pollen dusting*¹³ à la place de la pollinisation par abeilles mellifères résulterait également en un rendement plus faible (Allsopp *et al.*, 2008).

Le pommier (*Malus domestica* (Borkh., 1803)) est un arbre allogame. La production de pommes repose fortement sur la pollinisation pour obtenir un fruit de bonne qualité (Rosa García & Miñarro, 2014; Eeraerts *et al.*, 2017). Les pollinisateurs augmentent le nombre de fruits formés par arbre. La qualité des pommes produites après pollinisation, reflétée par le calibre est différente selon la variété de pommier considérée. La production supplémentaire induite par la pollinisation et parfois le classement des fruits dans des classes de qualité supérieures possède une valeur financière importante à l'hectare : 11000€ pour Cox et 14000€ livres pour Gala au Royaume-Uni (Garratt *et al.*, 2014b). Dans les vergers de cerisiers, la formation des fruits (et par conséquent, le rendement) diminue quand le paysage environnant proche est parsemé de vergers cultivés de manière intensive : une réduction des habitats semi-naturels de 50 à 20% dans le paysage induite par l'intensification agricole (champs et vergers) entraîne une diminution de 50% des fruits formés. La diversité des abeilles sauvages observée dans ces paysages décroît ; la baisse du service de pollinisation engendrée n'est pas compensée par la pollinisation des abeilles domestiques, même si elles sont

¹³ « Aspersion » des organes reproducteurs femelles de la plante à l'aide de pollen sec formulé en poudre (Parthiban & Seenivasan, 2017).

amenées en grand nombre sur le terrain en ruchers (Eeraerts *et al.*, 2017). En absence de pollinisation, le rendement baisserait donc de manière significative ; la gestion des pollinisateurs dans le milieu est essentielle pour préserver le retour financier induit par ce service. (Répétition ?) (Holzschuh *et al.*, 2012; Garratt *et al.*, 2014b; Eeraerts *et al.*, 2017).

2.4 Principes d'aménagement du territoire et mesures de conservation

2.4.1 Mesures agro-environnementales (MAE)

Les mesures agro-environnementales sont des mesures variées de conservation de la biodiversité. Elles appartiennent au second pilier de la PAC (développement rural, respect de l'environnement) et ont été mises en place notamment pour maintenir et rétablir la diversité d'animaux utiles ou la faune locale pour laquelle les milieux agricoles sont des habitats secondaires et bien souvent les seuls habitats restants (perdrix grise). La lutte contre la perte d'habitats « sauvages » s'effectue notamment au travers de la rémunération des agriculteurs volontaires implantant des « dispositifs agro-environnementaux » favorables à l'environnement dans leur ferme. Le paiement accordé, financé par l'Union Européenne et le pays membre dans lequel la mesure est implantée, varie fortement selon le dispositif mis en place. Il permet de rembourser les coûts d'implantation des mesures et de payer l'agriculteur pour son investissement dans la préservation de la biodiversité. En Belgique, près de la moitié des agriculteurs (48%) avaient participé à ce programme en 2016 (Natagriwal ASBL; Kleijn *et al.*, 2006).

2.4.1.1 Mesures disponibles et conditions de rémunération

Diverses conditions sont requises pour bénéficier des mesures agro-environnementales. L'agriculteur demandeur doit respecter les bonnes pratiques agricoles de base avant de s'inscrire par formulaire. Ce faisant, l'agriculteur s'engage à mettre en place et à entretenir durant cinq ans les dispositifs agro-environnementaux. Les MAE sont séparées en deux catégories : les « méthodes de base » (tournières enherbées, haies, mares, prairies naturelles, animaux locaux menacés) et les « méthodes ciblées » requérant l'avis d'un expert (prairies inondables, prairies de haute valeur biologique, développement d'un plan d'action agroenvironnemental à l'échelle de la ferme) qui peuvent être recommandées à l'agriculteur après visite de l'exploitation par un expert (Natagriwal ASBL). La liste des mesures pratiquées en Belgique est disponible en annexe 1.

2.4.1.2 Intérêts pour la biodiversité des pollinisateurs

La mise en place de dispositifs environnementaux est un moyen de préservation des pollinisateurs souvent cité dans la littérature (Kleijn *et al.*, 2006; Le Féon *et al.*, 2010; Nicholls & Altieri, 2013). Les effets d'un dispositif agro-environnemental sur la biodiversité dépendent de sa conception et de son implantation sur le terrain. C'est pourquoi leur insertion à l'échelle du paysage est critique. L'échelle individuelle/spatiale la plus basse dans lesquels ils sont implantés sont les champs des agriculteurs volontaires (Kleijn *et al.*, 2006). Les services éco-systémiques positifs et négatifs pour l'agriculture s'exercent généralement à une échelle supérieure, à laquelle se mettent en place les SES de support et de régulation sur lesquels ils reposent. Les pollinisateurs utilisent leur environnement à l'échelle du champ ou du paysage : les agissements des fermiers doivent être coordonnés sur l'ensemble du paysage pour améliorer la distribution de ce service ; sans cela, les dispositifs sont distribués de manière inégale au sein du paysage composé par l'ensemble des fermes (Zhang *et al.*, 2007). Dans ce dernier cas, de vastes portions de territoire cultivées de manière intensive peuvent se trouver entre ces dispositifs. Cela peut contribuer à diminuer l'efficacité des mesures agro-environnementales car

cela ne solutionne pas réellement le problème de la fragmentation des habitats à l'échelle du paysage (Kleijn *et al.*, 2006). Les mesures pour améliorer les services éco-systémiques au niveau du champ ou de la ferme n'ont un effet que sur la zone où celles-ci sont appliquées ou le champ avoisinant (Zhang *et al.*, 2007).

De manière générale, les mesures agro-environnementales améliorent la richesse spécifique et l'abondance des pollinisateurs principaux au niveau européen. L'effet bénéfique de ces mesures est plus marqué dans des paysages simplifiés (comprenant entre 1 et 20% de zones semi-naturelles à l'échelle du paysage environnant) que dans des paysages complexes et des paysages entièrement ouverts (moins d'un pourcent d'habitats semi-naturels). L'efficacité des mesures se montre plus marquée quand elle augmente la disponibilité des ressources florales différentes en grandes cultures mais pas en prairies (Scheper *et al.*, 2013).

L'effet des dispositifs sur la richesse spécifique et l'abondance est différent. Les bandes fleuries, implantées à une échelle plus petite, avaient un effet proportionnellement plus marqué par rapport aux autres mesures ; la conversion de l'exploitation à l'agriculture biologique avait un effet d'une ampleur bien moindre (et dans le cas des prairies, non significative). Le nombre d'espèces semées augmentait l'efficacité des bandes fleuries, car l'abondance et la diversité de ressources florales sont des facteurs limitants de l'augmentation de la taille des populations de pollinisateurs. D'autres facteurs jouent un rôle dans l'augmentation de la diversité des pollinisateurs, comme les sites de nidification et la réduction de l'exposition aux pesticides. Les pollinisateurs qui répondent le plus aux mesures agro-écologiques développées à des échelles plus petites sont des espèces communes généralistes. Pour préserver des espèces pollinisatrices spécialistes, il faudrait mettre en place ces mesures agro-environnementales à une échelle plus grande (Scheper *et al.*, 2013).

2.4.2 Vers une préservation des pollinisateurs

De manière globale, l'impact de l'agriculture pour les pollinisateurs peut être allégé. Les produits phytopharmaceutiques pourraient s'avérer moins destructeurs pour leurs populations si les cahiers des charges reprenant les exigences en termes de qualité des matières premières des agro-industries baissent et autorisent/ permettent aux agriculteurs un usage plus approprié des intrants (Colocousis & Duncan, 2007). L'effet de la fragmentation des habitats naturels sur les pollinisateurs peut être contrebalancé en améliorant les pratiques de gestion et d'aménagement du territoire à l'échelle du paysage. Un changement des pratiques agricoles à l'avantage des pollinisateurs peut être envisageable dans d'autres systèmes de culture favorisant une meilleure gestion des espaces naturels et des ressources florales à cette échelle, ou dans des systèmes entraînant moins de perturbations dans l'agro-écosystème (agriculture de conservation). L'octroi de subsides plus avantageux pour les agriculteurs qui mettent les mesures agro-environnementales en place pour des périodes de temps importantes ainsi que la sensibilisation des agriculteurs pourrait motiver l'implantation de ces mesures en exploitations (Greenleaf & Kremen, 2006; Zhang *et al.*, 2007; Ricketts *et al.*, 2008; Potts *et al.*, 2010b).

Ces mesures consistent par exemple en l'implantation de bandes enherbées fournissant des ressources florales abondantes, la fauche tardive de ces bandes, la restauration des plantes à floraison abondante au sein des prairies permanentes ou la promotion de la fauche plutôt que de l'ensilage, ne laissant pas les plantes monter en fleurs (Le Féon *et al.*, 2010).

3 OBJECTIFS

Ce travail de fin d'étude s'inscrit dans un projet d'étude pluriannuelle d'une exploitation agricole ayant la volonté de réaliser une transition (agro)-écologique, ce qui signifie un passage de pratiques agricole dites « conventionnelles » vers des pratiques dites « agro-écologiques ». Ce mémoire consistera en l'évaluation de l'impact de la diversification de l'agro-écosystème sur la biodiversité des pollinisateurs et le service éco-systémique de pollinisation entre différents micro-environnements (verger, prairie de fauche, grande culture, milieu humide) de l'exploitation agricole Froide Fontaine, située à Havelange.

Premièrement, la diversité et l'abondance des pollinisateurs présents sur les différents habitats seront observées et analysées au moyen de techniques de capture standardisées ainsi que d'analyses statistiques poussées à l'échelle de la ferme de Froide Fontaine. Différents indices de biodiversité alpha ainsi que des méthodes d'ordinations (bêta) seront appliqués en vue d'observer la structure des communautés d'abeilles sauvages (*Hymenoptera : Anthophila*) entre les micro-habitats inclus sur le site d'étude.

Le second objectif correspond à la comparaison des services de pollinisation rendus par les communautés de pollinisateurs présentes dans les différents micro-habitats. Ce service éco-systémique sera évalué par l'observation et la quantification de la réussite de pollinisation (nombre de graines formées) d'une plante représentant la pollinisation, le phytomètre. Ensuite, nous allons évaluer la relation entre les indices de diversité observés et la formation des graines d'un phytomètre sélectionné [*Fagopyrum esculentum* et *Trifolium pratense*] : ces phytomètres sont entomogames ; leur rendement floral est lié à l'ampleur de la pollinisation délivrée. Ainsi, nous connaissons l'effet de la biodiversité sur le service éco-systémique de pollinisation fourni à ces espèces végétales selon les parcelles.

4 MÉTHODOLOGIE

4.1 Présentation du site étudié

4.1.1 Emplacement et caractérisation des différents sites étudiés

La ferme de Froidefontaine est située à Havelange, dans la province de Namur. Les parcelles étudiées dans ce travail sont situées à flanc de vallée, suivant un gradient de pente léger. Elles sont exposées plein sud. Quatre parcelles se succèdent du Nord au Sud : une parcelle de grandes cultures **GC**, séparée cette année en maraîchage en serre sur une partie de sa surface, la superficie restante étant emblavée avec diverses cultures parmi lesquelles de l'indigo, un mélange fourrager et des pommes de terre; une parcelle de prairie de fauche ; une parcelle de verger pommier haute tige (constitué de nombreuses variétés de table différentes) dont les pommes sont destinées à la transformation en cidre par la Cidrerie du Condroz ; et enfin une zone humide située au bord du ruisseau Barsy.

Le site de la ferme est dominé par des sols limoneux plus ou moins caillouteux à drainage naturel excessif ou légèrement excessif (aGbap, Gbap, Aba) (figure 5). Il y a également des sols limoneux avec un drainage plus limité (Aca, Adp) voire pauvre (Afp) (Legrain, 2009; SPW, 2016).

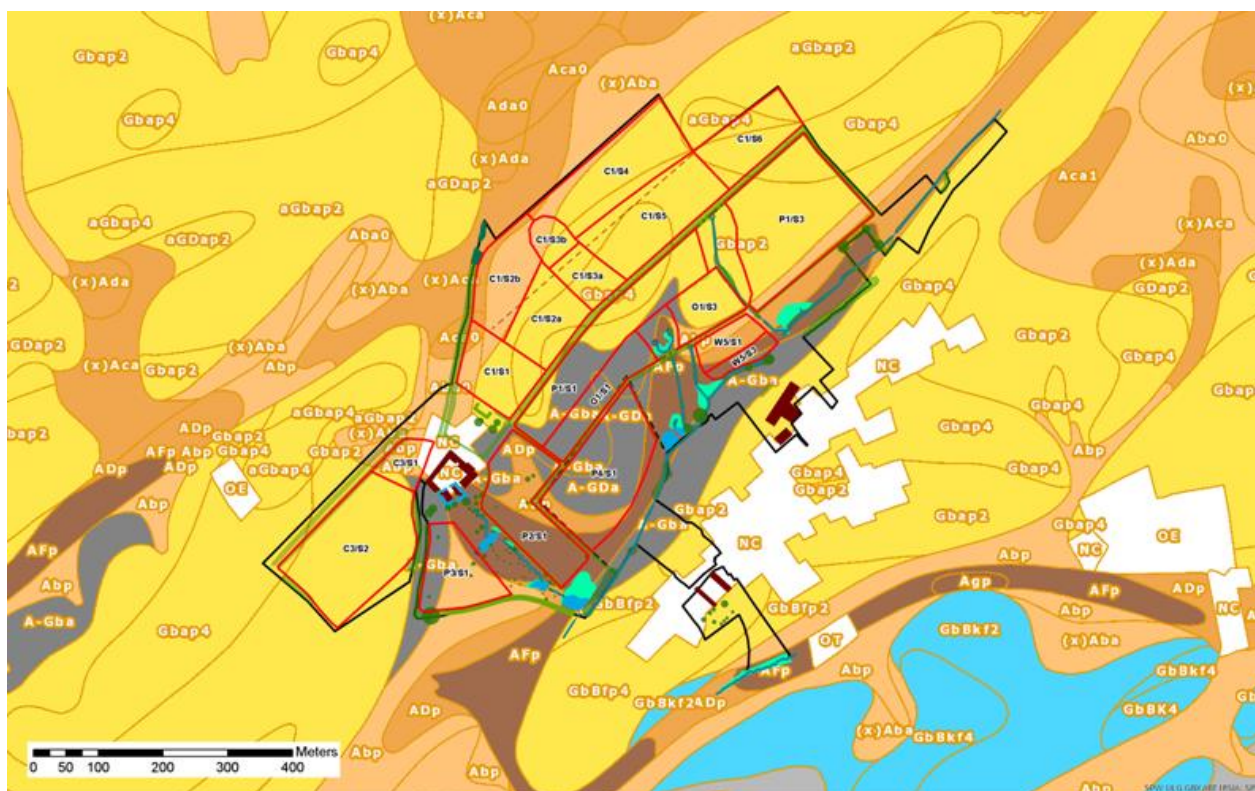


Figure 5 - Classification des sols de la ferme de Froidefontaine issue de la Carte des Sols de Wallonie (SPW, 2016). Le tracé vectoriel du dessus a été réalisé par Charlotte Rappe.

4.2 Présentation du dispositif expérimental

Un des objectifs de la ferme est de donner l'accès à la terre ou aux infrastructures à des porteurs de projets éco-concernés, dans le but de diversifier les activités basées à la ferme et d'établir par celles-ci une mosaïque de pratiques débouchant sur l'alimentation durable et de bonne qualité. L'affectation des parcelles est susceptible de changer chaque année selon la rotation ou leur

allocation à différents porteurs de projets ; de la même manière, les modalités d'exploitation du verger peuvent également très fortement varier au fur et à mesure des projets mis en place au niveau de la ferme.



Figure 6 - Représentation des sites d'étude au sein de la ferme. La carte de gauche et la légende ont été réalisées par Charlotte Rappe. Le tracé vectoriel afin d'identifier les parcelles d'expérimentation est personnel. La carte de droite est issue de l'application des coordonnées spatiales des parcelles sur Google Earth à l'aide de RStudio.

Les points de couleur indiquent la position des pièges (figure 6). Les codes utilisés dans la numérotation sont les suivants :

-Les parcelles où sont déposées les coupelles sont désignées de la manière suivante : « **PAT** » correspond à la prairie de fauche, « **VER** » à la zone de verger, « **ZH** » à la zone humide et « **GC** » à la zone de cultures. Chacun des trois trios de pan-traps colorés d'une même parcelle possède un numéro compris entre un et trois selon sa position. Les coordonnées GPS des pièges ont été relevées (annexe 2).

-Les couleurs des trios de pièges sont désignées par des lettres. « **B** » correspond aux coupelles bleues, « **W** » aux coupelles blanches et « **Y** » aux coupelles de couleur jaune. Les indicatifs des couleurs sont placés après la dénomination des parcelles.

4.3 Présentation du protocole d'échantillonnage sur le terrain

4.3.1 Méthodes de collecte choisies et standardisation de l'effort d'échantillonnage

Les méthodes de collecte utilisées dans l'évaluation de la diversité des pollinisateurs sont le piégeage à l'aide de coupelles colorées et la capture au filet sur base des transects établis (voir point 4.3.3 Capture au filet).

Ces pratiques de collecte sont utilisées à une fréquence raisonnable (un jour de collecte toutes les deux semaines). Par conséquent, la richesse spécifique, l'abondance, la régularité et la composition en groupes fonctionnels de la communauté de pollinisateurs du site échantillonné n'est pas affectée par le prélèvement. Cela signifie aussi que la répétition de ces pratiques durant les années du projet

Froidfontaine ne nuira pas à la reconstitution naturelle des populations de pollinisateurs sauvages (Gezon *et al.*, 2015).

Le choix des journées de collecte est basé sur la météo du jour ; en effet, les abeilles et les syrphes sont plus enclins à quitter leur abri pour butiner quand la température minimale en journée est supérieure ou égale à 7-8°C, la végétation sèche, le ciel peu nuageux par vent faible (inférieur à 2 Beaufort, approximativement 12 km/h) et en absence de pluie (Westphal *et al.*, 2008; British Columbia Ministry of Agriculture, 2013; Eraerts *et al.*, 2017). Cette démarche de sélection des journées de collecte est motivée par la conservation d'un effort d'échantillonnage similaire à travers le temps.

L'échantillonnage des différents sites a lieu à partir de 9h jusqu'à 17h entre fin mars et fin août. Cette période d'échantillonnage est choisie pour couvrir une période de floraison maximale susceptible d'attirer une plus grande diversité de pollinisateurs. Les tranches horaires considérées recouvrent les périodes d'activité où les pollinisateurs sont en quête de nourriture (pollen et nectar). Les coupelles sont posées et collectées dans le même ordre pour s'assurer que les pièges puissent attirer les insectes durant les mêmes intervalles de temps (Westphal *et al.*, 2008; Saunders & Luck, 2013; Abou-Shaara, 2014; Földesi & Kovács-Hostyánszki, 2014). Suite à diverses contraintes météorologiques (températures trop basses), la première collecte n'a débuté que lors de la première quinzaine d'avril.

4.3.1.1 Echantillonnage des abeilles (*Apoidea*)

Ces méthodes d'échantillonnage sont communes et s'avèrent être les plus adaptées pour échantillonner une fraction représentative des communautés d'abeilles en Europe. Elles permettent de détecter une richesse spécifique globale importante d'abeilles et d'illustrer convenablement les différences entre divers habitats en termes de richesse spécifique (Westphal *et al.*, 2008). Les communautés d'abeilles capturées par le biais de chaque méthode sont différentes ; la combinaison de ces deux techniques d'échantillonnage permet d'avoir un échantillonnage plus représentatif des communautés présentes dans le milieu (Westphal *et al.*, 2008; Grundel *et al.*, 2011).

4.3.1.2 Echantillonnage des syrphes

Il n'existe pas réellement de consensus quant à la méthode de collecte la plus efficace pour échantillonner les syrphes. L'efficacité de ces collectes varie fortement selon les écosystèmes et les régions du monde étudiés. La plupart des études comparant différentes modalités de piégeage ont été effectuées dans des zones de forêts tempérées et tropicales (Campbell & Hanula, 2007; Marcos-García *et al.*, 2012); peu de publications portent sur la comparaison de l'efficacité des coupelles colorées au sein d'un agro-écosystème, et celles-ci ne sont en général pas menées en Europe de l'Ouest ; ces résultats ne sont pas exactement transposables dans les conditions de ce mémoire (Namaghi & Hussein, 2009; Földesi & Kovács-Hostyánszki, 2014).

Les méthodes les plus utilisées pour inventorier la diversité des syrphes sont les pièges Malaise, les coupelles colorées et la capture au filet entomologique (Campbell & Hanula, 2007; Namaghi & Hussein, 2009; Földesi & Kovács-Hostyánszki, 2014). En zone agricole, un milieu ouvert, les pièges Malaise ont démontré une plus grande efficacité que les coupelles colorées jaunes, mais s'avèrent moins efficaces pour la collecte de pollinisateurs en cas d'importante couverture florale (Namaghi & Hussein, 2009). Cependant, ces pièges sont chers, difficiles à transporter en grand nombre, affectés par le vent dans des espaces ouverts et tuent beaucoup d'insectes, ce qui augmente le temps de préparation (Carboni & Lebuhn, 2000; Evans, 2016). La capture au filet par des entomologistes

expérimentés permet de capturer des espèces de syrphes non attirées par les pièges (Namaghi & Hussein, 2009). La combinaison de ces deux méthodes et l'ajout de coupelles d'autres couleurs devrait permettre un meilleur échantillonnage de ces diptères, ayant généralement des populations de plus faible densité dans les systèmes agricoles (Campbell & Hanula, 2007; Földesi & Kovács-Hostyánszki, 2014).

4.3.2 Pan-traps colorés

Les pièges (26,5 cm de diamètre, 15 cm de hauteur, modèle FLORA de RINGOT France) ont été colorés à l'aide de bombes de peinture réfléchissant les rayons ultra-violets « Rocol TOP traceur de chantier » bleue (801806), jaune (801802), et blanche (801801). Ces trois couleurs reflètent la diversité chromatique de la flore dominante en Europe (Westphal *et al.*, 2008). Le caractère réfléchissant des ultra-violets de la peinture utilisée augmente le nombre d'insectes récoltés dans les coupelles colorées (Droege, 2002). Chaque couleur attire préférentiellement un sexe ou des taxons particuliers de pollinisateurs selon l'habitat échantillonné. L'utilisation des trois bols colorés en tant que triplet de pièges à chaque endroit du site échantillonné permet d'augmenter le nombre d'espèces collectées en piégeant des compositions spécifiques de pollinisateurs différentes (Westphal *et al.*, 2008; Grundel *et al.*, 2011). Les coupelles sont positionnées en ligne et écartées de 3 à 5 m de distance (figure 7) afin d'éviter une compétition d'attractivité entre les bols et de parvenir aux mêmes probabilités de capture par bol (Droege *et al.*, 2010). Les trios de pièges sont écartés de 20 m minimum chacun afin de couvrir chaque bloc de manière la plus homogène possible (Carboni & Lebuhr, 2003).



Figure 7 – Pan traps positionnés dans la prairie de fauche

Les bols sont remplis d'eau et de savon liquide (Froggy ecological, vaisselle sensitive vitamin) inodore et incolore, pour ne pas induire un biais quant à l'attractivité des pan-traps colorés pour les

pollinisateurs. Le savon est utilisé afin de diminuer la tension de surface mélange eau-savon et ainsi d'empêcher la fuite des insectes y étant tombés (Westphal *et al.*, 2008; Baum & Wallen, 2011).

4.3.2.1 Position des coupelles colorées

Les pièges sont placés à chaque fois entre 5 à 10 cm au-dessus de la strate florale à l'aide d'un bâton en bois sur les différentes parcelles. En effet, les pan-traps colorés positionnés au niveau du sol ont une efficacité en termes de diversité spécifique d'abeilles récoltée différente selon l'importance de la couverture florale. Une couverture florale importante entraîne un sous-échantillonnage des abeilles par les coupelles colorées posées au sol (Baum & Wallen, 2011). La moindre efficacité des pan-traps colorés peut être expliquée notamment par la hauteur des fleurs des cultures inventoriées par rapport aux pièges posés au sol (le comportement de recherche de nourriture des abeilles les pousserait plutôt à circuler au sein d'une strate horizontale) ou encore par la différence d'attractivité entre fleurs et dispositifs de collecte (Cane *et al.*, 2000). Le phénomène de dilution des populations de pollinisateurs au sein de ressources florales plus importantes est évoqué dans Veddeler *et al.* (2006). La hauteur de la végétation étant variable selon les cultures emblavées, élever les pièges à hauteur des ressources florales tout au long de la saison me semblait plus pertinent qu'un dépôt au sol.

La position des coupelles colorées est légèrement différente dans la parcelle de verger haute-tige. En effet, la végétation de cette parcelle est fréquemment pâturée par des moutons, broutant l'herbe très bas; ces animaux peuvent boire l'eau contenue dans les coupelles, c'est pourquoi celles-ci ont été positionnées légèrement en hauteur (à quelques dizaines de centimètres sol) dans les parties de la parcelle pâturées. Les pièges restent bien visibles car il n'y a pas de couverture florale pouvant distraire les abeilles et diminuer l'efficacité de la collecte avec les pan-traps.

4.3.2.2 Avantages

L'utilisation de coupelles colorées est une méthode passive peu chère et peu chronophage à implémenter (l'expérimentateur s'occupe uniquement du dépôt au matin et de la récupération des pièges en fin de journée). Les couleurs vives des pièges permettent d'attirer et de collecter les pollinisateurs en absence de floraison. De plus, cette méthode de piégeage n'induit aucun biais de collecteur ; elle est donc relativement fiable et facilement reproductible dans divers environnements, ce qui est utile dans une optique de standardisation des mesures de communautés de pollinisateurs à travers différents agro-écosystèmes et des comparaisons entre différentes études (Westphal *et al.*, 2008). Cette technique de collecte est aussi plus encline à échantillonner des abeilles de petite taille, qui pourraient ne pas être détectées par les promenades d'observation, et permet de détecter des abeilles passant peu de temps sur les fleurs (par exemple des espèces cleptoparasites comme le genre *Nomada*), qui pourraient ne pas être observées au cours des captures au filet (Cane *et al.*, 2000; Roulston *et al.*, 2007; Westphal *et al.*, 2008; Falk, 2015).

4.3.2.3 Biais et autres inconvénients

Les *Halictidae* ont ainsi plus de probabilité d'être capturées grâce à ces coupelles, menant à leur surestimation dans l'échantillon (Roulston *et al.*, 2007; Grundel *et al.*, 2011). Ce type de pièges a également tendance à sous-évaluer l'abondance des spécimens de plus grande taille (certaines abeilles de la famille des *Megachilidae* et des *Apidae* par exemple, les bourdons *Bombus spp.* ou encore les abeilles mellifères *A. mellifera*), échappant plus facilement à ce type de pièges, ce qui peut conduire à une estimation plus basse de leur diversité. Les populations de ces insectes peuvent être

évaluées plus justement grâce aux promenades d'étude. A contrario, les populations d'abeilles de petite taille peuvent prendre une part de l'échantillon supérieure à celle qu'elles occupent réellement dans la population (Cane *et al.*, 2000; Westphal *et al.*, 2008; Tuell & Isaacs, 2009; Gezon *et al.*, 2015; Wood *et al.*, 2015).

4.3.3 Capture au filet

La capture au filet peut être effectuée en suivant deux types de « transects » à pied : des transects standardisés, où l'expérimentateur circule le long d'un circuit prédéterminé divisé en un certain nombre de sous-unités de longueur égale (en m) et parcourues en une période de temps identique, ou encore des transects variables. Ceux-ci n'imposent pas le parcours d'un trajet fixe sur une longueur établie à l'avance mais laissent au choix de l'expérimentateur un circuit couvrant les points les plus intéressants de la parcelle (par exemple en termes de hot spots floraux). Le circuit est effectué sur une période de temps gardée constante. Les transects variables couvrent une proportion plus importante de ressources florales susceptible de représenter une fraction représentative des zones de nidification et de butinage des pollinisateurs. Ce type de trajet semble être plus adapté aux environnements où la distribution des fleurs est variable ou encore aux habitats semi-naturels ; les transects variables s'y montrent plus efficaces en termes de couverture de l'échantillon. Les espèces d'abeilles détectées par ces deux types de promenade sont de composition assez similaire. La distribution des fleurs est plus homogène dans des cultures annuelles (Westphal *et al.*, 2008).

Le site étudié contient plusieurs sites d'affectation agricole plus ou moins intensive, dont une zone humide peu homogène en termes de floraison. Il paraissait donc plus logique d'établir des transects variables dans toutes les parcelles étudiées afin de pouvoir comparer l'effort d'échantillonnage au filet entre les différents habitats et de récolter le plus de pollinisateurs possible (les arbres du verger sont plantés de manière homogène ; les fleurs sauvages sont distribuées de manière variable au sein de cette parcelle). La collecte au filet a été effectuée parcelle par parcelle, entre 9h et 16h. Les sites ont été relevés une heure durant au cours du matin et de l'après-midi. Cette partie du protocole a été élaborée en suivant les protocoles de Morandin *et al.* (2007), Westphal *et al.* (2008) et Gezon *et al.* (2015). Un exemple de programme des journées de collecte est présenté dans le tableau 2.

Tableau 2 - Exemple de l'organisation d'une journée de collecte sur le terrain

Heure	Activité
7h30-9h	Dépôt et remplissage des pan traps
9h-10h	Premier transect variable : parcelle prairie de fauche
10h-11h	Premier transect variable : parcelle verger
11h-12h	Premier transect variable : parcelle zone humide
12h-13h	Pause de midi
13h-14h	Second transect variable : parcelle zone humide
14h-15h	Second transect variable : parcelle verger
15h-16h	Second transect variable : parcelle prairie de fauche
16h-17h30	Relevé des pan traps

4.3.3.1 Capture des spécimens

Les espèces d'abeilles à reconnaissance immédiate (*A. mellifera*, *Bombus terrestris* (Linnaeus, 1758), *Bombus lapidarius* (Scopoli, 1763)) ont été directement identifiées sur le terrain et relâchées à la fin de la journée afin d'éviter un recomptage des individus relâchés. Les autres insectes sont stockés dans des piluliers de plastique (VWR), passés au congélateur, et identifiés par binoculaire grâce aux clés d'identification (Gezon *et al.*, 2015; Eraerts *et al.*, 2017) ou envoyés aux spécialistes des différentes familles.

4.3.3.2 Avantages et biais

La capture au filet est une méthode peu coûteuse. Elle permet de pallier partiellement aux biais des pan-traps colorés en permettant la détection de communautés de pollinisateurs non ou sous-échantillonnées par ces pièges, mentionnées précédemment, ce qui la rend complémentaire aux pan-traps. Les espèces d'abeilles de petite taille sont sous-évaluées par ce type de collecte (détection visuelle plus difficile) (Roulston *et al.*, 2007; Wood *et al.*, 2015).

Cependant, la récolte des pollinisateurs dépend fortement de la sensibilité et de l'expérience du collecteur, qui doit être capable de repérer une grande gamme de tailles de pollinisateurs à l'œil nu (Westphal *et al.*, 2008). Ce mémoire est destiné à être continué par d'autres étudiants afin d'obtenir des informations sur les communautés de pollinisateurs à l'échelle de plusieurs années. La sensibilité des collecteurs au filet risque d'être variable d'année en année, même si l'on peut concevoir que ce biais soit réduit car la capture au filet est effectuée par des étudiants néophytes (et ayant un niveau d'observation similaire au moment du début de l'expérimentation).

Effectuer des promenades d'étude afin de relever la biodiversité d'insectes présents est chronophage (temps de parcours sur le terrain et collecte d'un site à la fois) mais s'avère intéressant parce qu'elles permettent l'observation des relations entre les plantes et les pollinisateurs récoltés (Westphal *et al.*, 2008).

4.3.4 Évaluation des associations plantes-pollinisateurs

L'association entre les plantes et les pollinisateurs a été évaluée sur base des observations réalisées lors des collectes au filet. Les plantes sur lesquelles les pollinisateurs ont été capturés ont été prises en photo ou récoltées. L'identification des plantes est réalisée a posteriori sur base d'une flore illustrée (Guide des plantes sauvages du Benelux de Ruud van der Meijden, Maarten Strack van Schijndel & Fabienne Van Rossum, Editions Jardin botanique de Meise, 2016, 520 pages). La connaissance de ces paramètres et des insectes étalés permet d'établir des relations entre les plantes visitées et les pollinisateurs collectés. Ces données ont été observées durant toute la durée des mesures du mémoire afin d'obtenir un maximum d'informations quant à ces relations, nécessaires à l'établissement des réseaux plantes-insectes. Ces informations sont disponibles dans l'annexe 3.

4.3.5 Récapitulatif des collectes sur terrain

Un récapitulatif des collectes de terrain est présenté dans le tableau 3.

Tableau 3 - Présentation des collectes de terrain réalisées dans le cadre de ce mémoire

Date(s) de collecte	Parcelles collectées PAN TRAPS	Parcelles collectées FILET	Quinzaine Collecte
7/04/2018	Toutes	Toutes	Q1 Avril
20/04/2018	Toutes	PAT, VER (AM et PM)	Q2Avril
22/04/2018	/	ZH (AM et PM)	Q2Avril
7/05/2018	Toutes	Toutes	Q1Mai
26/05/2018	Toutes	Toutes	Q2Mai
4/06/2018	Toutes	Toutes	Q1Juin
27/06/2018	Toutes	Toutes	Q2Juin

Les données relatives aux échantillons récoltés en juillet et en août n'ont pas été traitées dans le cadre de ce mémoire de fin d'études.

4.4 Établissement des collections entomologiques

4.4.1 Conservation des échantillons

Les individus récoltés dans les pièges colorés sont préservés dans des flacons remplis d'éthanol à 70%. Ces insectes ont été préparés en laboratoire par la suite afin de faciliter l'identification. Les individus capturés au filet sont conservés au congélateur dans des flacons afin d'éviter un dessèchement qui les rendrait cassants ainsi que la putréfaction des spécimens exposés à l'air libre. Ils sont dégelés avant l'épingleage. S'ils sont difficilement manipulables après décongélation, les insectes peuvent être placés dans un petit tamis et humidifiés par l'évaporation d'eau bouillante.

4.4.2 Préparation des échantillons conservés dans des flacons d'alcool

Une fois sortis des flacons d'alcool, les insectes présentent un aspect dégradé pouvant gêner l'identification. Le protocole de préparation présenté par Mouret *et al.* (2007) est utilisé afin de rendre les spécimens capturés et sélectionnés les plus identifiables possibles. Le contenu du récipient de collecte est versé dans un tamis à mailles fines et les abeilles sont rincées à l'aide d'une pissette d'eau distillée. Le contenu du tamis est ensuite agité dans une boîte de Petri en verre contenant de l'eau tiédie. L'excès d'eau est par la suite éliminé : le tamis est ensuite égoutté par secousses et dépôt sur du papier absorbant. Les abeilles sont ensuite brièvement rincées avec de l'éthanol à 99%. Elles sont par la suite prélevées à la pince à épiler et déposées dans du papier absorbant, qu'on replie ensuite sur les insectes. Le séchage s'effectue par frottement délicats entre le papier absorbant et le corps de l'animal. L'état d'imbibition de l'animal est vérifié fréquemment jusqu'à son séchage total.

4.4.3 Étalage des individus

L'épingleage des abeilles échantillonnées est une opération nécessaire quant à la détermination de la biodiversité des communautés d'abeilles sauvages présentes sur le site. Les insectes préparés au cours de l'étape précédente sont d'abord positionnés sur un bloc de frigolite, le corps droit (il est plus esthétique de voir celui-ci positionné perpendiculairement à l'axe de l'épingle). Une épingle entomologique (N°0 ou 1 selon la taille de l'insecte étalé, Morpho insect pins) est ensuite enfoncée

dans le centre du thorax de l'insecte. Le corps de l'abeille est positionné aux deux tiers supérieurs de l'épingle ; l'étiquette est disposée au tiers inférieur de l'épingle.

Les parties suivantes doivent être exposées par l'étalement afin de rendre la détermination possible (figure 8) :

- Les articles antennaires interviennent dans la détermination des sexes. Les antennes sont donc écartées des autres parties de la tête ;

- Le thorax ;

- L'abdomen est dégagé afin de permettre l'observation des tergites ;

- Les pattes sont dépliées afin d'exposer les sternites et de permettre la visualisation des derniers articles des pattes. Les pattes antérieures sont positionnées vers l'avant tandis que les pattes médianes et postérieures sont orientées vers l'arrière ;

- Les ailes antérieures et postérieures sont étalées afin de permettre l'observation des cellules alaires ainsi que de la pilosité sur les différentes parties du corps de l'insecte.

Les échantillons étalés sont ensuite conservés dans un environnement sec durant trois jours afin de les sécher correctement avant de commencer l'étiquetage et l'identification. La conception des étiquettes a été réalisée sur base des instructions de Mouret *et al.* (2007).



Figure 8 – Aperçu de la collection entomologique établie dans le cadre de ce mémoire.

4.4.4 Identification des insectes collectés:

L'identification est réalisée sur base des insectes étalés et étiquetés. Ils sont déterminés au binoculaire jusqu'au genre ou à l'espèce pour les espèces aisément reconnaissables (comme *Andrena cineraria* (Linnaeus, 1758), *Andrena fulva* (Müller, 1766), *Osmia bicornis* (Linnaeus, 1758)). Les insectes sont ensuite triés dans des boîtes par genre et envoyés aux spécialistes pour l'identification jusqu'à l'espèce. Alain Pauly (musée des Sciences Naturelles de Bruxelles) a effectué la détermination des abeilles de la famille des *Halictidae* et *Megachilidae*; les *Apidae* du genre *Nomada* ont été identifiées par Grégoire Noël. Les andrènes ont été envoyées à Jens d'Haesseler (Natuurpunt de

Mechelen), mais leur identification n'est pas parvenue à Gembloux avant la remise de ce mémoire. L'identification des syrphes n'a pas été réalisée dans le cadre de ce mémoire ; ils apparaissent dans la base de données comme « Syrphidae ».

4.5 Analyse du service éco-systémique de pollinisation

4.5.1 Phytomètre et critères de sélection

La mesure de la pollinisation est réalisée en évaluant la réussite de la formation de graines (à partir de fruits issus de fleurs) à l'aide d'un phytomètre : une plante ou un ensemble de plantes utilisé pour la mesure des caractéristiques d'un écosystème à une échelle définie. Les critères suivants doivent être respectés pour que l'espèce végétale choisie reflète de manière pertinente le service de pollinisation (Woodcock *et al.*, 2014) :

- la production de graines ne doit pas s'effectuer de manière apomictique¹⁴ ;
- la plante ne doit pas se reproduire de manière autogame (dioécie¹⁵ stricte ou auto-incompatibilité) ;
- le nombre, et/ou la masse de graines formées doit refléter le niveau de pollinisation ;
- la facilité de récolte, de comptage et de pesée des graines (ou des fruits pour les structures indéhiscents) ;
- la pollinisation des plantes allogames doit être provoquée par l'action des pollinisateurs et non par le vent ;
- la concordance de la période de floraison avec l'étude menée.

Les plantes choisies remplissant ces caractéristiques pour évaluer le service de pollinisation sont le sarrasin (*Fagopyrum esculentum* Moench) et le trèfle des prés (*Trifolium pratense* L.).

4.5.2 Description des phytomètres étudiés



Le sarrasin est une plante sur laquelle les inflorescences se développent et fleurissent en premier lieu du bas de la tige vers le haut. Les inflorescences se situent le long de pédoncules situés à l'aisselle des feuilles ou à l'extrémité des tiges principales de la plante ; généralement au nombre d'une inflorescence par pédoncule (plus rarement deux ou trois) (figure 9). Ces inflorescences sont des racèmes composés produisant latéralement 1 à 30 cymes unipares. Chaque cyme produit 1 à 20 bourgeons floraux initiés de manière successive à la base du pédicelle de la fleur précédente. Les bourgeons floraux ne deviennent pas tous des fleurs (avortement des embryons). Les fruits produits sont des akènes (fruits indéhiscents) triangulaires (Cawoy *et al.*, 2009).

Figure 9 – Représentation schématique des structures reproductives de *F. esculentum*. Les traits représentent les tiges, les ovales représentent les niveaux d'inflorescence, les ronds représentent les cotylédons (Cawoy *et al.*, 2009).

¹⁴ L'apomixie désigne un mode de reproduction permettant la production de graines sans fécondation du fruit (Editions Larousse, 2018).

¹⁵ La dioécie caractérise les plantes dioïques. Les organes mâles et femelles sont situés sur des plants différents (Bourgeois, 2008).

Les trèfles des prés possèdent entre 50 et 200 fleurs nectarifères regroupées en une inflorescence par plante, nommée glomérule. Chaque fleur peut donner un fruit (gousse déhiscente) puis une graine. Il reste en moyenne 37 à 107 graines par inflorescence (Free, 1993). La période de floraison arrive de mai à septembre pour le trèfle des prés (Région Wallonne, 2016).

4.5.3 Insertion dans le dispositif expérimental

Les phytomètres (graines de sarrasin et de trèfle des prés, Ecosem, 2017) destinés à sortir sur le terrain sont semés le 17 avril 2018 dans du terreau horticole (« Terreau universel » de LaPlaine Chassart avec les caractéristiques suivantes : 30% de matière sèche, 20% de matière organique, pH 5,5-6,5 et conductivité 450 μ S). Les trèfles sont semés dans 12 pots carrés en plastique troués (10 cm de côté) (figure 10 A) et les sarrasins sont élevés dans 48 pots ronds en plastique troués (12 cm de diamètre). Deux graines de sarrasins sont semées par pot. La graine la moins développée est ensuite éliminée 3 jours après émergence. Le semis et la croissance des plants sont réalisés dans une serre dont le vitrage laisse passer la lumière naturelle. Les sarrasins sont repotés dans des pots plus grands (pots de 16,5 cm de diamètre) entre le stade une ou deux feuilles le 30/04 (figure 10 B). Les trèfles ne sont pas repotés. Les sarrasins sont tutorés en serre courant mai afin d'éviter la verse et les dégâts en résultant.



Figure 10– A) Trèfles semés en serre (23/04) B) Sarrasins repotés au stade deux feuilles C) Plant entouré par du grillage (verger) D) Illustrations des sachets d'inflorescence et fils colorés d'identification

Les plants de sarrasin sont sortis de serre le 11/06 et amenés sur le lieu d'expérimentation. Des niveaux d'inflorescences sont sélectionnés aléatoirement sur chaque plant (figure 10 D). Les fleurs comprises dans ces inflorescences sont comptées afin de pouvoir relier le nombre d'akènes produits

aux nombre de fleurs produites. Les inflorescences sont identifiées en enroulant un fil de couleur autour de la base du pédoncule.

Trois inflorescences de *F. esculentum* sont exposées à la pollinisation tandis que trois autres sont entourées d'un sachet (aux mailles rectangulaires de 2 mm x 1 mm) laissant passer la lumière (Woodcock *et al.*, 2014) afin d'éviter la venue des pollinisateurs au moment de la sortie en champ.

Trois pots de sarrasin sont enterrés à proximité immédiate de chaque trio de coupelles colorées (Woodcock *et al.*, 2014). Le nombre de phytomètres s'élève à 9 sarrasins par parcelle, soit 27 inflorescences sous sachets et 27 inflorescences libres. Le nombre de plants par modalité d'exposition est de 108 pour l'ensemble de la ferme (216 inflorescences ont été sélectionnées au total). Les alentours du plant sont désherbés au préalable. Les plants sont protégés des attaques des herbivores à l'aide d'un treillis dans la parcelle de verger où les moutons pâturent (figure 10 C). La plantation en sol est effectuée afin d'éviter la dessiccation des phytomètres en permettant les échanges d'eau avec le sol.

Les akènes des phytomètres sont récoltés le 14/07. Les akènes (indéhiscents) du sarrasin sont ensuite comptés (Woodcock *et al.*, 2014). Une mesure de la masse des fruits formés est effectuée en laboratoire sur base des akènes présents sur les inflorescences récupérées (Hegland, 2014). La pesée permet de prendre en compte la différence de taille des fruits : la quantité de pollen déposée sur une fleur, reflet de la pollinisation, influence le poids et la vigueur des graines contenue dans les akènes (Cawoy *et al.*, 2009).

La masse fraîche des akènes est mesurée après la récolte des akènes. Ensuite, les fruits sont stockés dans un congélateur, à -80°C, afin d'endiguer la progression de moisissures. Après plusieurs jours au frais, les fruits sont séchés à l'étuve (BTW Binder) à 70°C jusqu'à ce que la masse des akènes (prélevés aléatoirement) soit constante afin d'éliminer le biais lié à la présence d'eau. La mesure de la masse sèche est réalisée pour chaque inflorescence après cette opération. La balance utilisée est une Ohaus Explorer d'une précision de 0,0001g.

Les pollinisateurs visitant les phytomètres sont capturés lors des mêmes conditions météorologiques (absence de pluie, faible couverture nuageuse) et selon la même méthode que la collecte au filet : la capture s'effectue quand les insectes se posent sur le plant (Hegland, 2014). La période de collecte était de 20 minutes devant chaque trio de pièges (durée adaptée de Hegland, 2014). Cette collecte a eu lieu le 15/06 et le 26/06. Les insectes, une majorité de syrphes, n'ont pas été identifiés.

Un dispositif similaire à celui des sarrasins est appliqué sur six plants de trèfle des prés plantés dans le même pot. Chaque inflorescence est identifiée à l'aide d'un fil de couleur. Ensuite, les inflorescences de trois trèfles sélectionnées au hasard sont recouvertes d'un filet ; les trois autres sont marquées et laissées à l'air libre. La récolte a lieu selon les mêmes modalités que le sarrasin. Le trèfle possédant des fruits déhiscents, l'ouverture des gousses est nécessaire pour extraire les graines et effectuer la pesée sur les graines au lieu du fruit.

4.5.3.1 Contraintes et impacts de la méthode sur l'expérimentation (a priori)

Le sarrasin est une *Polygonaceae* cultivée pour ses graines. On recommande aux agriculteurs belges de l'implanter entre le 15 mai et le 15 juin. Cette plante fleurit 5 à 6 semaines après semis. La floraison s'étale sur 50 jours en Wallonie. Les graines arrivent à maturité à des moments différents,

mais on considère généralement qu'elles peuvent être récoltées quand la plante rougit : 75% du rendement potentiel en grains aura en effet été formé (Scheidt, 2009; "Fiche technique - La culture du sarrasin," 2017). Si l'expérience était réalisée conformément aux conditions culturales naturelles, les plants seraient restés sur le champ à partir du 20 ou 27 juin jusqu'à début août dans le cas le plus avantageux – donc du semis le plus précoce. Dès lors, la date de sortie du sarrasin en champ a été avancée d'un mois pour pallier à la contrainte temporelle engendrée par le dépôt du mémoire et obtenir des résultats exploitables à partir de mi-juillet.

4.6 Analyse des communautés de pollinisateurs :

4.6.1 A propos du jeu de données et du logiciel de traitement statistique

Le jeu de données utilisé pour réaliser l'analyse des communautés de pollinisateurs contient uniquement les données relatives aux abeilles sauvages identifiées (les abeilles domestiques et les Syrphidae ayant été enlevées de la base de données). Une analyse plus complète pourra être réalisée l'année prochaine sur le jeu de données complet de pollinisateurs après identification des syrphes sur base de la clé «Hoverflies of Northwest Europe : Identification Keys to the Syrphidae » de MP. Van Veen.

Le logiciel utilisé afin de réaliser le traitement statistique des données est RStudio, version 3.5.0 (R Studio Team, 2015). Les packages R utilisés sont cités à la fin de chaque sous-titre.

4.6.2 Hypothèses liées à la méthodologie

-Les données sont considérées comme indépendantes dans le temps. Chacune des zones ayant bénéficié du même effort d'échantillonnage (coupelles colorées + filet), les habitats du site de Froidefontaine peuvent ainsi être comparés sur toute la période de récolte en termes de diversité, richesse spécifique, abondance.

-L'hypothèse d'indépendance spatiale entre les trios de pièges est testée par le test d'auto-corrélation spatiale de Moran.

-Les pan traps sont établis au sein de tous les habitats (GC, PAT, VER, ZH), tandis que les passages au filet sont réalisés sur toutes ces parcelles à l'exception de GC. Dans le cadre de ce mémoire, le passage au filet n'est pas réalisé dans la parcelle de grandes cultures car un travail du sol a été réalisé lors du semis et les cultures implantées sont essentiellement des mélanges fourragers/céréaliers ne produisant pas de fleurs. L'hypothèse suivante est posée : le passage au filet n'aurait pas permis la collecte d'insectes autres que ceux provenant des interfaces suite à l'absence de ressources florales au sein de la parcelle.

-L'inflorescence est considérée comme la répétition de l'expérimentation avec les phytomètres, et pas le plant de sarrasin. Pour cela, l'hypothèse posée est l'indépendance des inflorescences entre elles.

4.6.3 Concepts abordés

Une communauté est un assemblage¹⁶ regroupant les populations de différentes espèces à une échelle géographique et chronologique limitée. Les traits de ces espèces leur offrent la possibilité

¹⁶ Set d'individus exposé à l'effort d'échantillonnage au sein d'un endroit délimité. Les assemblages peuvent être délimités par des « unités » uniformes spatialement et en termes de composition spécifique : cela

d'interagir entre elles (compétition, mutualisme, parasitisme, prédation) et de se maintenir au sein de ce contexte spatio-temporel (Gleason, 1926; Magurran, 2004). Les bordures géographiques de la communauté observée sont définies sur base de limites naturelles ou de manière arbitraire (par exemple un quadrat d'un mètre carré dans un environnement particulier). Les communautés sont elles-mêmes intégrées au sein de paysages (Magurran, 2004). La communauté semble être une unité de biodiversité (ou diversité biologique) pertinente pour évaluer et comparer la biodiversité de deux systèmes ou encore son évolution en réponse à des changements ou au cours du temps (Harper & Hawksworth, 1995).

La richesse spécifique et les indices de diversité représentent les deux manières de décrire la biodiversité. La richesse spécifique représente le nombre d'espèces présentes à l'intérieur d'une surface d'étude définie ; les indices de diversité en diffèrent car ceux-ci prennent également en compte l'abondance relative des espèces présentes au sein de l'assemblage étudié. Ces informations supplémentaires permettent de différencier des communautés où la richesse spécifique est identique mais où certaines espèces dominent (Gardener, 2014). La comparaison de diversité effectuée dans le cadre de ce mémoire est effectuée sur base des espèces d'insectes identifiées.

La mesure de la diversité peut s'effectuer à différents niveaux : alpha, bêta et gamma. Les définitions suivantes sont extraites de (Gotelli & Ellison, 2013) et (Marcon, 2015).

- La diversité **alpha** est la diversité locale d'une communauté ou d'un ensemble d'objets. Elle représente la diversité au sein d'un habitat, uniforme et de taille invariable.
- La diversité **gamma** est la diversité à l'échelle du système étudié dans son ensemble. Elle évalue une méta-communauté qui regroupe des communautés.
- La diversité **bêta** est le turnover ou la variation de la diversité entre les différentes communautés composant le système étudié.

4.6.4 Estimateurs de la richesse spécifique

La communauté locale est supposée de taille limitée ; elle contient un nombre d'espèces défini (Marcon, 2015). La richesse observée au sein des communautés, obtenue en combinant les données issues de l'échantillonnage des différents habitats, dépend de la taille de l'échantillon. Plus l'échantillon est grand, plus le nombre d'espèces détectées croît. Le nombre d'espèces est difficile à évaluer par échantillonnage direct dans le milieu étudié en raison de l'effort d'échantillonnage conséquent nécessaire pour détecter l'entière des espèces qui s'y retrouvent (Colwell *et al.*, 2004). Ce phénomène s'accroît d'autant plus que le milieu échantillonné contient des espèces rares (Magurran, 2004).

Les courbes d'accumulation d'espèces et les estimateurs non paramétriques permettent d'estimer le nombre d'espèces présentes au sein de chaque habitat du site de Froidefontaine (Colwell *et al.*, 2004; Magurran, 2004; Gotelli & Ellison, 2013).

4.6.4.1 Courbes d'accumulation spécifique :

La courbe d'accumulation des espèces (*species accumulation curves SAC*) représente graphiquement le nombre d'espèces observées en fonction de l'effort d'échantillonnage fourni afin de les observer. L'effort d'échantillonnage peut s'exprimer en termes de nombre d'individus collectés, en nombre

recouvre des habitats, des types de sol...La taille des assemblages est variable selon le taxon étudié et la question de recherche (Jost *et al.*, 2011).

d'échantillons ou en temps d'échantillonnage cumulés. Ceci permet de représenter le taux auquel de nouvelles espèces sont découvertes parmi les échantillons (Magurran, 2004). Cette courbe est obtenue par accumulation à partir du point (1;1) des individus ou des échantillons contenus dans un assemblage. Cette accumulation est réalisée en sélectionnant les individus ou les échantillons à ajouter au hasard ; cette *randomization* est répétée à partir de (1;1) un certain nombre de fois (dans le jeu de données de l'expérimentation, 1000 permutations ont été réalisées). Ce processus permet d'éviter que la forme de la courbe soit tributaire de l'ordre dans lequel les échantillons ont été ajoutés à la courbe (Colwell & Coddington, 1994; Magurran, 2004; Gotelli & Ellison, 2013). Une fois la courbe générée, il est possible de l'extrapoler jusqu'à ce que la richesse spécifique atteigne une asymptote, approximant la valeur de la richesse spécifique totale de l'échantillon. Atteindre le plateau de la courbe d'accumulation signifie que l'augmentation de l'effort d'échantillonnage apportera de moins en moins d'information sur la richesse spécifique du site (Magurran, 2004; Gotelli & Ellison, 2013). Il est ainsi possible de vérifier si l'échantillonnage a été suffisamment complet et exhaustif et donc si les techniques d'échantillonnage étaient optimales pour représenter précisément la biodiversité présente au sein du site (Westphal *et al.*, 2008). Cette extrapolation doit être limitée à des zones contenant une variété d'habitats relativement homogène (Colwell *et al.*, 2004; Magurran, 2004; Gotelli & Ellison, 2013).

Le calcul des courbes d'accumulation a été effectué sur l'ensemble des habitats compris dans le jeu de données du site de Froidefontaine en utilisant la fonction *specaccum* du package R *vegan* (Oksanen *et al.*, 2015).

4.6.4.2 Estimateurs non paramétriques : indices Chao1 et Chao2

Les indices de richesse **Chao1** et **Chao2** sont des estimateurs non-paramétriques¹⁷ tenant compte de la rareté des espèces dans l'échantillon, car leur principe est basé sur la présence de « *singletons* » (le nombre d'espèces observées une fois) et de « *doubletons* » (le nombre d'espèces observées deux fois) dans l'échantillon collecté. Une fois que toutes les espèces sont représentées au moins deux fois, cela signifie qu'il n'y a plus de nouvelle espèce à découvrir et que la richesse spécifique réelle de l'habitat a été atteinte (Magurran, 2004; Gotelli & Ellison, 2013).

L'indice **Chao1** est un estimateur se basant sur l'*abondance* relative des espèces les unes par rapport aux autres au sein d'un échantillon. C'est aussi un estimateur asymptotique minimal : il sous-estime le nombre d'espèces au sein de l'habitat car il est basé sur la borne inférieure de l'asymptote (Chao, 1984; Colwell & Coddington, 1994). L'indice **Chao2** possède également ce biais ; c'est un indicateur déterminant le nombre d'espèces contenu dans un habitat à partir d'un jeu de données basé sur l'*occurrence* des espèces parmi les dates de prélèvement (Gotelli & Ellison, 2013); il ne peut être utilisé que quand une seule méthode d'échantillonnage est utilisée. C'est pourquoi **Chao1** sera utilisé dans l'analyse du jeu de données, issu de la combinaison de deux méthodes de collecte complémentaires (Matteson & Langellotto, 2010). L'utilisation de ces estimateurs **Chao** est préférée aux autres estimateurs (ACE,...) car il se révèle, avec les estimateurs Jackknife de premier et deuxième ordre, moins biaisé et plus juste dans l'estimation de la richesse spécifique de la plupart des jeux de données (Magurran, 2004; Gotelli & Colwell, 2011).

¹⁷ Ces estimateurs ne font aucune hypothèse quant à la distribution de la population de laquelle l'échantillon est issu. Les échantillons doivent toutefois être aléatoires, simples et indépendants (Ramousse *et al.*, 1996; StatSoft, 2016).

La formule associée à cet indice sont les suivantes (Gotelli & Ellison, 2013) :

$$S_1 = S_{obs} + \frac{F_1^2}{2F_2} \quad \text{si } f_2 > 0 \quad (4.1)$$

S_{obs} est le nombre d'espèces observées (au moins une fois) dans l'échantillon. F_1 est le nombre de singletons, F_2 le nombre de doubletons. S_1 est le nombre d'espèces réel estimé par Chao1.

Le calcul de l'estimateur a été effectué sur l'ensemble des habitats compris dans le jeu de données du site de Froidefontaine en utilisant la fonction *estimateR* du package R *vegan* (Oksanen *et al.*, 2015).

4.6.5 Indicateurs associés à la diversité alpha

La richesse spécifique et l'abondance des espèces observées au sein d'une communauté peuvent être évaluées à l'échelle de la diversité alpha. (Gotelli & Ellison, 2013).

4.6.5.1 Indice de diversité de Simpson

L'indice de Simpson (Simpson, 1949) est un indice de diversité tenant compte du nombre d'espèces et de l'abondance des individus de chaque espèce (Magurran, 2004). Cet indice sans unités mesure la probabilité que deux individus choisis au hasard dans une communauté appartiennent à la même espèce (Gotelli & Ellison, 2013). Il est compris entre 0 (représentant une diversité des espèces maximale) et 1 (illustrant une diversité des espèces minimale).

Pour un échantillon de taille infinie, l'indice de Simpson D s'écrit (Simpson, 1949):

$$D = \sum p_i^2 \quad (4.2)$$

L'indice de Simpson utilisé dans *vegan* est exprimé selon la forme d'indice de diversité de Simpson (1-D). Suite à cette transformation, la borne 0 représente une diversité des espèces minimales et 1 une diversité des espèces maximales (Simpson, 1949):

$$\text{Indice de Simpson} : 1 - \sum_{i=1}^s \pi_i^2 \quad (4.3)$$

Où $\pi_i = \pi_i$ représentent la fréquence de l'espèce i au sein des assemblages étudiés.

Cet indice est très sensible à une variation de l'abondance des espèces communes car il leur accorde plus de poids qu'à des espèces rares, par définition moins présentes dans le milieu, mais est moins sensible à la richesse spécifique. Les avantages de cet indice sont nombreux : il est robuste, il fournit une bonne estimation de la diversité pour des tailles d'échantillons basses (Magurran, 2004).

Le calcul de l'indice de Simpson a été effectué sur l'ensemble des habitats compris dans le jeu de données du site de Froidefontaine en utilisant la fonction *diversity* du package R *vegan* (Oksanen *et*

al., 2015). Les différences de significativité entre plusieurs habitats peuvent être affichées grâce au test non-paramétrique de Kruskal-Wallis.

4.6.5.2 Indice de diversité de Shannon

L'indice de Shannon (Shannon & Weaver, 1949) (noté H ou H') est un indice de diversité qui tient compte du nombre d'espèces et de l'abondance des individus de chaque espèce (Grall & Coïc, 2006). Les valeurs obtenues sont comprises entre 0 (une espèce domine les autres) et log S et ne possèdent pas d'unité! L'intervalle restreint de cet indice rend son interprétation peu aisée (Grall & Coïc, 2006; Gotelli & Ellison, 2013).

Contrairement à l'indice de diversité de Simpson, cet indice est sensible à la variation du nombre d'espèces rares dans le milieu. H' sera d'autant plus important qu'il y aura des espèces ayant des abondances relatives les plus égales possible. L'indice est également sensible au nombre d'espèces rares et d'échantillons collectés (Grall & Coïc, 2006; Gotelli & Ellison, 2013).

$$\text{Shannon Index (H)} = - \sum_{i=1}^s p_i \ln p_i \quad (4.4)$$

p_i représente la fréquence de l'espèce i ; $p_i = n_i/N$, soit le nombre d'individus appartenant à une espèce divisé par le nombre total d'individus dans l'échantillon, appartenant à toutes les S espèces qui y sont présentes. Le logarithme utilisé varie : logarithme népérien, en base 2 ou en base 10.

Le calcul de l'indice de Shannon a été effectué sur l'ensemble des habitats compris dans le jeu de données du site de Froidefontaine en utilisant la fonction *diversity* du package R *vegan* (Oksanen et al., 2015). Les différences de significativité entre plusieurs habitats peuvent être affichées grâce au test non-paramétrique de Kruskal-Wallis.

4.6.5.3 Indice d'équitabilité de Pielou

L'indice de Pielou (Pielou, 1969) se calcule de la manière suivante :

$$J' = H'/H'_{\max} \quad (4.5)$$

Où H' est l'indice de Shannon et où $H'_{\max} = \log S$, le logarithme népérien ou en base 2 ou 10 du nombre d'espèces.

Cet indice présente le rapport entre la diversité observée et la diversité maximale de la communauté. Il donne un aperçu de l'équitabilité de la répartition des individus entre les espèces, sans tenir compte de la richesse spécifique. Il est borné entre 0 (une espèce domine) et 1 (les individus des différentes espèces possèdent une abondance égale) (Pielou, 1969; Grall & Coïc, 2006).

Les différences de significativité entre plusieurs habitats peuvent être affichées grâce au test non-paramétrique de Kruskal-Wallis.

4.6.6 Indicateurs associés à la diversité bêta

La diversité bêta mesure le degré de différence entre la composition spécifique de deux unités spatiales (des habitats par exemple) ou plus. Elle est influencée par les gradients de richesse locale. Cette diversité peut être calculée sur base d'indices de similarité ou de dissimilarité. Les assemblages (ici, les habitats) sont de composition identique si l'abondance relative de chaque espèce est égale

dans chacun des assemblages, même s'il existe des différences de taille d'échantillon ou de volume entre les assemblages. A contrario, deux assemblages sont totalement dissimilaires s'ils ne partagent aucune espèce commune. Une mesure de similarité ou de dissimilarité de composition spécifique doit être robuste aux variations d'abondance spécifiques pures des assemblages et n'être sensible qu'à l'abondance relative entre assemblages (*density invariance*) (Magurran, 2004; Jost *et al.*, 2011).

Quand l'objectif est de comprendre les « patterns » régissant la structure des communautés et leur origine (Williams *et al.*, 1999; Baselga, 2007), la diversité bêta doit être séparée en deux composantes : le turnover spatial des espèces (Bsim) et l'emboîtement des assemblages (Bnes), chacune étant le reflet d'un processus écologique différent (Baselga, 2010).

L'emboîtement des assemblages d'espèces se déroule quand le biote¹⁸ des sites avec le nombre d'espèces le plus petit constitue un sous-groupe des biotes des sites contenant plus d'espèces (Ulrich & Gotelli, 2007). Ce processus écologique reflète un processus de perte d'espèces non aléatoire au sein d'un milieu. Il s'agit d'une conséquence engendrée par n'importe quel facteur promouvant une désagrégation ou une agrégation régulière des assemblages d'espèces (région, isolement et milieu) (Gaston & Blackburn, 2000). A l'opposé, le turn-over spatial des espèces implique le remplacement de certaines espèces par d'autres découlant d'un tri environnemental (différence de niches écologiques) ou de contraintes historiques (impact différentiel du climat durant l'ère glaciaire sur les communautés floristiques) et spatiales (variation des communautés floristiques, distance géographique et gradient de climat dans le cas d'une étude réalisée à l'échelle d'un pays de la taille des Etats-Unis) (Qian *et al.*, 2005). Les indices les plus communément utilisés pour évaluer la diversité bêta sont les indices de Jaccard et Sorensen (Magurran, 2004; Jost *et al.*, 2011).

4.6.6.1 Coefficient de Sorensen :

Le coefficient de Sorensen (Sorensen, 1948) évalue la similarité des communautés en comparant des paires d'habitats sur base de données d'incidence (matrice de présence/absence). Ce coefficient se base sur le nombre d'espèces partagées par les deux assemblages comparés ainsi que le nombre d'espèces qui sont exclusivement présentes au sein de chacun des habitats (Chao *et al.*, 2006). Les estimations délivrées par ce coefficient de similarité sont sous-estimées quand les assemblages contiennent des espèces rares non détectées par l'échantillonnage; le biais est d'autant plus important quand la taille des échantillons est faible ou quand la richesse spécifique d'un habitat est élevée (plus de probabilité de rater des espèces rares par la collecte) (Chao *et al.*, 2005).

La formule du coefficient de similarité de Sorensen est la suivante (Gardener, 2014):

$$\text{BêtaSor} = 2J/(A+B) \quad (4.6)$$

Où J représente le nombre d'espèces partagées par les deux habitats comparés; A et B représentent le nombre d'espèces présentes dans chacun de ces habitats.

Le coefficient de Sorensen peut donc s'exprimer par la combinaison de deux différents (Baselga, 2010) :

¹⁸ « Désigne l'ensemble des plantes, micro-organismes et animaux que l'on trouve dans un biotope (région ou secteur donné). » (Recyconsult, 2011)

$$\beta_{\text{sor}} = \beta_{\text{sim}} + \beta_{\text{nes}} \quad (4.7)$$

Le coefficient de Sorensen calculé par le package *betapart* est exprimé sous la forme d'un indice de dissimilarité : les bornes sont comprises entre 0 et 1, soit deux communautés identiques en termes de composition spécifique ou deux communautés totalement différentes. Le calcul du coefficient de Sorensen et des ses composantes a été effectué sur l'ensemble des habitats compris dans le jeu de données du site de Froidefontaine en utilisant le package R *betapart* (Baselga *et al.*, 2018).

4.6.7 Rang d'abondance

Les rangs d'abondances sont calculés pour l'ensemble du site ainsi que chacun des habitats. Les données utilisées dans le calcul du rang sont issues des deux méthodes d'échantillonnage cumulées. Cela permet de connaître les espèces les plus communes et les plus représentatives des milieux étudiés.

Les rangs d'abondance ont été calculés sur R 3.4.0 via le package *BiodiversityR* (Kindt, 2018).

4.6.8 Comparaison des habitats

La taille des échantillons est petite (trois répétitions de tris de pan traps au sein de chaque habitat). La réalisation des tests de normalité (par exemple le test de Shapiro-Wilk) ne peut donc pas être envisagée. Les tests non paramétriques sont utilisés en conséquence (Ramousse *et al.*, 1996).

Les données testées sont de nature quantitative et continue. Les éléments du jeu de données sont indépendants et non appariés. Le **test de Kruskal-Wallis** est un test non-paramétrique qui se révèle être une bonne alternative à l'ANOVA à un facteur quand ses conditions d'application ne sont pas remplies; tout comme cette dernière, il permet de relever les différences significatives d'une variable continue ou ordinale (ici, toutes les variables numériques obtenues sur base de la matrice des communautés) liée à une variable indépendante explicative la catégorisant (ici, l'habitat étudié). Ce test permet de comparer plus de deux échantillons indépendants et non appariés. Son hypothèse nulle est l'appartenance des échantillons à la même population, c'est-à-dire l'égalité des médianes entre toutes les populations. Le rejet de l'hypothèse nulle du test est l'appartenance signifie qu'au moins un des échantillons provient d'une population différente (Addinsoft, 2017; Statistics solutions, 2018).

Afin de comparer les différents sites d'échantillonnage entre eux, le test de Kruskal-Wallis est réalisé sur les données de richesse spécifique, d'abondance ainsi que sur les indices de Simpson, Shannon et Piélu. Le jeu de données testé est issu des collectes aux pan traps (pas de répétition ni de variabilité pour les filets : pas d'analyse des deux méthodes combinées ni de données aux filets). Le test post-hoc de Dunn (package R *Dunn.test* (Dinno, 2017)) est utilisé sans correction en complément du test de Kruskal-Wallis quand celui-ci présente une p-valeur significative. Le test de Dunn compare les différentes variables par paires. Si les variables comparées sont continues, l'hypothèse nulle de ce test est que les médianes de la paire de variables comparées sont identiques (Dunn, 1964).

4.6.9 Analyse des masses fraîches et sèches des sarrasins

Deux autres indices sont calculés pour réaliser l'analyse des masses des akènes collectés sur les sarrasins. Ils tiennent compte du nombre de fleurs comptées sur chaque inflorescence au temps t (9/06) :

Masse fraîche pondérée = Masse fraîche/Nombre de fleurs par inflorescence (t) (4.8)

Masse sèche pondérée = Masse sèche/Nombre de fleurs par inflorescence (t) (4.9)

La normalité des populations d'origine des échantillons de masses est testée à l'aide du test de Shapiro-Wilk (nombre de répétitions suffisamment important).

L'effet de deux facteurs pris séparément (l'exposition des inflorescences à la pollinisation et les parcelles) est étudié sur base des masses fraîches et sèches (pondérées et non pondérées) des akènes de sarrasin. Le test de Wilcoxon-Mann-Whitney est utilisé (deux populations à comparer) pour comparer les masses des akènes obtenus sur les inflorescences ensachées et les inflorescences libres. Ce test compare les médianes de deux échantillons non-appariés donc indépendants (Ramousse *et al.*, 1996); l'hypothèse nulle du test est l'égalité des médianes (Shier, 2004). Le test de Kruskal-Wallis est utilisé pour comparer les masses des akènes obtenus par parcelles.

Ensuite, un *subset* reprenant uniquement les données liées aux masses des inflorescences exposées à la pollinisation est généré. Des tests de Kruskal-Wallis sont réalisés afin de regarder la variabilité des masses au sein de chaque parcelle.

Le test de Dunn (package R *Dunn.test* (Dinno, 2017)) est utilisé sans correction en complément du test de Kruskal-Wallis afin de connaître les parcelles dont les médianes sont significativement différentes.

4.6.10 Auto-corrélation spatiale entre sites

Les sites d'échantillonnages sont mitoyens : la distance entre les sites les plus éloignés des parcelles d'expérimentation sont situés à approximativement 500 m. Les abeilles étant capables de se déplacer sur des distances comprises entre 200 et 1100 m, elles peuvent circuler d'un site à l'autre par le vol. Un calcul d'auto-corrélation spatiale est réalisé (Kremen *et al.*, 2004; Greenleaf *et al.*, 2007; Zurbuchen *et al.*, 2010).

La variabilité spatiale est explicable grâce à l'auto-corrélation spatiale ainsi que la variabilité induite par des facteurs tels que les gradients environnementaux, les processus écologiques biotiques et abiotiques s'exerçant à des échelles supérieures à l'aire d'échantillonnage. Une matrice de réponse (ici, les indices de biodiversité en fonction des habitats) peut ainsi être principalement issue de deux origines : les effets des facteurs externes structurés spatialement ou l'auto-corrélation spatiale interne au système. L'analyse des facteurs expliquant cette variabilité soutient l'analyse de la diversité bêta, qui illustre également la variation spatiale dans la composition des communautés d'espèces (Borcard *et al.*, 2008).

Le but du test d'auto-corrélation est de déterminer si les valeurs attribuées à la diversité des communautés pollinisatrices sont influencées par la distance géographique entre les habitats (Borcard *et al.*, 2008). S'il y a auto-corrélation entre les différents habitats, alors la diversité présente au sein d'un habitat peut être expliquée au moins en partie grâce à la diversité des autres habitats (Legendre *et al.*, 2002).

La matrice de distance se calcule sur base d'une matrice aux poids pondérés inversement par rapport à la distance prenant en compte les coordonnées spatiales (latitude, longitude) auxquelles les pièges sont situés. L'hypothèse nulle du test I de Moran est l'absence d'auto-corrélation pour la variable

étudiée (Institute for Digital Research and Education (University of California Los Angeles), 2018). Ce test a été appliqué sur l'abondance et la diversité des abeilles entre les habitats du terrain expérimental (Brosi, 2009).

La corrélation entre les matrices de distance établies sur base de la matrice de communautés (données d'abondance) est étudiée au moyen d'un test I de Moran, communément utilisé en analyse des communautés et semblant statistiquement plus adapté et plus puissant qu'un test de Mantel, décrit comme plus adapté au traitement de données épidémiologiques (Dormann *et al.*, 2007; Legendre *et al.*, 2015). Le test I de Moran est réalisé avec la fonction *Moran.I* du package R *ape* (Paradis *et al.*, 2018).

4.6.11 Heatmaps

Les *heatmaps* sont réalisées sur base d'une interpolation en deux dimensions (Longitude et Latitude) de données connues par la méthode Inverse Distance Weighted (ou IDW). Cette méthode permet de prédire une estimation de la variable d'intérêt (ici, la richesse spécifique, l'abondance, la masse ou encore les indices de diversité) liée à une nouvelle coordonnées géographique en fonction des données connues étant ses plus proches voisines. Le poids est plus élevé dans les alentours immédiats (voisinage) du site estimé, et diminue avec l'éloignement (Baragatti *et al.*, 2018).

Cette méthode fonctionne de la manière suivante : il faut créer une grille d'interpolation continue en deux dimensions résultant des données connues. A l'intersection de chaque nœud, la valeur de la variable est prédite grâce à l'IDW. L'interpolation est ensuite représentée graphiquement (Baragatti *et al.*, 2018).

Les packages R utilisés pour construire les *heatmaps* sont *raster* (Hijmans *et al.*, 2017) , *rgeos* , *gstat* (Pebesma & Graeler, 2018), *mapview* (Appelhans *et al.*, 2018) et *maptools* (Bivand & Lewin-Kob, 2018).

4.6.12 PCoA

L'analyse en coordonnées principales PCoA est une méthode d'ordination adaptée au traitement de données spatiales. Il s'agit d'une généralisation de l'ACP (analyse en composantes principales) ; elle se base sur des principes similaires. La distance entre les points relevés n'est pas calculée uniquement de manière euclidienne mais également à l'aide d'autres méthodes de calcul générant des matrices de distance ou de similarité. Elle permet de représenter les données grâce à leur projection dans de nouveaux systèmes de coordonnées qui conservent leur structure sous-jacente. Cette nouvelle visualisation des données permet de détecter des patterns de structure parmi les données étudiées (ici, les espèces d'abeilles appartenant aux habitats échantillonnés) ou de visualiser un gradient de communautés. Les axes principaux de ces systèmes de coordonnées sont choisis pour expliquer au mieux l'information contenue au sein du nuage de points représentant les données. Les axes de coordonnées principales possédant une valeur-propre supérieure à l'unité (moyenne des valeurs propres) sont sélectionnés. Les valeurs-propres associées renseignent sur le nombre de facteurs adapté à la description de l'information contenue dans le nuage de points (Dufour & Chessel, 2012; Benzécri, 2013; Kalaï *et al.*, 2016; Bouxin, 2017).

La matrice de distance de la PCoA se basant sur la matrice de communautés (pan-trap+filet réattribué aléatoirement spatialement) a été construite en utilisant la méthode de calcul de Bray-

Curtis. Le package R utilisé pour réaliser l'analyse en composantes principales est la fonction *pcoa* du package *vegan* (Oksanen *et al.*, 2015).

5 RÉSULTATS

5.1 Rang d'abondance

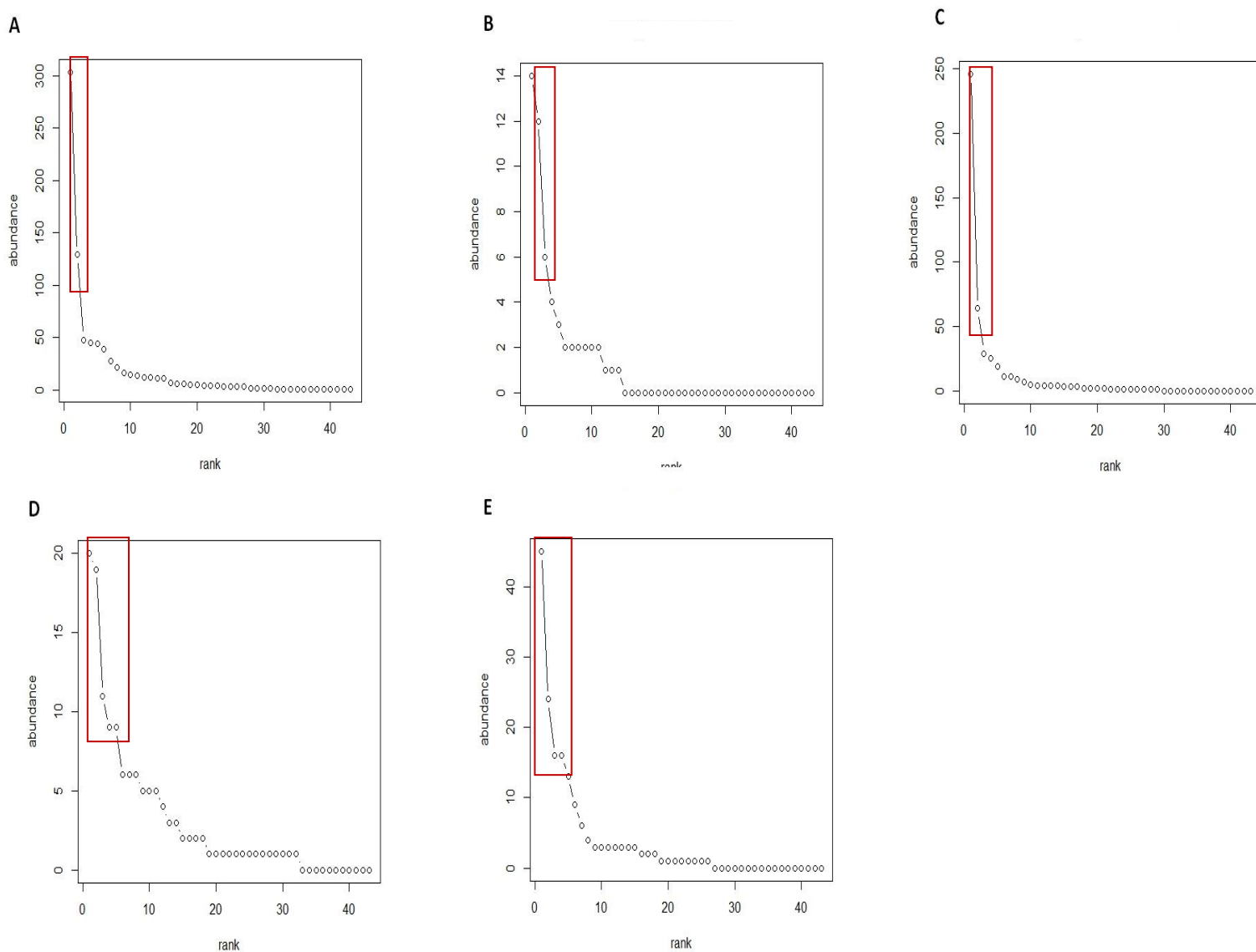


Figure 11 – Rangs d'abondance calculés A) sur l'ensemble du site B) dans la parcelle de grandes cultures C) dans la prairie de fauche D) dans le verger E) dans la zone humide.

L'espèce d'abeille la plus abondante au sein de la ferme (tous sites confondus) est *Andrena cineraria* (L., 1758) (36,9% des insectes récoltés). Le bourdon *Bombus lapidarius* (L., 1758) se positionne en seconde place (15,7% de l'échantillon du site) (figure 11 A). Au sein de la parcelle de grandes cultures, les abeilles *Andrena cineraria* L. (25,9%), *Lasioglossum pauxillum* (Schenck 1853) (22,2%) et *Andrena flavipes* (Panzer, 1799) (11,1%) composent 60% du jeu de données (figure 11 B). Dans la prairie de fauche, *Andrena cineraria* L. (52,7%) et *Bombus lapidarius* L. (13,7%) représentent deux tiers des données collectées (figure 11 C). *Bombus lapidarius* L. (15%), *Andrena cineraria* L. (14,3%), *Andrena nitida* (Müller, 1776) (8,3%), *Andrena haemorrhoea* (Fabricius, 1781) et *Nomada goodeniana* (Kirby, 1802) (6,8%) dominent le verger (figure 11 D). La faune entomologique de la zone humide est

dominée par *Bombus lapidarius* L. (26,8%), *Andrena cineraria* L. (14,3%), *Andrena haemorrhoa* (Fabricius, 1781) et *Bombus pascuorum* (Scopoli, 1763) (9,5%) (figure 11 E).

5.2 Evaluation de la richesse spécifique totale

5.2.1 Courbes d'accumulation

Les courbes d'accumulation ont été calculées pour l'ensemble des habitats de la ferme de Froidefontaine ainsi que pour chacun des habitats étudiés sur base des données issues de la capture au filet et via pan traps (à l'exception de la parcelle de grandes cultures GC dans laquelle le passage au filet n'a pas été réalisé).

Les courbes d'accumulation des espèces en fonction de l'unité d'échantillonnage (triplet de pièges/filet) atteignent toutes un plateau quand l'effort d'échantillonnage augmente. Le plateau est atteint sur l'ensemble du site (figure X1) et sur chaque parcelle (figure X2 A, B, C, D). L'écart-type entourant les courbes d'accumulation se rétrécit progressivement à l'approche du plateau. Cet écart-type est plus important au début de la courbe d'accumulation de la parcelle grandes cultures mais devient similaire aux autres quand l'effort d'échantillonnage augmente.

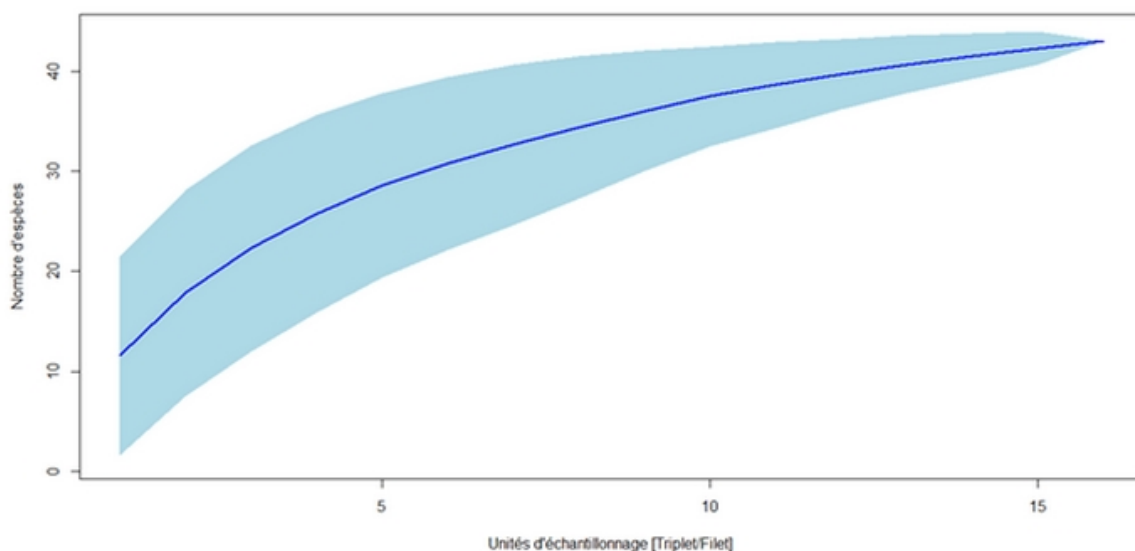


Figure 12 – Courbe d'accumulation portant sur l'ensemble des habitats étudiés.

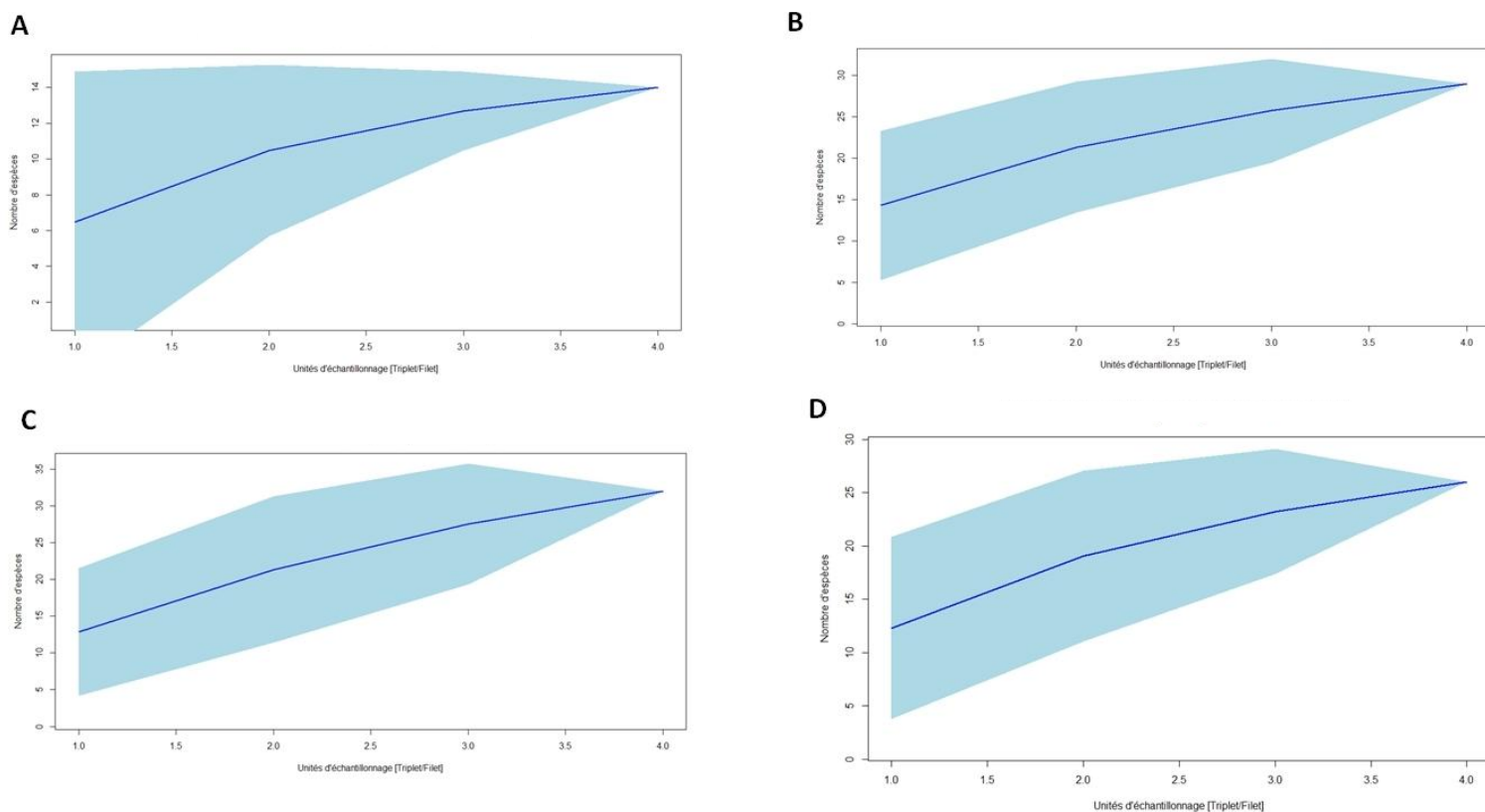


Figure 13 – Courbes d’accumulation portant sur chaque habitat : A) Grandes cultures B) Prairie de fauche C) Verger D) Zone humide.

5.2.2 Richesse spécifique observée et estimateur non-paramétrique Chao1

Le calcul du nombre d’espèces grâce à l’estimateur Chao1 a été effectué sur base des données collectées grâce aux pan traps et par passage au filet. Cet estimateur a été évalué pour tous les habitats et pour l’ensemble du site de Froidefontaine.

Tableau 2 – Nombre d’espèces par habitat de la ferme de Froidefontaine

Habitat	Nombre d’espèces Observées	Nombre d’espèces estimées (Chao1)
Ferme	43	56,20
GC	14	14,429
PAT	29	34,6
VER	32	50,20
ZH	26	33

43 espèces ont été détectées parmi les 822 insectes récoltés durant trois mois de collecte sur le site de Froidefontaine (sans compter les espèces d’andrénes étant toujours en identification). Le nombre d’espèces observées sur le terrain est toujours inférieur au nombre d’espèces calculé grâce à Chao1, bien que le nombre d’espèces observées pour la parcelle de grandes cultures en soit proche. Le nombre d’espèces est le plus élevé dans le verger, ensuite dans la prairie de fauche, la zone humide et enfin la parcelle de grandes cultures (tableau 4).

5.3 Richesse spécifique, abondance et diversité alpha par habitat

5.3.1 Richesse spécifique et abondance

Le nombre d'espèces observées ne diffère pas significativement (p -valeur = 0,39) en fonction de l'habitat quand on étudie les données issues des pièges pan traps, bien que la richesse spécifique soit variable selon les habitats du site (figure 14).

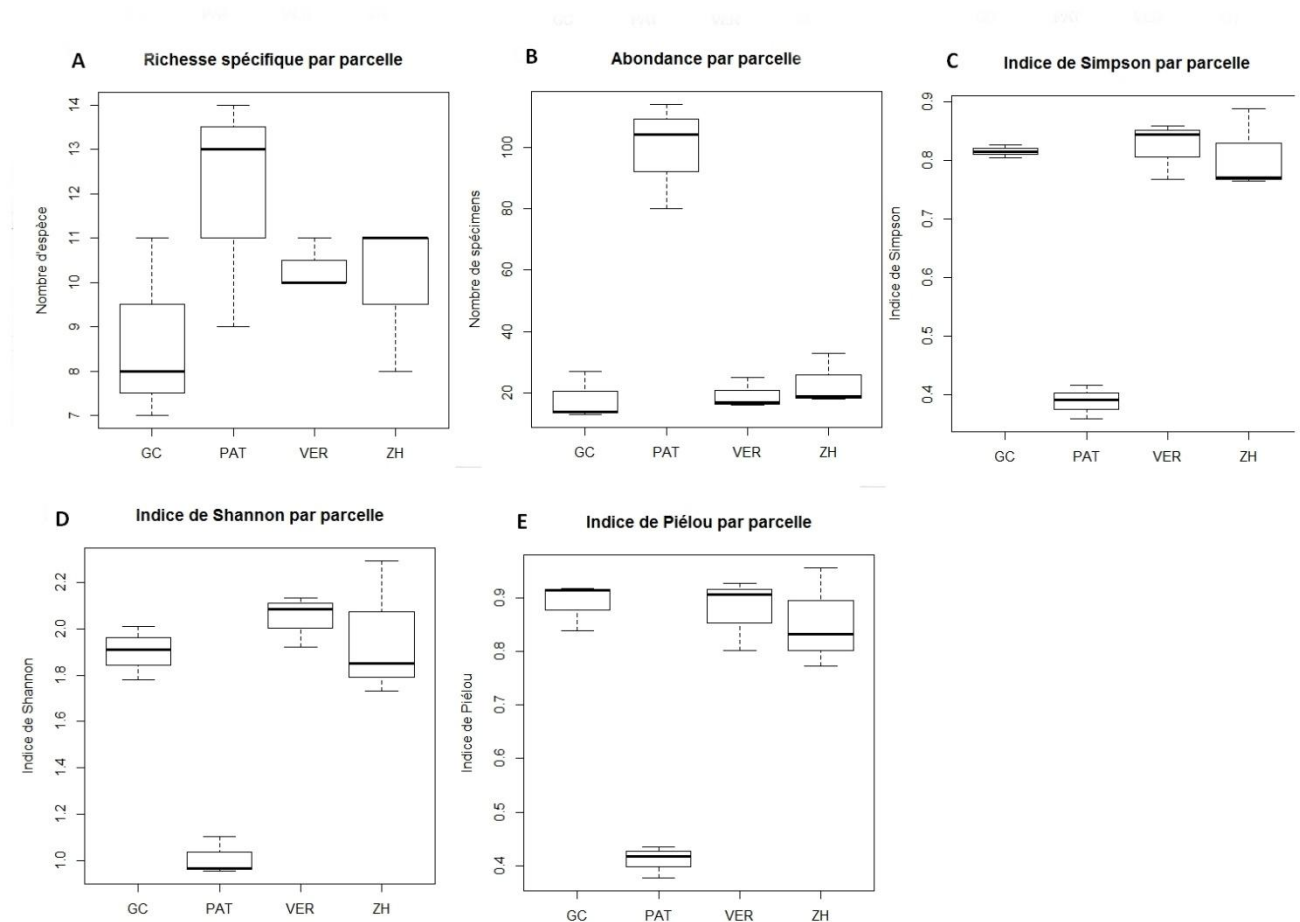


Figure 14 – Représentation graphique (boxplots) de la richesse spécifique (A), l'abondance (B) et les indices de diversité alpha (Simpson, Shannon, Piélou) (C, D, E) relatifs aux données collectées par pan traps par parcelle. Le trait horizontal représente la médiane.

L'abondance des abeilles collectées grâce aux pan traps n'est pas significativement différente selon les habitats (p -valeur presque significative = 0,063). L'abondance de la prairie de fauche semble pourtant graphiquement plus élevée que celle des autres parcelles (figure 14).

5.3.2 Indices de diversité alpha

Les indices de Simpson (p -valeur = 0,092), Shannon (p -valeur presque significative = 0,066) et Piélou (p -valeur = 0,092) associés aux données collectées par le moyen des *pan traps* (figure 14) ne sont pas significativement différents en fonction de l'habitat étudié. Toutes les valeurs prises par ces différents indices sont compilées en annexe 4. L'indice de Simpson présente globalement des valeurs hautes (il est borné entre 0 et 1), l'indice de Shannon varie entre 0,95 et 2,29 et l'indice de Piélou

(également borné entre 0 et 1) est globalement élevé, sauf dans les trois répétitions de pan trap de la prairie de fauche (figure 14).

5.4 Diversité bêta

Le coefficient de Sorensen possède une valeur élevée : le coefficient de Sorensen (**BêtaSor**) vaut **0,8465753** (cet indice est borné entre 0 et 1). Ce nombre indique une forte variation parmi les habitats du site de la ferme de Froidefontaine. Le coefficient se décompose en deux valeurs : **BêtaNes = 0,09436295** représente l'emboîtement, qui se montre très faiblement explicatif de la variabilité bêta dans cette expérimentation, tandis que la part du coefficient lié au renouvellement spatial des populations possède une valeur élevée et une plus grande part significative (**BêtaSim = 0,7522124**) (figure 15).

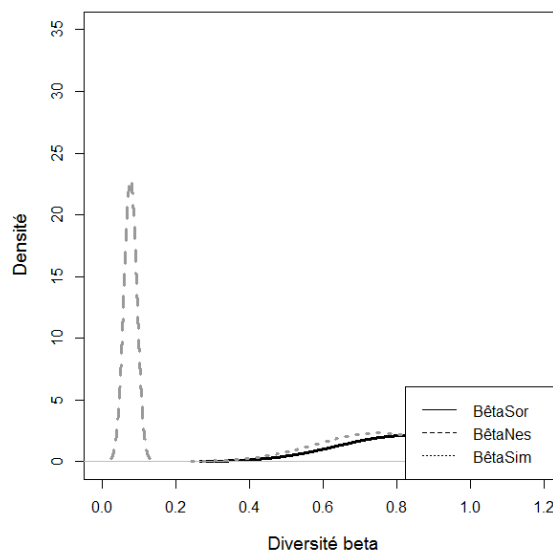


Figure 15 - Décomposition du coefficient de diversité Bêta Sorensen

5.4.1 PCoA

Seul le premier axe de l'analyse en coordonnées principales possède une valeur propre supérieure à un. Néanmoins, une représentation en deux dimensions des données ne serait pas possible sans le second axe. A eux deux, les axes expliquent 60% de l'information.

Les communautés d'insectes de la zone humide et du verger sont confondues sur le premier axe de la PCoA ; celles de la grande culture et de la prairie de fauche sont écartées les unes des autres ainsi que de ces communautés confondues. Les communautés du verger et de la zone humide sont à nouveau groupées au niveau du second axe de la PCoA ; les communautés des grandes cultures et de la prairie de fauche sont du même côté de cet axe. Les communautés d'insectes affiliées aux habitats prairies de fauche et grandes cultures sont différentes des autres communautés entomologiques observées. Les communautés du verger et de la zone humide apparaissent similaires. Les communautés sont structurées selon un gradient particulier (forme d'arc) (figure 16).

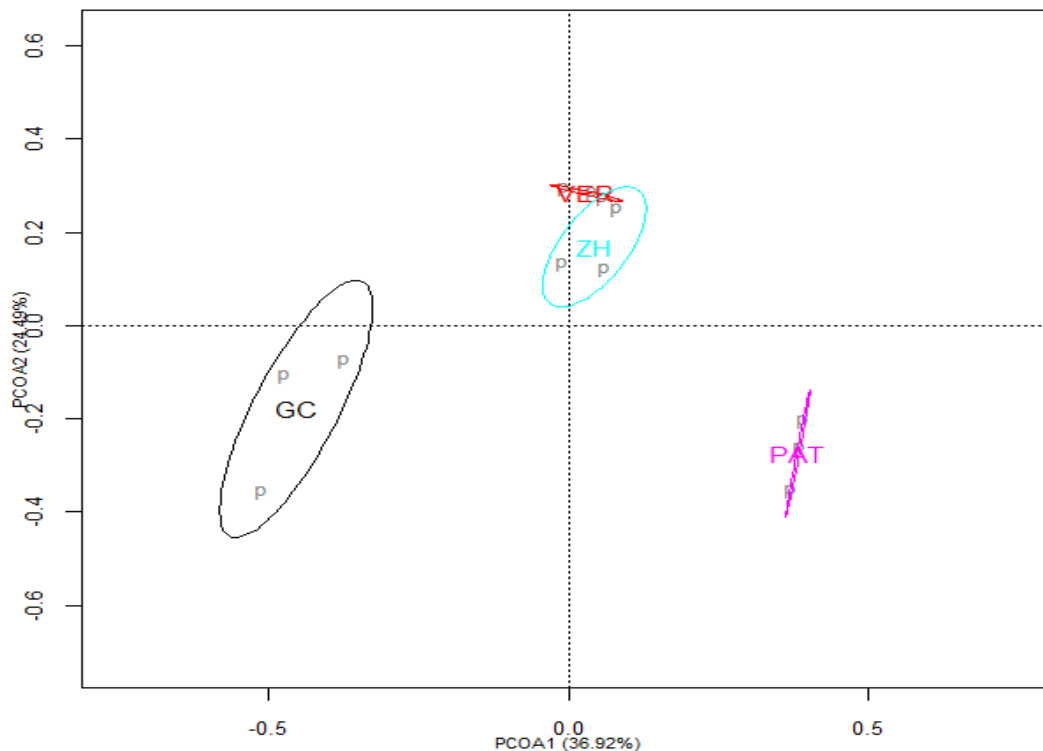


Figure 16 – Représentation de la structure des communautés entomologiques en fonction des habitats via les deux premiers axes de la PCoA.

5.5 Masse des akènes de sarrasins

Le jeu de données utilisé pour générer les résultats est repris dans l'annexe 5. 25 inflorescences sur 216 (soit 11,5% des inflorescences de sarrasins) ont été détruites. Les trèfles n'ont pas fleuri et n'ont donc pas été utilisés sur le terrain.

La normalité des populations d'origine des échantillons n'a pas pu être vérifiée (p -valeur $< 0,05$).

L'effet de l'exposition des inflorescences à la pollinisation sur la masse fraîche des akènes collectés est hautement significatif (p -valeur = 0,0012). Son effet sur la masse sèche ainsi que les masses (fraîches et sèches) pondérées est très hautement significatif (p -valeur $< 0,001$). Les médianes des masses fraîches et sèches (pondérées ou non) des akènes produits par les inflorescences libres sont supérieures aux médianes des masses des inflorescences en sachet (figure 17).

L'effet de l'habitat sur la masse des akènes collectés est significatif pour toutes les modalités de masses étudiées (p -valeurs $< 0,05$). Les masses (fraîches et sèches) des akènes produits au sein des parcelles GC et ZH sont différentes. Les masses fraîches et sèches pondérées des akènes produits dans les zones GC et ZH ainsi que GC et PAT sont différentes. Les masses des autres paires d'habitats comparées sont identiques pour toutes les modalités de masse (annexe 6). La masse des akènes récoltés dans la parcelle de grandes cultures est supérieure à la masse des akènes des parcelles appartenant aux paires qui en sont significativement différentes (figure 17).

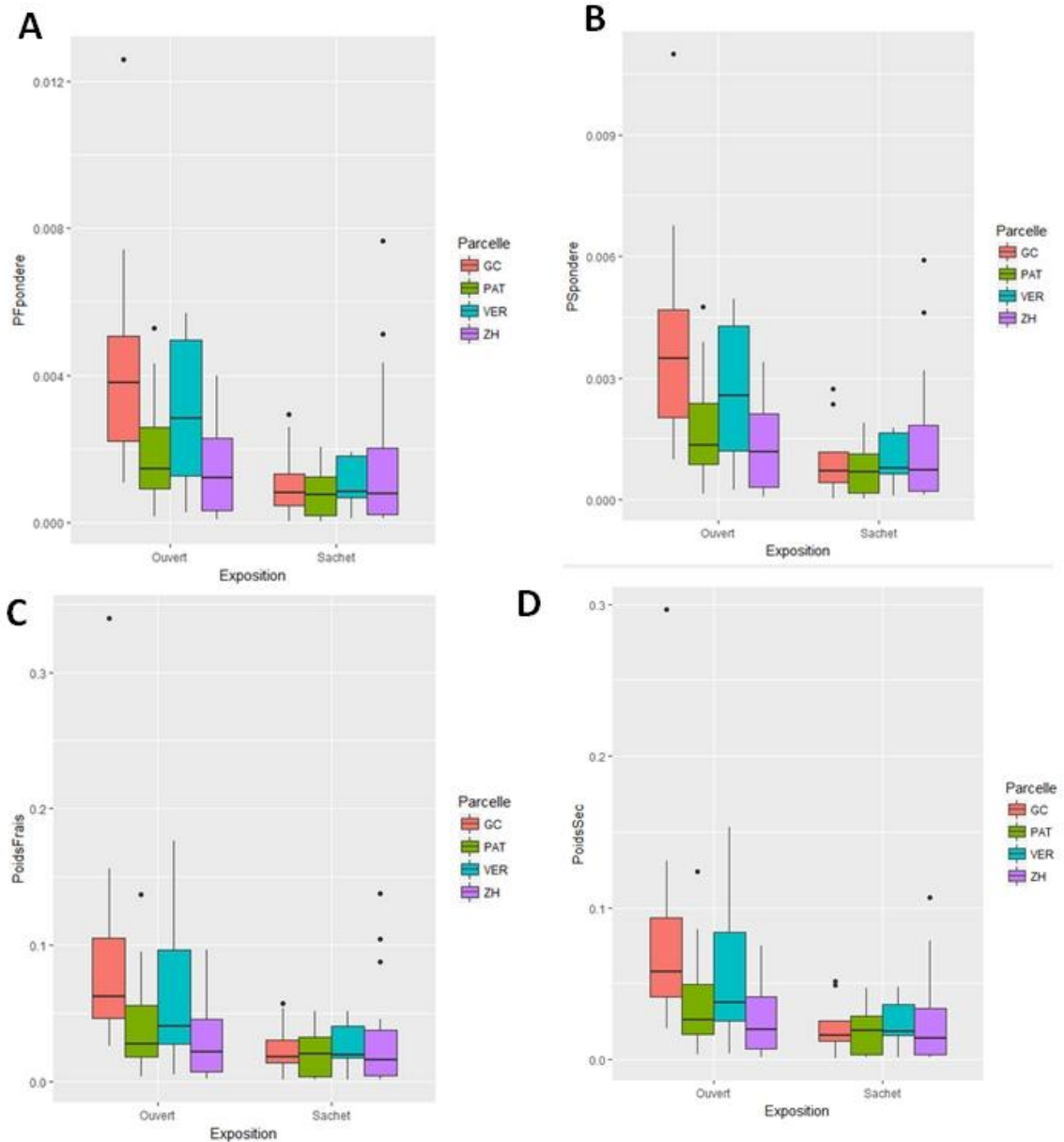


Figure 17 - Représentation graphique (boxplot) A) de la masse fraîche pondérée (g) B) de la masse sèche pondérée C) de la masse fraîche D) de la masse sèche en fonction de l'exposition et de la parcelle. Le trait horizontal gras représente la médiane.

Après division du jeu de données des masses des akènes de sarrasin par habitat ciblé, les p-valeurs relatives aux masses des akènes sans sachet de protection sont toutes supérieures à 0,05. Les masses des akènes ne présentent pas de différences significatives pour les répétitions présentes à l'intérieur des parcelles étudiées. Il n'y a pas de variabilité de masse à l'intérieur des parcelles étudiées (figure 18).

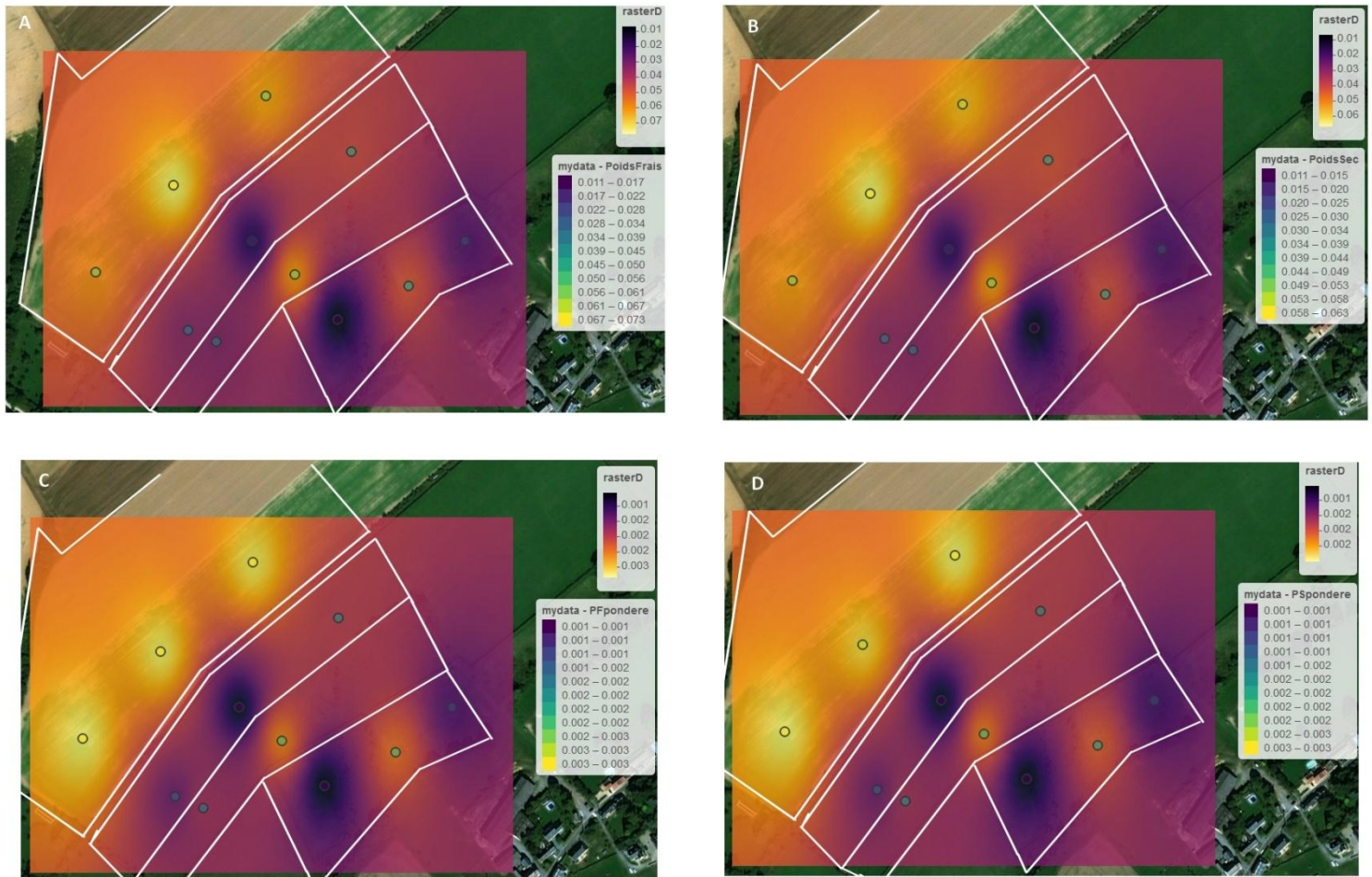


Figure 18 – Cartes de chaleur liées aux masses A) fraîches B) sèches C) fraîches pondérées D) sèches pondérées des akènes de sarrasin. La zone de grandes cultures est la parcelle en haut à gauche ; les points suivants représentent successivement la prairie de fauche, le verger (2 points) et la zone humide. Les points de couleur représentent les modalités de masses représentées à l'emplacement des coordonnées géographiques des pièges à côté desquels ils étaient implantés.

5.6 Auto corrélation spatiale

Les p-valeurs du test de Moran sont supérieures à 0,05 pour les paramètres de richesse spécifique, d'abondance et les indices de diversité alpha. L'hypothèse nulle est acceptée. Il n'y a pas d'auto-corrélation spatiale entre les sites échantonnés. La distance géographique entre habitats n'a donc pas d'influence sur la diversité de pollinisateurs échantonné.

6 DISCUSSION

6.1 Analyse des communautés de pollinisateurs

6.1.1 Exhaustivité de l'échantillonnage

Quand une courbe d'accumulation atteint son plateau (et que son écart-type se réduit une fois la dernière unité d'échantillonnage atteinte), cela signifie que l'augmentation de l'effort d'échantillonnage apportera de moins en moins d'information sur la richesse spécifique du milieu étudié (Magurran, 2004; Gotelli & Ellison, 2013). L'échantillonnage réalisé a donc été exhaustif pour tous les habitats. Les méthodes d'échantillonnages utilisées dans le cadre de ce mémoire (pan traps et filet) sont complémentaires et leur combinaison permet d'obtenir un échantillonnage suffisant pour déterminer de manière précise la biodiversité des abeilles présentes au sein du site étudié (Westphal *et al.*, 2008). Le plateau de saturation de la zone grandes cultures a été atteint malgré l'absence de passage au filet dans cette zone, ce qui confirme que le choix de ne pas passer au filet (hypothèse du point 4.6.2) était judicieux car il a permis un échantillonnage suffisant dans cet habitat.

Le nombre d'espèces total sur site estimé par Chao1 est de 56,20, soit 13 espèces de plus que la richesse spécifique observée. Ces espèces sont des espèces rares non détectées dont l'estimateur non-paramétrique tient compte, ce qui explique la supériorité de Chao1 sur le nombre d'espèces détectées (Magurran, 2004; Gotelli & Ellison, 2013).

6.1.2 Description des communautés

Le nombre d'espèces d'abeilles estimé sur base du jeu de données incomplet de la ferme est de 56 espèces (l'estimateur de Chao1 indique 13 espèces rares non observées en plus des 43 espèces d'abeilles trouvées par échantillonnage). Ceci représente 15,6% de la faune abeille de Belgique (360 abeilles en 2005 (Rasmont *et al.*, 2005)). Ce nombre peut sembler faible, mais les communautés de pollinisateurs évoluant dans les milieux agricoles sont peu importantes, car ces habitats se montrent moins favorables aux pollinisateurs que les milieux naturels ou semi-naturels (Westphal *et al.*, 2008; Le Féon *et al.*, 2010; Potts *et al.*, 2010b; Williams *et al.*, 2010); ce nombre est semblable au nombre d'espèces d'abeilles sauvages obtenues (43) dans l'expérimentation de Clara Amy, pour laquelle l'échantillonnage a eu lieu dans un milieu agricole contenant un champ de froment et différentes bandes fleuries (Amy *et al.*, under reviewing). A titre comparatif, le nombre d'espèces échantillonnées dans des systèmes agricoles polonais atteignait 46 espèces, et respectivement 26 et 27 espèces dans des milieux agricoles anglais et allemands (colza) pour des échantillons de taille similaire ou plus importante (Westphal *et al.*, 2008). La supériorité du nombre d'espèces observées sur le site de Froidefontaine par rapport à ces systèmes peut être expliqué grâce à la présence de ressources florales et de nidification favorables aux pollinisateurs à l'intérieur et autour des parcelles échantillonnées : le site est entouré par des haies, des prairies, et des mesures agro-environnementales sont implantées dans la parcelle de grandes cultures, ce qui est favorable à la diversité des abeilles (Carvell *et al.*, 2007; Morandin *et al.*, 2007; Le Féon *et al.*, 2010; Morandin & Kremen, 2013; Scheper *et al.*, 2013). En plus, nous n'avons considéré que le jeu de données sans les espèces d'andrénes parties à l'identification et trois mois d'échantillonnage, le nombre d'espèces ne peut donc qu'augmenter sur l'ensemble de la présence des abeilles sauvages (espèces printanières et estivales).

Les espèces dominant le jeu de données sont des espèces communes, généralement printanières (à l'exception d'*Andrena flavipes* qui possède une seconde génération en été), adaptées à une vaste gamme d'habitats (milieux ouverts, gazons, sites de pâturages de mouton, prairies calcareuses, plaines crayeuses, systèmes agricoles cultivés intensivement). Ces insectes sont très polylectiques et profitent de ressources florales printanières variées : végétation arbustive (interfaces et haies), *Asteraceae*, *Apiaceae*, *Brassicaceae* (ainsi que les *Fabaceae* pour les *Bombus*), ou encore grandes cultures comme le colza (un champ de colza était très proche de la ferme cette année). Ces espèces nichent dans des sols nus et ou faiblement couverts par la végétation (à l'exception de *Bombus pascuorum* qui vit près de haies ou dans des trous d'arbres morts). De nombreuses espèces parasitiques (*Bombus vestalis* et *Bombus campestris*, *Nomada spp*) sont présentes dans le jeu de données dont les *Nomada goodenania*, parasites d'*Andrena nitida* et occasionnellement *Andrena cineraria* (Falk, 2015). Ces espèces sont aptes à soutenir la pollinisation des cultures de pommiers.

6.1.3 Structure des communautés

La structure des communautés (diversité alpha par habitat) ne semble pas différer d'un habitat à l'autre (les indices de diversité alpha sont identiques d'un habitat à l'autre). La valeur élevée de l'indice de Simpson signifie que la diversité des espèces au sein d'un habitat est élevée. La valeur présentée par l'indice de Pielou va également dans ce sens (l'indice tend vers l'unité : l'abondance des différentes espèces observées parmi les différents habitats est proche, aucune espèce ne domine les autres en termes d'abondance). Il est difficile de tirer des conclusions sur base de la seule valeur de l'indice de Shannon (Gotelli & Chao, 2013). Tous les habitats considérés possèdent une faune entomologique diverse en termes d'espèces présentes et d'abondance relativement similaire à l'exception de la prairie de fauche.

L'abondance ainsi que les indices de diversité alpha des communautés d'abeilles sont presque significativement différents ; de par les représentations graphiques (boxplots) et ses valeurs, la prairie de fauche semble différente des autres zones. Ces tendances pourraient être expliquées parce qu'*Andrena cineraria* constitue la moitié des insectes de cet habitat (influence très forte sur les indices de Pielou et de Simpson). Ce résultat est à nuancer car les données du filet, contenant plus de la moitié des données (467 individus), ne sont pas comprises dans les données traitées à l'aide des tests statistiques à cause d'un manque de répétitions. Parmi ces 467 insectes, 202 ont été échantillonnés dans la prairie de fauche. Le fort lien existant entre l'abondance des ressources florales et la diversité et l'abondance des pollinisateurs (Potts *et al.*, 2003; Scheper *et al.*, 2013) ainsi que ces éléments nous laissent à penser que la significativité de l'abondance des pollinisateurs pourrait être significativement supérieure aux autres habitats dans la prairie de fauche.

6.1.4 Flore et diversité bêta à l'échelle du site

6.1.4.1 Diversité bêta et habitats

Pour l'analyse en coordonnées principales (dont la PCoA suit les principes), la précision d'analyse est garantie dès que 50 % de l'information est expliquée. Le nombre de coordonnées principales retenues est suffisant que pour affirmer la différence des communautés selon leur habitat (Kalaï *et al.*, 2016).

Les espèces présentes dans les communautés de pollinisateurs sont très différentes entre chaque habitat, comme l'indiquent les résultats de l'analyse en coordonnées principales ainsi que la valeur élevée du coefficient de dissimilarité de Sorensen (moins il y a d'espèces partagées par la paire de

sites comparée, plus la valeur du coefficient tend vers 1). En se référant aux valeurs adoptées par les deux composantes de la diversité bêta, citées par (Baselga, 2010), cette variation des communautés entre parcelles est surtout expliquée par un renouvellement des communautés (BêtaSim) que par des phénomènes d'emboîtement (représentés par BêtaNes). La disparition d'espèces par rapport une communauté de départ plus diverse n'est donc pas le phénomène derrière la variabilité des espèces entre les communautés. Cette variabilité existe parce que des espèces différentes sont présentes dans chaque milieu à cause du remplacement des espèces d'un milieu par d'autres espèces (Baselga, 2010).

Une diversité bêta aussi élevée peut être expliquée par la présence sur le site d'expérimentation/d'échantillonnage de plusieurs habitats variés et adaptés aux pollinisateurs, susceptibles de contenir plus de sites de nidification et de ressources (Tschardt *et al.*, 2012). La variabilité des communautés de pollinisateurs à l'échelle des différents habitats ne peut être expliquée uniquement par la distance séparant lesdits habitats : les parcelles étudiées dans le cadre de l'expérimentation sont attenantes (figure 19) et recouvrent une distance inférieure au rayon de vol d'une majorité d'espèces d'abeilles à partir de leur nid. En effet, la distance de vol est proportionnelle à la taille du corps des abeilles sauvages (Greenleaf *et al.*, 2007) : les plus petites peuvent aller collecter des ressources jusqu'à 125 ou 300 m selon les espèces; d'autres abeilles, de taille plus imposante, peuvent parcourir jusqu'à 1,4 km (Zurbuchen *et al.*, 2010). Les bourdons se déplacent communément à plus de 1,5 km de leur colonie (Osborne *et al.*, 2008). Les abeilles mellifères quant à elles peuvent parcourir jusqu'à 10 km pour collecter du pollen ou du nectar sur des ressources florales (Beekman & Ratnieks, 2000; Steffan-Dewenter & Kuhn, 2003).

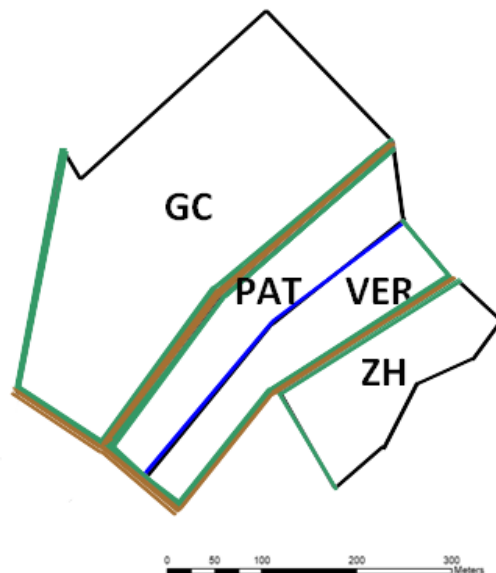


Figure 19 - Représentation des aménagements des parcelles étudiées. Le brun représente les chemins permettant le passage des machines ; le bleu, les clôtures ; le vert, les haies.

6.1.4.2 Description de la végétation de chaque parcelle

D'après nos observations de terrain, la parcelle de grandes cultures possède peu de ressources florales (la majorité de la parcelle est semée avec des cultures floralement peu intéressantes). Le milieu est perturbé régulièrement à cause des opérations agricoles impliquant un passage de

machines (récolte, travail mécanique) ou l'enlèvement d'une partie des ressources du milieu (couverture herbacée par exemple) servant de sites de nidification ou de nourriture (Falk, 2015). Cet habitat offre peu d'opportunités pour les abeilles : les abeilles capturées grâce aux pan traps sont probablement issues du déplacement de ces insectes des bords de champs ou des haies (zones semi-naturelles) vers les autres parcelles ou les autres interfaces, proportionnellement bien plus riches en ressources florales et en sites de nidification (Steffan-Dewenter *et al.*, 2006; Greenleaf *et al.*, 2007; Morandin & Kremen, 2013).

En avril, la végétation des parcelles de prairie de fauche, de verger et de zone humide (ZH1 et ZH2) était assez similaire : pissenlits en abondance, cardamine des prés, mouron des oiseaux, lamiers pourpres. Les différences de végétation se sont marquées par après. Le nombre de fleurs était proportionnellement moindre en zone humide (présence d'orties communes *Urtica dioica* L. et de Graminées).

D'après le travail de Charlotte Rappe, la prairie de fauche (PAT) présente « une végétation de prairie mésophile peu ou non fertilisée à faible charge pâturée ». La flore s'est développée jusqu'à la fauche de la parcelle, début juin : de nombreuses ressources florales intéressantes pour les pollinisateurs (trèfles rampants, trèfles des prés, une grande majorité de renoncules, *Apiaceae*, *Asteraceae*) étaient disponibles en mai. Après la fauche, les plantes qui ont émergé étaient des plantes capables de recouvrir le sol relativement vite : essentiellement des trèfles rampants et des renoncules fin juin.

La parcelle de verger possède une flore comparable à celle de la prairie de fauche dans ses premiers stades de développement. La couverture végétale a été contrôlée par le passage de machines entre les rangs des pommiers (début avril, fin juin et courant juillet) et par la rotation des moutons au sein du verger dès mars. Le développement de ressources florales intéressantes (*Apiaceae*, *Asteraceae*) pour les pollinisateurs et abondantes a été rendu impossible par le pâturage, à l'exception de plantes peu appétantes après leurs jeunes stades de développement (chardons *Cirsium spp*). En mai, l'essentiel des ressources florales disponibles étaient les fleurs de pommiers : les zones les moins pâturées par les moutons ont été envahies par les Graminées et les orties, ce qui n'a pas permis un développement abondant des trèfles rampants, renoncules et mourons des oiseaux. La végétation non herbacée de juin était limitée et semblable à celle présente fin mai (avec des stellaires communes en plus).

La végétation de la zone humide a été décrite comme « végétation pionnière nitrophile des grèves humides et végétation caractéristiques de prairies de fauche humides » par Charlotte Rappe en 2017. La végétation était différente selon la sous-partie de ZH considérée : en ZH3, les plantes à fleurs étaient quasiment absentes (domination des graminées, des carex, des joncs, des prêles et des orties) dès le début de la saison, tandis que ZH1 et ZH2 ont progressivement développé des ressources florales intéressantes et abondantes à partir de mai (stellaires, mouron, pissenlits, gros spots de renoncules rampantes en mai ; berces, chardons, *Asteraceae* dont la lampsane commune et *Apiaceae* diverses en juin) avant d'être dominées par une forte présence d'orties communes et des graminées (vulpin, panic-pied-de-coq). Aucune opération n'a été réalisée dans cette parcelle.

D'après les observations de terrain, la végétation de chaque parcelle échantillonnée semble différente en termes d'abondance et de composition florale, ainsi que des perturbations subies et du milieu. La structure des communautés d'abeilles varie en fonction de la composition spécifique des communautés végétales (diversité, quantité et qualité des ressources florales : diversité des

ressources en nectar, ratio d'énergie du pollen et du nectar) (Potts *et al.*, 2003). Les groupes de pollinisateurs (bourdons, autres abeilles sauvages,...) présents sont également influencés par l'historique des parcelles (ampleur des perturbations) car ils possèdent des besoins, des traits de vie et des capacités de dispersions distincts (Fründ *et al.*, 2010; Aguirre-Gutiérrez *et al.*, 2015). Les communautés d'insectes de la zone humide et du verger sont similaires (analyse en coordonnées principales). Cela peut s'expliquer par la présence de deux haies se trouvant entre le verger et la zone humide. La similitude des communautés est possible si les communautés entomologiques du verger et de la zone humide sont issues de l'exportation des communautés attirées par les haies (Morandin & Kremen, 2013) vers les parcelles les plus proches, bien que les abeilles soient capables de se déplacer plus loin pour trouver leurs ressources (Zurbuchen *et al.*, 2010; Földesi *et al.*, 2016). Il faut tenir compte de l'influence de la distance géographique sur la structure des communautés de pollinisateurs (Potts *et al.*, 2003). Une autre hypothèse possible est que les communautés comprises sont proches car ces deux habitats sont proches et les moins contrastés (effet de bordure moins contrasté entre les parcelles subissant le moins de perturbations : pas de destruction totale des ressources de la parcelle contrairement à la prairie de fauche ou abondance florale quasiment nulle comme les grandes cultures). Quand deux habitats adjacents possèdent peu de différences structurales ou qualitatives (à titre indicatif, le niveau de perturbations est considéré comme peu différent entre une forêt et un verger ainsi qu'entre une forêt et une prairie permanente), leurs communautés de pollinisateurs sont plus similaires que les communautés retrouvées entre des habitats plus contrastés (c'est-à-dire des habitats soumis à des perturbations plus fréquentes et plus importantes, comme un champ de grandes cultures qui est travaillé et récolté chaque année) (Andrieu *et al.*, 2018). Selon ces hypothèses, les communautés de la parcelle de grandes cultures sont différentes des autres assemblages de pollinisateurs à cause de son haut degré de perturbations et de sa faible abondance florale interne. La communauté de la prairie de fauche est différente des autres grâce à sa forte abondance et diversité florale et le fait qu'une espèce constitue la moitié de sa communauté. Cela pourrait accentuer la distinction entre cette communauté et les autres.

6.1.5 Comparaison des résultats obtenus dans le cadre de l'expérimentation de Froidefontaine avec les résultats de Clara Amy (bandes fleuries)

Un mémoire de fin d'études utilisant les mêmes techniques d'échantillonnage (combinaison des pan traps et de la capture au filet, c'est-à-dire le même effort d'échantillonnage) a été mis en place l'année passé. L'étude de Clara portait sur l'étude de la transmission des pathogènes aux pollinisateurs et des communautés d'abeilles et de syrphes contenues dans plusieurs traitements de bandes fleuries (un mélange floral multispécifique, deux traitements monospécifiques composés respectivement de *Dimorphotheca pluvialis* et caméline *Camelina sativa*, ainsi qu'un témoin dans un champ de froment d'hiver) situées dans un champ expérimental de la faculté de Gembloux.

Les communautés d'abeilles des deux mémoires sont différentes. La seule espèce commune grâce aux rangs d'abondance est *Lasioglossum paxillum*. Les bandes fleuries avaient tendance à attirer abondamment les syrphes *Sphaerophoria scripta* (L., 1758) et *Eristalis tenax* (L., 1758) (essentiellement sur le traitement multifloral et légèrement sur la *Dimorphotheca*), les *Lasioglossum paxillum* et *calceatum* (Scopoli, 1763) ainsi qu'*Andrena flavipes*, des abeilles polylectiques communes. Dans l'étude du site de Froidefontaine, les syrphes n'ont pas été pris en compte. Les abeilles dominantes étaient également des abeilles polylectiques communes. La différence des communautés s'explique car la végétation au sein de la ferme de Froidefontaine était de la

végétation naturelle des prairies mésophiles et des nitrophiles humides, et non des espèces florales choisies pour leur attractivité.

La richesse spécifique, l'abondance et les indices de diversité alpha (Shannon, Simpson, Piélou) sont non significativement différents entre les traitements floraux Caméline, Dimorphotheca et mélanges de fleurs. Aucun traitement floral n'était différent en termes de structure des communautés d'abeilles échantillonnées. Les comparaisons de ces paramètres pour les quatre habitats de l'expérimentation de Froidefontaine étaient également non significatives. Cela confirme qu'il est possible d'avoir des communautés florales ayant des compositions et des traits morphologiques différents mais de même structure au sein d'un système agricole belge, bien que les communautés florales soient plus diverses sur l'ensemble des habitats de la ferme de Froidefontaine que parmi les quatre espèces constituant les bandes fleuries (Dimorphotheca, caméline ; sarrasin, coriandre sont les deux espèces ayant fleuri sur les onze espèces composant le traitement multifloral).

Le coefficient de Sorensen observé dans le cadre de cette étude est plus proche de l'unité que celui basé sur les bandes fleuries de Clara. La variabilité des communautés de pollinisateurs entre les parcelles (grandes cultures, prairie de fauche, verger et zone humide) du site de Froidefontaine est vraisemblablement plus marquée que la différence de pollinisateurs entre les modalités de bandes fleuries ; les différents habitats sont plus variés entre eux que les bandes florales entre elles. Les tendances observées au niveau du partitionnement de la diversité bêta sont toutefois similaires aux résultats présentés dans ce mémoire. La variabilité entre les traitements floraux est expliquée par un phénomène de turn-over des communautés. La différence de communautés d'abeilles par traitements (PCoA) semble également résulter de la différence des ressources florales en termes de morphologie, de période de floraison et d'attractivité, ainsi que de la présence d'éléments paysagers influençant la distribution des pollinisateurs dans le paysage.

6.2 Pollinisation des sarrasins par exposition et parcelles

6.2.1 Masses des akènes : reflet de la pollinisation par parcelles

Le rendement en akènes du sarrasin et la masse de ceux-ci dépendent de la pollinisation (plante entomogame) et de l'abondance des pollinisateurs (dont notamment les abeilles mellifères, les bourdons et les syrphes) (Free, 1993; Bjorkman, 1995; Cawoy *et al.*, 2009). Il y a bien une différence entre la pollinisation des inflorescences avec et sans sachet, ce qui confirme que la méthodologie choisie dans le cadre de ce mémoire était adaptée pour mettre en évidence un effet de la pollinisation sur la fitness du modèle. La masse des akènes produits par les inflorescences sous sachets est supérieur à zéro. Plusieurs facteurs peuvent expliquer cela :

-La fécondation d'inflorescences avant la sortie de la serre (présence d'akènes formés le 9/06 ; ils ont été enlevés avant la sortie sur le champ). La serre, censée être fermée, était laissée fenêtres ouvertes, sans maillage anti-insectes, et protéger les inflorescences à l'aide des sachets en tulle n'était pas possible avant la sortie sur le terrain (risque de bris des pédoncules).

-Des fourmis et des micro-coléoptères se sont retrouvés à l'intérieur des sachets (taille des mailles trop grandes, léger espace aux coins des sachets) ; même s'ils n'en sont pas les principaux pollinisateurs (Cawoy *et al.*, 2009) et sont moins efficaces, ces pollinisateurs alternatifs étaient en mesure de polliniser le sarrasin (Taki *et al.*, 2009).

-Les mutants autogames (1% des plants chez le sarrasin par (Bjorkman, 1995)) outrepassant le caractère auto-incompatible des fleurs de sarrasin (Nagatomo & Adachi, 1985) contribuent faiblement à ce biais.

Les masses des akènes exposés à la pollinisation obtenues à l'intérieur de chaque parcelle ne semblent pas varier d'une répétition à l'autre. Cela semble indiquer qu'il n'y a pas de tendance de variabilité de masse qui pourrait affecter la manière dont les masses des akènes (et donc de la pollinisation) varient entre les différents habitats. La pollinisation est plus élevée en grandes cultures qu'en zone humide (comparaison des masses fraîches et sèches des akènes) ; elle est également supérieure dans la zone de grandes cultures à la pollinisation effectuée sur les plants de la prairie de fauche et la zone humide (comparaisons des masses fraîches et sèches pondérées). La pollinisation délivrée aux sarrasins est considérée comme identique pour toutes les autres comparaisons de parcelles.

Les résultats présentés peuvent sembler contre-intuitifs, car il semblerait plus logique qu'une plus grande abondance d'abeilles engendre un plus grand service de pollinisation et une masse des akènes de sarrasins plus élevée dans la zone de prairie de fauche (bien que l'abondance des ressources florales durant le mois de juin uniquement ait été plus faible que dans les mois précédents, suite à la fauche). Ces résultats peuvent être expliqués par l'hypothèse de dilution et de concentration à l'échelle du paysage (Tscharntke *et al.*, 2012). La différence de pollinisation entre la parcelle de grandes cultures et la prairie de fauche ainsi que le verger peut être expliquée grâce à la différence en ressources florales au sein de ces parcelles. Une abondance des ressources florales dans un endroit engendre un phénomène de concentration des populations d'abeilles autour de ces ressources, mais aussi une dilution de ces populations à l'échelle de la parcelle, quand les populations d'abeilles présentes au sein du paysage ne sont pas assez conséquentes que pour exploiter efficacement toutes les ressources florales disponibles à court terme dans ce paysage (Veddeler *et al.*, 2006; Holzschuh *et al.*, 2016). La quantité de ressources florales dans la parcelle de grandes cultures étant faible, le phénomène de dilution des populations d'abeilles évoluant à l'échelle de la parcelle est limité. Les sarrasins implantés en grandes cultures se retrouvent proportionnellement plus exposés à la pollinisation par des insectes de passage dans cette parcelle que les sarrasins des parcelles zone humide et prairie de fauche, qui eux peuvent être masqués par des ressources florales très intéressantes et qui concentrent les pollinisateurs (plantes des familles *Apiaceae*, *Asteraceae*, trèfles,...) (Terzo & Rasmont, 2007; Sonnay & Pellet, 2016).

6.2.2 De la fiabilité des résultats

L'utilisation des masses fraîches et des masses sèches n'amène pas aux mêmes tendances que l'usage des tests sur les poids frais et secs pondérés. Pour établir les poids pondérés, nous avons divisé les poids correspondants par le nombre de fleurs présentes sur chaque inflorescence identifiée. Dans le cas du sarrasin, le nombre de fleurs total développé par l'inflorescence après comptage est différent du nombre de fleurs au moment du comptage. Le nombre de fleurs total est extrêmement variable selon les inflorescences. Le biais induit par le développement des inflorescences n'est pas constant pour chacune des inflorescences, et ne peut être considéré comme constant sur l'ensemble de la parcelle au vu de la très grande variabilité présentée par ces plants (Quinet *et al.*, 2004). Cette pondération rend la pollinisation de GC supérieure à celle de la prairie de fauche PAT, alors que cette différence n'a peut-être pas lieu d'être car elle est générée par un calcul potentiellement biaisé, bien que la représentation des masses (pondérées ou non) des akènes de

sarrasin via les *heatmaps* semble confirmer graphiquement cette tendance. Cette tendance semble étrange au vu de la faible abondance florale observé en juin dans le pâturage après la fauche, pendant la reprise d'une nouvelle végétation qui s'est poursuivie jusqu'en juillet (période de présence des sarrasins), car la concentration florale était moindre. La différence de pollinisation entre GC et la zone humide est par contre une certitude.

6.2.3 Avantages, biais et limitations générales de la méthode

Cette méthode est aisément reproductible et permet de comparer le service de pollinisation obtenu dans des environnements et des sites différents (à condition que le phytomètre puisse s'y développer).

Dans notre modèle, une seule plante a pu être utilisée comme indicateur de pollinisation suite à un problème de floraison de *T. pratense* et à une contrainte de temps (pas de possibilité de resemis de la deuxième génération de trèfles); il aurait été plus intéressant d'utiliser plusieurs plantes individuelles ou un mélange de plusieurs essences respectant les conditions présentées dans le point 4.5.1 et ayant des périodes de floraison différentes afin de couvrir une diversité de pollinisateurs plus étendue. Le trèfle semble être décrit dans la littérature comme un phytomètre intéressant malgré sa sensibilité à la dessiccation (Hegland, 2014). Il faudrait le maintenir dans les expérimentations suivantes. Le semis doit impérativement être réalisé sur une couche de sol passée au tamis pour éviter les problèmes de levée (graine faible, contenant peu de réserves) et il faudra au besoin fertiliser pour hâter la floraison.

La perte de 11% des inflorescences et des données liées n'est pas préjudiciable à l'analyse statistique: le nombre de répétitions par modalité a été prévu pour que les données restent robustes en cas d'imprévus expérimentaux (n=27 par modalité d'exposition et par parcelle).

Les plants de la troisième partie du verger (VER 3) ont été mangés par les moutons chargés du désherbage des parcelles. Ces plants n'ont pu être remplacés ; les plants destinés au remplacement étaient déjà morts ou utilisés. Le modèle semble fragile quand cultivé en serre (bris d'inflorescences, probablement dûs au vent (Campbell, 1997)).

Le séchage des akènes n'engendre quasiment aucune différence de significativité sur les différents facteurs comparés, à l'exception de l'exposition comparée par le test de Wilcoxon-Mann-Whitney (effet hautement significatif pour les masses fraîches et effet très hautement significatif pour les masses sèches). Le biais induit par la présence d'eau est donc faible.

Le sarrasin semble être un modèle très hétérogène (Cawoy *et al.*, 2009). Il faudrait choisir d'autres modèles secondaires, moins sensibles aux bris et moins hétérogènes dans leur développement floral, leur floraison et leur grenaison.

6.2.4 Autres paramètres à étudier

Nous ne savons pas si les données récoltées sont influencées par l'hétérogénéité du site ou l'effet maternel car nous ne connaissons pas le degré de fixation génétique des semences de trèfles et de sarrasins utilisées. Nous ne pouvons donc pas savoir si la relation entre la taille du plant-mère et le poids des graines produites par les plantes utilisées est corrélée ou si toutes les plantes peuvent être traitées comme égales ! Pour étudier cela, il faudrait mesurer la hauteur des plants de sarrasins sur lesquels les graines sont prélevées et les comparer (Hegland, 2014).

6.3 Ferme de Froidefontaine : application des mesures agro-environnementales à un cas concret

Le verger de pommiers est la culture qui bénéficie le plus de la présence de pollinisateurs au sein des parcelles étudiées : le rendement en fruits est directement lié à l'ampleur de la pollinisation reçue par les fleurs. Des communautés de pollinisateurs sauvages plus riches et plus abondantes fournissent des services de pollinisation plus importants en verger (lutte contre un éventuel déficit de pollinisation) et possèdent une influence positive sur la dimension des pommes (Garratt *et al.*, 2014b; Rosa García & Miñarro, 2014; Eraerts *et al.*, 2017). La floraison des pommiers a lieu tôt (fin avril-mois de mai), quand les températures sont encore basses dans nos régions tempérées, et que peu de pollinisateurs sont actifs (principalement des bourdons) (Leonhardt & Blüthgen, 2012). C'est la pollinisation générée par les abeilles printanières et les autres pollinisateurs présents durant cette période qui va déterminer la capacité de pollinisation qui pourra être délivrée aux arbres fruitiers (Leonhardt & Blüthgen, 2012).

La couverture végétale au sol des vergers « classiques » est fortement contrôlée à l'intérieur des rangs (lutte contre la compétition) (Eraerts *et al.*, 2017). Ces vergers ne présentent pas beaucoup de sites de nidification, ni de ressources nutritives pour les pollinisateurs (Eraerts *et al.*, 2017). Cependant, une couverture enherbée peut être conservée dans l'inter-rang (protection contre l'érosion (Merwin, 2003)). Planter des mesures agro-environnementales (bandes fleuries de plantes pollinifères et nectarifères adaptées au contexte local) entre les rangs semble séduisant (effet positif sur l'abondance des pollinisateurs) (Carvell *et al.*, 2007; Rosa García & Miñarro, 2014; Vereecken *et al.*, 2018) mais n'est pas possible (risque de broutage par les moutons tondant le verger) sauf en cas de division du verger en différents chemins de pâturage grâce à des clôtures (coûteux).

Planter une mesure agro-environnementale du côté de la zone humide ne semble pas optimal : les haies offrent déjà des ressources florales et de nidification pour les pollinisateurs (Morandin & Kremen, 2013). Le verger est séparé de la prairie de fauche par une clôture. Semer un mélange de bandes fleuries le long de la clôture de cette prairie, hors de portée des moutons, peut être intéressant (Scheper *et al.*, 2013). Si la bande de fleurs est semée sur une longueur de 500m (la longueur de la prairie) et une largeur de 12 m, elle rapporterait 900€ de subvention (Natagriwal ASBL, 2014). Cette prairie peut être convertie en une prairie naturelle (subvention de 200€/ha) si elle est fauchée après le 15 juin et à condition que moins de 50% de la surface de l'exploitation soit sous le régime des prairies permanentes et qu'aucune intervention (en dehors de l'étaupinage) ne soit réalisée (Natagriwal ASBL, 2014).

7 CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES D'AMELIORATION GLOBALES

Le premier objectif de l'expérimentation était d'évaluer la biodiversité des abeilles sauvages au sein des quatre habitats du site de la ferme de Froidefontaine, ce qui a été effectué grâce aux nombreuses analyses utilisées ainsi qu'un échantillonnage suffisamment exhaustif (courbes d'accumulation atteignant le plateau de saturation). Les habitats (grandes cultures, prairie de fauche, verger ainsi que zone humide) ne présentent aucune différence en termes de nombre d'espèces ni d'abondance. Les communautés d'abeilles étaient variables par habitats (à l'exception des communautés du verger et de la zone humide) mais de structure identique en termes de diversité alpha : aucune espèce ne dominait les autres, les abondances de chaque espèce étaient relativement proches, sauf pour la prairie de fauche (cf. *A. cineraria*). Les données de filet n'ont pu être prises en compte par les tests statistiques, ce qui au vu du nombre important d'individus non inclus dans le jeu de données, pourrait avoir une influence sur la significativité de ce paramètre. La différence de perturbations subies par le milieu (cultures, historique des parcelles) et de ressources florales (quantité, qualité, diversité) ont influencé les espèces d'abeilles affiliées à chaque habitat.

Le second objectif consistait à évaluer le service de pollinisation à travers un phytomètre. Le phytomètre sélectionné s'est montré apte à remplir les critères cités par Woodcock *et al.* (2014), dont le plus important, la production de graines (akènes pour le sarrasin) exclusivement suite à la pollinisation entomogame. Malgré des contraintes techniques et des destructions inopinées d'une partie des plants de sarrasin, l'expérience était assez robuste que pour délivrer des résultats statistiquement valides. Les inflorescences ont été récoltées sur chaque plant et les masses fraîches et sèches ont été comptabilisées. La masse (g) reflétait le nombre d'akènes prélevés ainsi que la pollinisation fournie à l'inflorescence par les pollinisateurs, qui a été relié à la fitness. Une différence de pollinisation a pu être observée entre les plants de la grande culture et les plants de la prairie de fauche ainsi que de la zone humide. La variation de pollinisation constatée est causée par l'effet de concentration et dilution des pollinisateurs à l'échelle des parcelles/du paysage et non par une différence de biodiversité entre habitats.

Plusieurs pistes d'amélioration sont envisageables dans la continuité de l'expérimentation l'année prochaine :

-Evaluer la biodiversité présente au niveau des interfaces entre les parcelles (entre les grandes cultures et la prairie de fauche, entre le verger et la zone humide, le long du chemin descendant vers la prairie humide) afin d'avoir une meilleure vision de la biodiversité de l'ensemble de la ferme et de mieux caractériser les communautés de pollinisateurs (et pouvoir identifier un gradient d'espèces entre les interfaces et les sites échantillonnés?).

-Effectuer l'analyse en coordonnées principales sur base des traits morphologiques des espèces d'abeilles récoltées. Ces traits (longueur de la langue, ...) pourront être reliés à la végétation présente sur le site (consulter les relevés de végétation de Charlotte Rape et générer des observations de terrain de la végétation de 2019 via des transects diagonaux recouvrant tout l'habitat étudié).

-Lors de collecte au filet, écrire dans quelle sous-zone de la parcelle les insectes ont été capturés (par exemple PAT1, PAT2 ou PAT3) afin d'obtenir de la variabilité sur les collectes au filet. Ceci permettra

de cumuler les résultats du filet avec les répétitions des pan traps, et d'utiliser des tests statistiques pour avoir des informations quantitatives sur le cumul des deux méthodes ainsi que sur le filet.

-Etudier l'influence que l'habitat environnant possède sur la biodiversité et sur la pollinisation chaque parcelle en associant un pourcentage d'habitats différents à chaque zone environnante peut être intéressant pour déterminer si un des habitats environnants influence la présence d'insectes (Woodcock *et al.*, 2013; Biasi & Brunori, 2015). Il faut pour cela utiliser des logiciels prenant en compte les coordonnées spatiales comme Arcgis/Qgis.

8 PARTICIPATION AU WORKSHOP POUR LA CONVERSION DE LA ZONE HUMIDE EN RÉSERVE NATURELLE

8.1.1 Contexte

Le workshop a été motivé par une volonté de réaménagement de la zone humide en réserve naturelle. L'année passée, un inventaire de la faune de printemps de la zone humide et des pâturages a été réalisé par Charlotte Rapp, étudiante en botanique. La faune et la flore d'été de ces zones a été observée par Jean-Yves Bagnée et Gauthier Chappelle. Je m'étais basée sur ces documents et sur le tableau des espèces végétales d'intérêt apicoles (Van Daele, 2011) pour me faire un avis sur le potentiel de soutien aux pollinisateurs de la zone et les ressources florales à conserver en cas de changement d'affectation de certaines parties de cet endroit.

8.1.2 Déroulement de la journée

La journée de workshop concernant les possibilités de conversion de la zone humide en réserve naturelle a débuté par notre accueil par un des fondateurs du projet, Alexis, et Camille le Polain, participant également au projet Froidefontaine. Plusieurs intervenants issus de différents milieux étaient conviés pour apporter leur expertise dans différents domaines : l'aquaculture (représentée par Gersande Blanchard de l'Unamur), l'architecture (Stéphane Damsin et Matthias Mazelier de Ouest Architecture), la conservation de la biodiversité (Sébastien Pirotte et Roland de Schaetzen de Natagora), l'entomologie et les pollinisateurs (Laurent Sertheyn, Grégoire Noël et moi, pour Gembloux Agro Bio Tech), ainsi que l'autonomie énergétique (production et utilisation de biomasse) représentée par Laurent Somer (ValBiom) et François Boland (étudiant en master 2 de Gembloux Agro Bio Tech).

Nous avons ensuite visité le site en compagnie d'Alexis ; il nous a expliqué l'historique des endroits visités et les pistes d'aménagements souhaitées. Les fondateurs du projet Froidefontaine aimeraient connaître :

- les aménagements permettant la gestion de la zone humide en tant que réserve naturelle
- les pratiques qu'il est possible de mettre en place pour augmenter la biodiversité des oiseaux et des pollinisateurs
- les meilleures manières de donner l'accès de cette zone aux promeneurs.

Nous avons ainsi parcouru un chemin menant des mares derrière la ferme castrale aux différentes sous-zones constituant la zone humide en traversant les zones d'interface en contrebas des mares. Après présentation de la zone humide, nous nous sommes réunis autour d'une table dans les locaux

des bureaux du projet; nous nous sommes répartis en deux groupes de travail contenant une proportion équilibrée des « experts » des différents domaines. Sur base de la présentation du site et d'une carte détaillée, nous avons discuté des aménagements réalisables à l'échelle de la ferme/de la zone humide et favorable à un accueil d'une biodiversité plus massive. La zone humide ne disposant pas d'une biodiversité particulièrement importante et/ou rare, des options d'aménagement plus interventionnistes peuvent être entreprises au sein de la zone humide. Une fauche différée dans le temps de la prairie de fauche, un pâturage extensif par du bétail rustique (non ovin) et le maintien de zones refuges déplacées d'années en années ont été évoqués pour une gestion conservatrice de la zone humide. Le contrôle des orties est possible en effectuant une fauche de déprime durant plusieurs années. L'aménagement des bordures du ruisseau doit être révisé afin de modifier son débit local et favoriser l'implantation d'espèces locales.

Ensuite, Alexis nous a demandé de critiquer la proposition d'un plan d'aménagement réalisée par un architecte autrichien réputé dans la transformation de zones contenant des plans d'eau. Après réflexion et discussion, les deux groupes ont partagé leurs avis. Plusieurs points posaient problème dans le plan proposé :

-le nombre de plans d'eau est élevé mais l'approvisionnement en eau sur le site est inégal selon les saisons (assèchement des sources possible en été). De plus, pour creuser les trous des étangs, il est nécessaire d'excaver un volume de terre très important, qu'il faut déplacer dans d'autres endroits ;

-une trop grande présence de caillebotis pour la promenade peut déranger certaines espèces animales dans leur implantation ou leur comportement ;

-l'effet de la suppression des drains sur le site et le ruisseau en contrebas est inconnu ;

Une proposition intéressante sortie de la discussion était le fait de définir comme objectif pour la conversion de la zone humide la réintroduction d'une espèce animale locale Wallonne ayant disparu de nos ruisseaux. Ce processus pourra servir de vitrine pour la communication auprès du grand-public.

9 RÉFÉRENCES CITÉES

- Abou-Shaara HF (2014) The foraging behaviour of honey bees, *Apis mellifera* : A review. *Veterinari Medicina*, **59**, 1–10.
- Abrol DP (2011) Pollinators as Bioindicators of Ecosystem Functioning. In: *Pollination Biology: Biodiversity Conservation and Agricultural Production*, pp. 509–544. Springer Netherlands.
- Addinsoft (2017) Test non-paramétrique sur k échantillons indépendants: test de Kruskal-Wallis | Logiciel statistique pour Excel. Retrieved from <https://www.xlstat.com/fr/solutions/fonctionnalites/test-non-parametrique-sur-k-echantillons-independants-test-de-kruskal-wallis>, (29/07/2018).
- Aguirre-Gutiérrez J, Biesmeijer JC, van Loon EE, Reemer M, Wallisdevries MF, Carvalheiro LG (2015) Susceptibility of pollinators to ongoing landscape changes depends on landscape history (ed Traveset A). *Diversity and Distributions*, **21**, 1129–1140.
- Aizen MA, Harder LD (2009) The Global Stock of Domesticated Honey Bees Is Growing Slower Than Agricultural Demand for Pollination. *Current Biology*, **19**, 915–918.
- Allsopp MH, de Lange WJ, Veldtman R (2008) Valuing insect pollination services with cost of replacement (ed Hector A). *PLoS ONE*, **3**, e3128.
- Altieri MA (1995) *Agroecology: The science of sustainable agriculture*. Westview Press, 433 pp.
- Altieri MA, Nicholls CI, Henao A, Lana MA (2015) Agroecology and the design of climate change-resilient farming systems. *Agronomy for Sustainable Development*, **35**, 869–890.
- Amy C, Noël G, Hatt S, Uyttenbroeck R, Van de Meutter F, Genoud D, Francis F (under reviewing) Flower strips in Wheat Intercropping Systems : Effect on Pollinator Abundance and Diversity in Belgium. *Insects*, X, X, X.
- Andrieu E, Cabanettes A, Alignier A et al. (2018) Edge contrast does not modulate edge effect on plants and pollinators. *Basic and Applied Ecology*, **27**, 83–95.
- Anon. L'abeille noire du Bournac. Retrieved from <http://miels-du-bournac.pagesperso-orange.fr/Abeillenoire.html>, (12/07/2018).
- Appelhans T, Detsch F, Reudenbach C, Woellauer S (2018) Package “mapview” - Interactive Viewing of Spatial Data in R. Retrieved from <https://cran.r-project.org/web/packages/mapview/mapview.pdf>, (08/08/2018).
- Banaszak J (1992) Strategy for conservation of wild bees in an agricultural landscape. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, **40**, 179–192.
- Baragatti M, Brostaux Y, Cadima J, Campagnolo M, Fontez B (2018) *Spatial Data with R*.
- Bartomeus I, Potts SG, Steffan-Dewenter I et al. (2014) Contribution of insect pollinators to crop yield and quality varies with agricultural intensification. *PeerJ*, **2**, e328.
- Bascompte J, Jordano P, Olesen JM (2006) Asymmetric Coevolutionary Networks Facilitate Biodiversity Maintenance. *Science*, **312**, 431–433.
- Baselga A (2007) Disentangling distance decay of similarity from richness gradients: response to Soininen et al. 2007. *Ecography*, **30**, 838–841.
- Baselga A (2010) Partitioning the turnover and nestedness components of beta diversity. *Global Ecology and Biogeography*, **19**, 134–143.
- Baselga A, Orme D, Villeger S, De Bortoli J, Leprieur F (2018) Package ‘betapart’ : Partitioning Beta Diversity into Turnover and Nestedness Components. Retrieved from <http://www.pwrc.usgs.gov/BBS/>, (05/08/2018).
- Baum KA, Wallen KE (2011) Potential Bias in Pan Trapping as a Function of Floral Abundance. *Journal of the Kansas Entomological Society*, **84**, 155–159.
- Beekman M, Ratnieks FLW (2000) Long-range foraging by the honey-bee, *Apis mellifera* L. *Functional*

- Ecology*, **14**, 490–496.
- Benzécri J-P (2013) Techniques Exploratoires Multivariées : Analyse en Composantes Principales. Retrieved from <http://www.statsoft.fr/concepts-statistiques/analyse-en-composantes-principales/analyse-en-composantes-principales.htm>, (13/08/2018).
- Biasi R, Brunori E (2015) The on-farm conservation of grapevine (*Vitis vinifera* L.) landraces assures the habitat diversity in the viticultural agro-ecosystem. *Vitis - Journal of Grapevine Research*, **54**, 265–269.
- Biesmeijer JC, Roberts SPM, Reemer M et al. (2006) Parallel declines in pollinators and insect-pollinated plants in Britain and the Netherlands. *Science*, **313**, 351–354.
- Billeter R, Liira J, Bailey D et al. (2008) Indicators for biodiversity in agricultural landscapes: A pan-European study. *Journal of Applied Ecology*, **45**, 141–150.
- Biowallonie (2017) Fiche technique - La culture du sarrasin, 1–2. Retrieved from <https://www.biowallonie.com/wp-content/uploads/2017/08/Montage-Fiche-technique-sarrasin-HD-WEB.pdf>, (12/03/2018).
- Bivand R, Lewin-Kob N (2018) Package “mapproj” - Tools for Reading and Handling Spatial Objects Encoding UTF-8. Retrieved from <https://orcid.org/0000-0003-2392-6140>, (08/08/2018).
- Bjorkman T (1995) Role of Honey Bees (Hymenoptera : Apidae) in the Pollination of Buckwheat in Eastern North America. *Horticultural Entomology*, **88**, 1739–1745.
- Bommarco R, Marini L, Vaissière BE (2012) Insect pollination enhances seed yield, quality, and market value in oilseed rape. *Oecologia*, **169**, 1025–1032.
- Borcard D, Science S, Media B (2008) *Spatial Analysis of Ecological Data*. Springer New York, New York, NY, 227–292 pp.
- Bourgeois M (2008) Glossaire de botanique. Retrieved from <http://floranet.pagesperso-orange.fr/def/d.htm>, (12/07/2018).
- Bouxin G (2017) Les techniques d’analyse factorielle des données de végétation. In: *Analyse statistique des tableaux de relevés de végétation*. Editions universitaires Européennes.
- British Columbia Ministry of Agriculture (2013) Bee Behaviour During Foraging. *Apiculture Bulletin*, **111**, 1–5.
- Brosi BJ (2009) The effects of forest fragmentation on euglossine bee communities (Hymenoptera: Apidae: Euglossini). *Biological Conservation*, **142**, 414–423.
- Campbell CG (1997) *Buckwheat: Fagopyrum Esculentum Moench*. Kade Research Ltd.
- Campbell JW, Hanula JL (2007) Efficiency of Malaise traps and colored pan traps for collecting flower visiting insects from three forested ecosystems. *Journal of Insect Conservation*, **11**, 399–408.
- Cane JH, Minckley RL, Kervin LJ (2000) Sampling Bees (Hymenoptera: Apiformes) for Pollinator Community Studies: Pitfalls of Pan-Trapping. *Journal of the Kansas Entomological Society*, **73**, 225–231.
- Carboni M, Lebuhn G (2000) *Distance and Timing of Pan-trapping*. 1–11 pp. Retrieved from <http://online.sfsu.edu/beeplot/pdfs/Distance and Time.pdf>, (16/03/2018).
- Carboni M, Lebuhn G (2003) *Effect of Distance among Bowls on Numbers of Bees Captured*. 1–3 pp. Retrieved from <http://online.sfsu.edu/beeplot/pdfs/distance.pdf>, (08/03/2018).
- Carvell C, Meek WR, Pywell RF, Goulson D, 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**, 29–40.
- Cawoy V, Ledent J-F, Kinet J-M, Jacquemart A-L (2009) Floral biology of common buckwheat (*Fagopyrum esculentum* Moench). *The European Journal of Plant Science and Biotechnology*, **3**, 1–9.
- Chao A (1984) Non-parametric estimation of the classes in a population. *Scandinavian Journal of Statistics*, **11**, 265–270.
- Chao A, Chazdon RL, Colwell RK, Shen TJ (2005) A new statistical approach for assessing similarity of species composition with incidence and abundance data. *Ecology Letters*, **8**, 149–159.

- Chao A, Chazdon RL, Colwell RK, Shen TJ (2006) Abundance-based similarity indices and their estimation when there are unseen species in samples. *Biometrics*, **62**, 361–371.
- Chittka L, Raine NE (2006) Recognition of flowers by pollinators. *Current Opinion in Plant Biology*, **9**, 428–435.
- Colocousis CM, Duncan CM (2007) *Handbook of Rural Studies* (eds Cloke P, Mardsen T, Mooney P). SAGE, London.
- Colwell RK, Coddington JA (1994b) Estimating Terrestrial Biodiversity through Extrapolation. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, **345**, 101–118.
- Colwell RK, Chang XM, Chang J (2004) Interpolating, extrapolating, and comparing incidence-based species accumulation curves. *Ecology*, **85**, 2717–2727.
- Conway GR (1987) The properties of agroecosystems. *Agricultural Systems*, **24**, 95–117.
- d'Aguilar J, Fraval A (2004) Glossaire progressif d'entomologie. Retrieved from <http://www7.inra.fr/opie-insectes/glossaire.htm>, (12/07/2018).
- Van Daele C (2011) *Plantes d'intérêt apicole*. 1-5 pp. Retrieved from <http://www.cthgx.be/plantes-melliferes-abeilles.pdf>, (27/04/2018).
- Daily G (1997) *Nature's Services: Societal Dependence on Natural Ecosystems*. Island Press, Washington, D.C., 392 p. p.
- Dendoncker N, Boeraeve F, Crouzat E, Dufrêne M, König A, Barnaud C (2018) How can integrated valuation of ecosystem services help understanding and steering agroecological transitions? *Ecology and Society*, **23**, 1–12.
- Dinno A (2017) *Dunn's Test of Multiple Comparisons Using Rank Sums*. Retrieved from <https://cran.r-project.org/web/packages/dunn.test/dunn.test.pdf>, (24/07/2018).
- Direction générale Statistique - Statistics Belgium (2017) Chiffres clés de l'agriculture - L'agriculture belge en chiffres. 1–52. Retrieved from https://statbel.fgov.be/sites/default/files/Over_Statbel_FR/FR_Kerncijfers_landbouw_2017_final.pdf, (29/03/2018).
- Dogot T (2017) Tendances globales, besoins locaux et réponses des politiques de développement rural en Wallonie, Belgique. In: *Villages and small towns as catalysts for rural development - challenge and opportunities*, pp. 1–21.
- Dormann CF, McPherson JM, Araújo MB et al. (2007) Methods to account for spatial autocorrelation in the analysis of species distributional data: A review. *Ecography*, **30**, 609–628.
- Droege S (2002) *Impact of Color and Size of Bowl Trap on Numbers of Bees Captured*. 1-7 pp. Retrieved from online.sfsu.edu/~beepilot/, (10/03/2018).
- Droege S, Tepedino VJ, Lebuhn G, Link W, Minckley RL, Chen Q, Conrad C (2010) Spatial patterns of bee captures in North American bowl trapping surveys. *Insect Conservation and Diversity*, **3**, 15–23.
- Dufour AB, Chessel D (2012) Analyse en coordonnées principales. 1–18. Retrieved from <https://pbil.univ-lyon1.fr/R/pdf/tdr82.pdf>, (13/08/2018).
- Dunn OJ (1964) Multiple Comparisons Using Rank Sums. *Technometrics*, **6**, 241–252.
- Ecological Society of America (ESA) (2014) For bees (and flowers), tongue size matters. Retrieved from <https://www.esa.org/esa/for-bees-and-flowers-tongue-size-matters/>, (20/04/2018).
- ECPA (2013) *Pollinators and agriculture Agricultural productivity and pollinator protection*. 1-48 pp. Retrieved from http://www.ecpa.eu/sites/default/files/Pollinators_brochure_BàT2.pdf, (20/02/2018).
- Editions Larousse (2018) Dictionnaire français - Dictionnaires Larousse français monolingue et bilingues en ligne. Retrieved from <https://www.larousse.fr/dictionnaires/francais>, (12/07/2018).
- Eeraerts M, Meeus I, Van Den Berge S, Smagghe G (2017) Landscapes with high intensive fruit cultivation reduce wild pollinator services to sweet cherry. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, **239**, 342–348.
- European Commission (2017) *Roadmap (EU Pollinators Initiative)*. 1-3 pp. Retrieved from <http://ec.europa.eu/environment/nature/pdf/roadmap-for-the-eu-pollinators-initiative.pdf>, (20/04/2018).

- Evans A (2016) *Invertebrates: Malaise trapping*. 1-18 pp. Retrieved from <http://www.doc.govt.nz/Documents/science-and-technical/inventory-monitoring/im-toolbox-invertebrates-malaise-trapping.pdf>, (16/03/2018).
- Falk S (2015) *Field Guide to the Bees of Great-Britain and Ireland (Field Guide)*. British Wildlife Publishing Ltd, 336 pp.
- Le Féon V, Schermann-Legionnet A, Delettre Y et al. (2010) Intensification of agriculture, landscape composition and wild bee communities: A large scale study in four European countries. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, **137**, 143–150.
- Földesi R, Kovács-Hostyánszki A (2014) Hoverfly (*Diptera: Syrphidae*) community of a cultivated arable field and the adjacent hedgerow near Debrecen, Hungary. *Biologia (Poland)*, **69**, 381–388.
- Földesi R, Kovács-Hostyánszki A, Korösi Á et al. (2016) Relationships between wild bees, hoverflies and pollination success in apple orchards with different landscape contexts. *Agricultural and Forest Entomology*, **18**, 68–75.
- Food and Agriculture Organization (FAO) (2017) *The future of food and agriculture: Trends and challenges*. Rome, 180 pp.
- Free JB (1993) *Insect pollination of crop*. Academic Press, London, UK, 684 pp.
- Fründ J, Linsenmair KE, Blüthgen N (2010) Pollinator diversity and specialization in relation to flower diversity. *Oikos*, **119**, 1581–1590.
- Fussell M, Corbet SA (1992) Flower usage by bumble-bees: a basis for forage plant management. *Journal of Applied Ecology*, **29**, 451–465.
- Futura Santé (2018) Définition | Eusocial - Eusociaux - Eusociale - Eusociales | Futura Santé. Retrieved from <https://www.futura-sciences.com/sante/definitions/biologie-eusocial-10182/>, (17/07/2018).
- Gallai N, Salles JM, Settele J, Vaissière BE (2009) Economic valuation of the vulnerability of world agriculture confronted with pollinator decline. *Ecological Economics*, **68**, 810–821.
- Gardener M (2014) *Community Ecology. Analytical Methods Using R and Excel*. 556 pp. Pelagic Publishing.
- Garibaldi LA, Steffan-Dewenter I, Winfree R et al. (2013) Wild pollinators enhance fruit set of crops regardless of honey bee abundance. *Science*, **340**, 1608–1611.
- Garratt MPD, Coston DJ, Truslove CL et al. (2014a) The identity of crop pollinators helps target conservation for improved ecosystem services. *Biological Conservation*, **169**, 128–135.
- Garratt MPD, Breeze TD, Jenner N, Polce C, Biesmeijer JC, Potts SG (2014b) Avoiding a bad apple: Insect pollination enhances fruit quality and economic value. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, **184**, 34–40.
- Gaston KJ, Blackburn TM (2000) *Pattern and process in macroecology*. Blackwell Science, 377 pp.
- Gezon ZJ, Wyman ES, Ascher JS, Inouye DW, Irwin RE (2015) The effect of repeated, lethal sampling on wild bee abundance and diversity. *Methods in Ecology and Evolution*, **6**, 1044–1054.
- Gillon M Les mimétismes. 1–30. Retrieved from <http://nico8386.free.fr/cours/BA/mimetisme.pdf>, (12/07/2018).
- Gleason HA (1926) The Individualistic Concept of the Plant Association. *Bulletin of the Torrey Botanical Club*, **53**, 7.
- Gotelli NJ, Chao A (2013) *Measuring and Estimating Species Richness, Species Diversity, and Biotic Similarity from Sampling Data*, Vol. 5. Elsevier Ltd., pp. 195-211.
- Gotelli N, Colwell R (2011) Chapter 4: Estimating species richness. In: *Biological Diversity. Frontiers in Measurement and Assessment*, pp. 39–54. Oxford University Press.
- Gotelli NJ, Ellison AM (2013) The Measurement of Biodiversity. In: *A Primer of Ecological Statistics*, Second Edi edn, pp. 449–482. Sinauer Associates, Inc., Sinderland, Massachussets, USA.
- Goulson D (2009) *Bumblebees: behaviour, ecology, and conservation*. Oxford University Press, 330 pp.
- Grall J, Coïc N (2006) *Synthèse des méthodes d'évaluation de la qualité du benthos en milieu côtier*. 1-91 pp.

Retrieved from http://www.rebent.org//medias/documents/www/contenu/documents/Grall_Synthese_indicateurs_benthos.pdf, (03/05/2018).

- Graystock P, Blane EJ, McFrederick QS, Goulson D, Hughes WOH (2016) Do managed bees drive parasite spread and emergence in wild bees? *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, **5**, 64–75.
- Greenleaf SS, Kremen C (2006) Wild bees enhance honey bees' pollination of hybrid sunflower. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, **103**, 13890–13895.
- Greenleaf SS, Williams NM, Winfree R, Kremen C (2007) Bee foraging ranges and their relationship to body size. *Oecologia*, **153**, 589–596.
- Grundel R, Frohnapple KJ, Jean RP, Pavlovic NB (2011) Effectiveness of Bowl Trapping and Netting for Inventory of a Bee Community. *Environmental Entomology*, **40**, 374–380.
- Hamuda HEAFB, Patkó I (2010) Relationship between Environmental Impacts and Modern Agriculture. *Óbuda University e-Bulletin*, **1**, 87–98.
- Harper J, Hawksworth DL (1995) Preface. In: *Biodiversity : Measurement and Estimation*, pp. 5–12. Chapman and Hall, London.
- Hegland SJ (2014) Floral neighbourhood effects on pollination success in red clover are scale-dependent (ed Kudo G). *Functional Ecology*, **28**, 561–568.
- Hegland S, Totland Ø, Joar Hegland S, Totland Ø (2008) Is the magnitude of pollen limitation in a plant community affected by pollinator visitation and plant species specialization levels? *Oikos*, **117**, 883–891.
- Herzog F, Steiner B, Bailey D et al. (2006) Assessing the intensity of temperate European agriculture at the landscape scale. *European Journal of Agronomy*, **24**, 165–181.
- Hijmans RJ, van Etter J, Cheng J et al. (2017) Geographic Data Analysis and Modeling. *R CRAN Project*, **2**, 15.
- Holloway BA (1976) Pollen-feeding in hover-flies (*Diptera: Syrphidae*). *New Zealand Journal of Zoology*, **3**, 339–350.
- Holzschuh A, Dudenhöffer JH, Tschardt T (2012) Landscapes with wild bee habitats enhance pollination, fruit set and yield of sweet cherry. *Biological Conservation*, **153**, 101–107.
- Holzschuh A, Dainese M, González-Varo JP et al. (2016) Mass-flowering crops dilute pollinator abundance in agricultural landscapes across Europe (ed Novotny V). *Ecology letters*, **19**, 1228–1236.
- INRA (1997) Holométabole. Retrieved from <https://www7.inra.fr/hyppz/ZGLOSS/3g---022.htm>, (12/07/2018).
- Institute for Digital Research and Education (University of California Los Angeles) (2018) How can I calculate Moran's I in R? | R FAQ. Retrieved from <https://stats.idre.ucla.edu/r/faq/how-can-i-calculate-morans-i-in-r/>, (08/08/2018).
- Jacquemin F, Violle C, Rasmont P, Dufrière M (2017) Mapping the dependency of crops on pollinators in Belgium. *One Ecosystem*, **2**, e13738.
- Jost L, Chao A, Chazdon RL (2011) Compositional similarity and β (beta) diversity. In: *Biological Diversity: Frontiers in Measurement and Assessment*, pp. 66–84. Oxford University Press.
- Kalaï G, Salako V, Padonou E, Lykke A (2016) Méthodes statistiques multivariées utilisées en écologie. *Annales des Sciences Agronomiques du Bénin*, **20**, 139–157.
- Kevan PG (1999) Pollinators as bioindicators of the state of the environment: Species, activity and diversity. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, **74**, 373–393.
- Kindt R (2018) Package for Community Ecology and Suitability Analysis. 1–131. Retrieved from <http://www.worldagroforestry.org/output/tree-diversity-analysis>, (07/08/2018).
- Kleijn D, Baquero RA, Clough Y et al. (2006) Mixed biodiversity benefits of agri-environment schemes in five European countries. *Ecology Letters*, **9**, 243–254.
- Klein A-M, Vaissiere BE, Cane JH, Steffan-Dewenter I, Cunningham SA, Kremen C, Tschardt T (2007) Importance of pollinators in changing landscapes for world crops. *Proceedings of the Royal Society B*:

Biological Sciences, **274**, 303–313.

- Kremen C, Williams NM, Thorp RW (2002) Crop pollination from native bees at risk from agricultural intensification. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, **99**, 16812–16816.
- Kremen C, Williams NM, Bugg RL, Fay JP, Thorp RW (2004) The area requirements of an ecosystem service: Crop pollination by native bee communities in California. *Ecology Letters*, **7**, 1109–1119.
- Lambdon PW, Pyšek P, Basnou C et al. (2008) Alien flora of Europe: Species diversity, temporal trends, geographical patterns and research needs. *Preslia*, **80**, 101–149.
- Lavergne S, Molina J, Debussche M (2006) Fingerprints of environmental change on the rare mediterranean flora: A 115-year study. *Global Change Biology*, **12**, 1466–1478.
- Legendre P, Dale MRT, Fortin MJ, Gurevitch J, Hohn M, Myers D (2002) The consequences of spatial structure for the design and analysis of ecological field surveys. *Ecography*, **25**, 601–615.
- Legendre P, Fortin M-JJ, Borcard D (2015) Should the Mantel test be used in spatial analysis? *Methods in Ecology and Evolution*, **6**, 1239–1247.
- Legrain X (2009) Légende de la carte numérique des sols de Wallonie - tableau simplifié. 1–2. Retrieved from https://www.fichierecologique.be/resources/LCNSW_TableauSimplifie.pdf, (25/06/2018).
- Leonhardt SD, Blüthgen N (2012) The same, but different: Pollen foraging in honeybee and bumblebee colonies. *Apidologie*, **43**, 449–464.
- Leonhardt SD, Gallai N, Garibaldi LA, Kuhlmann M, Klein AM (2013) Economic gain, stability of pollination and bee diversity decrease from southern to northern Europe. *Basic and Applied Ecology*, **14**, 461–471.
- Lockeretz W (2007) What explains the rise of organic farming? In: *Organic Farming: An International History* (ed Lockeretz W), pp. 1–8. CABI, Boston.
- Mace GM, Baillie JEM (2007) The 2010 biodiversity indicators: Challenges for science and policy. *Conservation Biology*, **21**, 1406–1413.
- Magurran A (2004) *Measuring biological diversity*. Blackwell Science Ltd, 1-194 pp.
- Mallinger RE, Gratton C (2015) Species richness of wild bees, but not the use of managed honeybees, increases fruit set of a pollinator-dependent crop (ed Diekötter T). *Journal of Applied Ecology*, **52**, 323–330.
- Mallinger RE, Gaines-Day HR, Gratton C (2017) Do managed bees have negative effects on wild bees?: A systematic review of the literature. *PLoS ONE*, **12**, e0189268.
- Marcon E (2015) *Mesures de la Biodiversité*. Master, Kourou, France, 1-181 pp.
- Marcos-García MÁ, García-López A, Zumbado MA, Rotheray GE (2012) Sampling Methods for Assessing Syrphid Biodiversity (*Diptera: Syrphidae*) in Tropical Forests. *Environmental Entomology*, **41**, 1544–1552.
- Martins KT, Gonzalez A, Lechowicz MJ (2015) Pollination services are mediated by bee functional diversity and landscape context. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, **200**, 12–20.
- Matteson KC, Langelotto GA (2010) Determinates of inner city butterfly and bee species richness. *Urban Ecosystems*, **13**, 333–347.
- Memmott J, Waser NM, Price M V (2004) Tolerance of pollination networks to species extinctions. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, **271**, 2605–2611.
- Ministerie van de Vlaamse Gemeenschap Beleidsdomein Landbouw en Visserij (2004) *L'Agriculture Et L'Horticulture En Flandre*. 1-8 pp. Retrieved from <http://www2.vlaanderen.be/landbouw/downloads/volt/22.pdf>, (19/05/2018).
- Montero-Castaño A, Ortiz-Sánchez FJ, Vilà M (2016) Mass flowering crops in a patchy agricultural landscape can reduce bee abundance in adjacent shrublands. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, **223**, 22–30.
- Morandin LA, Kremen C (2013) Hedgerow restoration promotes pollinator populations and exports native bees to adjacent fields. *Ecological Applications*, **23**, 829–839.
- Morandin LA, Winston ML, Abbott VA, Franklin MT (2007) Can pastureland increase wild bee abundance in

- agriculturally intense areas? *Basic and Applied Ecology*, **8**, 117–124.
- Moritz RFA, Kraus FB, Kryger P, Crewe RM (2007) The size of wild honeybee populations (*Apis mellifera*) and its implications for the conservation of honeybees. *Journal of Insect Conservation*, **11**, 391–397.
- Mouret PH, Carre G, Roberts SPM, Morison N, Vaissiere BE (2007) Mise en place d’une collection d’abeilles (*Hymenoptera, Apoidea*) dans le cadre d’une étude de la biodiversité. *Osmia*, **1**, 8–15.
- Nagatomo T, Adachi T (1985) *Fagopyrum esculentum*. In: *Handbook of Flowering (Vol III)*, pp. 1–8. CRC Press, Boca Raton, FL, USA.
- Namaghi HS, Hussein M (2009) The effects of collection methods on species diversity of family *syrphidae* (*diptera*) in Neyshabur, Iran. *Journal of Agricultural Science and Technology*, **11**, 521–526.
- Natagriwal ASBL En quelques mots | Natagriwal. Retrieved from <https://www.natagriwal.be/fr/mesures-agro-environnementales/en-quelques-mots>, (27/03/2018).
- Natagriwal ASBL (2014) Les méthodes agroenvironnementales et climatiques du PwDR [2014-2020]. 1–2. Retrieved from https://www.natagriwal.be/sites/default/files/kcfinder/files/Autres_doc/Tableau-MAEC-2014-2020-FR-180219-DEF.pdf, (28/03/2018).
- National Academy of Agricultural Sciences (2010) *Conservation Agriculture. Innovations for improving efficiency, equity and environment* (eds Joshi PK, Challa J, Virmani SM). National Academy of Agricultural Sciences, NASC Complex, DPS Marg, New Delhi, 777 pp.
- National Research Council (2007) *Status of Pollinators in North America*. National Academies Press, Washington, D.C.
- New TR (2005) *Invertebrate Conservation and Agricultural Ecosystems*. Cambridge University Press, 354 pp.
- Nicholls CI, Altieri MA (2013) Plant biodiversity enhances bees and other insect pollinators in agroecosystems. A review. *Agronomy for Sustainable Development*, **33**, 257–274.
- Nicolson SW (2011) Bee Food: The Chemistry and Nutritional Value of Nectar, Pollen and Mixtures of the Two. *African Zoology*, **46**, 197–204.
- Oksanen J, Blanchet FG, Kindt R et al. (2015) Package “vegan.” 1–280. Retrieved from <https://github.com/vegandevs/vegan/issues>, (17/07/2018).
- Oldroyd BP (2007) What’s killing American honey bees? *PLoS Biology*, **5**, 1195–1199.
- Ollerton J, Winfree R, Tarrant S (2011) How many flowering plants are pollinated by animals? *Oikos*, **120**, 321–326.
- Osborne JL, Martin AP, Carreck NL et al. (2008) Bumblebee flight distances in relation to the forage landscape. *Journal of Animal Ecology*, **77**, 406–415.
- Paradis E, Blomberg S, Bolker B et al. (2018) Package “ape” Analyses of Phylogenetics and Evolution. Retrieved from <https://cran.r-project.org/web/packages/ape/ape.pdf>, (08/08/2018).
- Parthiban KT, Seenivasan R (2017) *Plantation And Agroforestry Pulpwood Value Chain Approach*. Scientific Publishers, 490 pp.
- Pebesma E, Graeler B (2018) Package “gstat.” *R Core Team*, 85. Retrieved from <https://cran.r-project.org/web/packages/gstat/gstat.pdf>, (08/08/2018).
- Pielou EC (1969) *Introduction to Mathematical Ecology*. Wiley-Interscience, New York, 292 pp.
- Porrini C, Ghini S, Girotti S, Sabatini AG, Gattavecchia E, Celli G (2002) Use and abuse of plant protection products in agro-ecosystems: biomonitoring with honey bees. In: *Honey Bees: Estimating the Environmental Impact of Chemicals*, pp. 186–247. CRC Press.
- Potts SG, Vulliamy B, Dafni A, Ne’eman G, Willmer P (2003) LINKING BEES AND FLOWERS: HOW DO FLORAL COMMUNITIES STRUCTURE POLLINATOR COMMUNITIES? *Ecology*, **84**, 2628–2642.
- Potts SG, Roberts SPM, Dean R et al. (2010a) Declines of managed honey bees and beekeepers in Europe. *Journal of Apicultural Research*, **49**, 15–22.
- Potts SG, Biesmeijer JC, Kremen C, Neumann P, Schweiger O, Kunin WE (2010b) Global pollinator declines:

- Trends, impacts and drivers. *Trends in Ecology and Evolution*, **25**, 345–353.
- Prys-Jones OE, Corbet A (1991) *Bumblebees*. Richmond Publishing Co. Ltd., Slough, UK, 98 pp.
- Qian H, Ricklefs RE, White PS (2005) Beta diversity of angiosperms in temperate floras of eastern Asian and eastern North America. *Ecology Letters*, **8**, 15–22.
- Quinet M, Cawoy V, Lefevre I, Van Miegroet F, Jacquemart A-L, Kinet J-M (2004) Inflorescence structure and control of flowering time and duration by light in buckwheat (*Fagopyrum esculentum* Moench). *Journal of Experimental Botany*, **55**, 1509–1517.
- R Studio Team (2015) RStudio : Integrated Development for R. RStudio, Inc.
- Rader R, Bartomeus I, Garibaldi LA et al. (2016) Non-bee insects are important contributors to global crop pollination. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, **113**, 146–151.
- Ramousse R, Le Berre M, Le Guelte L (1996) Introduction aux statistiques - Choisir le test statistique approprié. Retrieved from <http://www.cons-dev.org/elearning/stat/St2b.html>, (22/07/2018).
- Rasmont P, Pauly A, Terzo M et al. (2005) *The survey of wild bees (Hymenoptera, Apoidea) in Belgium and France. Status of the World's Pollinators*. 18 pp. Retrieved from [http://www.researchgate.net/profile/Pierre_Rasmont/publication/233843799_The_survey_of_wild_bees_\(Hymenoptera_Apoidea\)_in_Belgium_and_France/links/0046351a6f2cde3a4f000000.pdf](http://www.researchgate.net/profile/Pierre_Rasmont/publication/233843799_The_survey_of_wild_bees_(Hymenoptera_Apoidea)_in_Belgium_and_France/links/0046351a6f2cde3a4f000000.pdf), (25/06/2018).
- Recyconsult (2011) Dictionnaire environnement. Retrieved from https://www.dictionnaire-environnement.com/biote_ID2180.html, (29/07/2018).
- Région Wallonne (2016) *Votre jardin au naturel*. 32 pp. Retrieved from <http://environnement.wallonie.be/publi/education/jardin-naturel.pdf>, (15/08/2018).
- Ricketts TH (2004) Tropical forest fragments enhance pollinator activity in nearby coffee crops. *Conservation Biology*, **18**, 1262–1271.
- Ricketts TH, Regetz J, Steffan-Dewenter I et al. (2008) Landscape effects on crop pollination services: Are there general patterns? *Ecology Letters*, **11**, 499–515.
- Rosa García R, Miñarro M (2014) Role of floral resources in the conservation of pollinator communities in cider-apple orchards. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, **183**, 118–126.
- Roulston TH, Smith SA, Brewster AL (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**, 179–181.
- Sandhu HS, Wratten SD, Cullen R (2010) Organic agriculture and ecosystem services. *Environmental Science and Policy*, **13**, 1–7.
- Saunders ME, Luck GW (2013) Pan trap catches of pollinator insects vary with habitat. *Australian Journal of Entomology*, **52**, 106–113.
- Scheidt A (2009) A la découverte du sarrasin. 1–3. Retrieved from [http://apiwiss.free.fr/article/A LA DECOUVERTE DU SARRASIN.pdf](http://apiwiss.free.fr/article/A_LA_DECOUVERTE_DU_SARRASIN.pdf), (12/03/2018).
- Scheper J, Holzschuh A, Kuussaari M, Potts SG, Rundlöf M, Smith HG, Kleijn D (2013) Environmental factors driving the effectiveness of European agri-environmental measures in mitigating pollinator loss - a meta-analysis. *Ecology Letters*, **16**, 912–920.
- Schindler M, Diestelhorst O, Härtel S, Saure C, Schanowski A, Schwenninger HR (2013) Monitoring agricultural ecosystems by using wild bees as environmental indicators. *BioRisk*, **71**, 53–71.
- Schweiger O, Biesmeijer JC, Bommarco R et al. (2010) Multiple stressors on biotic interactions: How climate change and alien species interact to affect pollination. *Biological Reviews*, **85**, 777–795.
- Shannon CE, Weaver W (1949) The Mathematical Theory of Communication. *University of Illinois Press, Urbana, IL*, **4**, 306–317.
- Shier R (2004) Statistics : 2 . 3 The Mann-Whitney U Test. In: *Mathematics Learning Support Centre*, pp. 1–3. Retrieved from <http://www.statstutor.ac.uk/resources/uploaded/mannwhitney.pdf>, (05/08/2018).
- Shuler RE, Roulston TH, Farris GE (2005) Farming Practices Influence Wild Pollinator Populations on Squash

- and Pumpkin. *Journal of Economic Entomology*, **98**, 790–795.
- Simpson EH (1949) Measurement of diversity. *Nature*, **163**, 688.
- Sommaggio D (1999) Syrphidae: Can they be used as environmental bioindicators? *Agriculture, Ecosystems and Environment*, **74**, 343–356.
- Sommaggio D, Burgio G (2014) The use of *Syrphidae* as functional bioindicator to compare vineyards with different managements. *Bulletin of Insectology*, **67**, 147–156.
- Sonnay V, Pellet J (2016) Inventaire des pollinisateurs d'une toiture végétalisée urbaine. *Bulletin de la Société Vaudoise des Sciences Naturelles*, **95**, 5–19.
- Sorensen T (1948) A Method of Establishing Groups of Equal Amplitude in Plant Sociology Based on Similarity of Species Content. *Biologiske Skrifter*, **5**, 1–34.
- SPW (2016) La Carte des Sols de Wallonie.
- Statistics solutions (2018) Kruskal-Wallis test. Retrieved from <http://www.statisticssolutions.com/kruskal-wallis-test/>, (29/07/2018).
- StatSoft (2016) Tests Non-Paramétriques. Retrieved from <http://www.statsoft.fr/concepts-statistiques/concepts-statistiques/test-non-parametriques/test-non-parametriques.htm#.W1R75tIzbIV>, (22/07/2018).
- Steffan-Dewenter I, Kuhn A (2003) Honeybee foraging in differentially structured landscapes. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, **270**, 569–575.
- Steffan-Dewenter I, Potts SG, Packer L, Ghazoul J (2005) Pollinator diversity and crop pollination services are at risk. *Trends in Ecology and Evolution*, **20**, 651–653.
- Steffan-Dewenter I, Klein A-M, Gaebeler V, Alfert T, Tscharrntke T (2006) Bee diversity and plant-pollinator interactions in fragmented landscapes. In: *Plant-Pollinator Interactions: From Specialization to Generalization*, pp. 387–408. Chicago Press.
- Stout JC, Morales CL (2009) Ecological impacts of invasive alien species on bees. *Apidologie*, **40**, 388–409.
- Taki H, Okabe K, Makino S, Yamaura Y, Sueyoshi M (2009) Contribution of small insects to pollination of common buckwheat, a distyloous crop. *Annals of Applied Biology*, **155**, 121–129.
- Terrones Gavira F, Burny P, Lebaillly P (2014) Caractéristiques du capital foncier des exploitations agricoles dans le Sud de la Belgique. In: *Le Foncier Agricole : usages, tensions et régulations*, pp. 1–12. Lyon.
- Terzo M, Rasmont P (2007) *Abeilles sauvages, bourdons et autres insectes pollinisateurs*. Direction générale de l'Agriculture, 1-62 pp.
- Tilman D, Cassman KG, Matson PA, Naylor R, Polasky S (2002) Agricultural sustainability and intensive production practices. *Nature*, **418**, 671–677.
- Traveset A, Richardson DM (2006) Biological invasions as disruptors of plant reproductive mutualisms. *Trends in Ecology and Evolution*, **21**, 208–216.
- Tscharrntke T, Tylianakis JM, Rand TA et al. (2012) Landscape moderation of biodiversity patterns and processes - eight hypotheses. *Biological Reviews*, **87**, 661–685.
- Tuck SL, Winqvist C, Mota F, Ahnström J, Turnbull LA, Bengtsson J (2014) Land-use intensity and the effects of organic farming on biodiversity: A hierarchical meta-analysis. *Journal of Applied Ecology*, **51**, 746–755.
- Tuell JK, Isaacs R (2009) Elevated pan traps to monitor bees in flowering crop canopies. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, **131**, 93–98.
- Ulrich W, Gotelli NJ (2007) Null model analysis of species nestedness patterns. *Ecology*, **88**, 1824–1831.
- United Nations Food and Agricultural Organization (FAO) (2011) *THE STATE OF THE WORLD'S LAND AND WATER RESOURCES FOR FOOD AND AGRICULTURE: Managing systems at risk*. Retrieved from <http://www.fao.org/3/a-i1688e.pdf>, (22/05/2018).
- Veddeler D, Klein AM, Tscharrntke T (2006) Contrasting responses of bee communities to coffee flowering at different spatial scales. *Oikos*, **112**, 594–601.

- Velthuis HHW, van Doorn A (2006) A century of advances in bumblebee domestication and the economic and environmental aspects of its commercialization for pollination. *Apidologie*, **37**, 421–451.
- Vereecken NJ, Appeldoorn M, Colomb P (2018) *Vers un fleurissement favorable aux pollinisateurs* (ed Quévy B). Direction générale opérationnelle agriculture, ressources et environnement, Namur, 1-149 pp.
- Waldbauer GP, Sheldon JK (1971) Phenological relationships of some Aculeate Hymenoptera, their Dipteran mimics, and insectivorous birds. *Evolution*, **25**, 371–382.
- Wallonie agriculture - SPW (2017) *L'agriculture wallonne en chiffres*. 1-16 pp. Retrieved from <http://www.wallonie.be/fr/publications/lagriculture-wallonne-en-chiffres-edition-2017>, (20/04/2018).
- Westphal C, Steffan-Dewenter I, Tschardt T (2003) Mass flowering crops enhance pollinator densities at a landscape scale. *Ecology Letters*, **6**, 961–965.
- Westphal C, Bommarco R, Carré G et al. (2008) Measuring Bee Diversity in Different European Habitats and Biogeographical Regions. *Ecological Monographs*, **78**, 653–671.
- Wezel A, Bellon S, Doré T, Francis C, Vallod D, David C (2009) Agroecology as a science, a movement and a practice. *Sustainable Agriculture*, **2**, 27–43.
- Williams PH, Osborne JL (2009) Bumblebee vulnerability and conservation world-wide. *Apidologie*, **40**, 367–387.
- Williams PH, De Klerk HM, Crowe TM (1999) Interpreting biogeographical boundaries among Afrotropical birds: Spatial patterns in richness gradients and species replacement. *Journal of Biogeography*, **26**, 459–474.
- Williams NM, Crone EE, Roulston TH, Minckley RL, Packer L, Potts SG (2010) Ecological and life-history traits predict bee species responses to environmental disturbances. *Biological Conservation*, **143**, 2280–2291.
- Willmer P (2011) *Pollination and floral ecology*. Princeton University Press, Princeton, 778 pp.
- Wood TJ, Holland JM, Goulson D (2015) A comparison of techniques for assessing farmland bumblebee populations. *Oecologia*, **177**, 1093–1102.
- Woodcock BA, Edwards M, Redhead J et al. (2013) Crop flower visitation by honeybees, bumblebees and solitary bees: Behavioural differences and diversity responses to landscape. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, **171**, 1–8.
- Woodcock TS, Pekkola LJ, Dawson C, Gadallah FL, Kevan PG (2014) Development of a Pollination Service Measurement (PSM) method using potted plant phytometry. *Environmental Monitoring and Assessment*, **186**, 5041–5057.
- Zhang W, Ricketts TH, Kremen C, Carney K, Swinton SM (2007) Ecosystem services and dis-services to agriculture. *Ecological Economics*, **64**, 253–260.
- Zurbuchen A, Landert L, Klaiber J, Müller A, Hein S, Dorn S (2010) Maximum foraging ranges in solitary bees: only few individuals have the capability to cover long foraging distances. *Biological Conservation*, **143**, 669–676.

10 ANNEXES

Annexe 1 – Listes des mesures agro-environnementales applicable en ferme et subventions associées (Natagriwal ASBL, 2014):

Intitulé	N°	Cahier des charges partiel	Montant de la subvention / an	
Axe « Eléments du maillage écologique » Min. 100€/méthode MB1				
Haies et alignements d'arbres	 MB1.a	<ul style="list-style-type: none"> Alignement continu d'arbres ou d'arbustes indigènes en ce compris des vides de max. 5 m. La haie ne peut dépasser 10 m de large. Alignement d'arbres feuillus indigènes, sauf peupliers, distants de maximum 10 mètres entre eux 	25€/200 m	
Arbres, buissons et bosquets	 MB1.b	<ul style="list-style-type: none"> Arbres fruitiers à haute tige Arbres feuillus indigènes de circonférence min. de 40 cm et situé à plus de 10m de tout autre arbre ou haie. Buissons de min. 1,5 m et distants de min. 2 m 	25€/20 éléments	
Mares	 MB1.c	<ul style="list-style-type: none"> Etendue d'eau dormante de min. 25 m² du 01/11 au 31/05. Bande de 6 m non labourée Clôture à 2 m des berges si pâturage, sauf sur une zone d'abreuvement de max. 25% du périmètre de la mare 	100€/mare	
Axe « Prairies » Prairies permanentes				
Prairies naturelles	 MB2	<ul style="list-style-type: none"> Min. 50 ares pour la méthode avec min. 10 ares par parcelle Maximum 50% de la superficie en prairie permanente de l'exploitation (10 premiers ha exemptés) Aucune intervention avant le 15/06 inclus, sauf étaupinage ou réparation de dégâts de sangliers 	200€/ha	
Prairies inondables	 MC3	<ul style="list-style-type: none"> Avis d'expert requis (méthode ciblée) Submersion temporaire de la surface favorisée par un aménagement hydraulique végétalisé Prairie naturellement inondée non éligible Min. 50 ares 	200€/ha	
Prairies de haute valeur biologique	 MC4	<ul style="list-style-type: none"> Avis d'expert requis (méthode ciblée) Min. 10 ares 	450€/ha	
Axe « Animaux »				
Races locales menacées	 MB11	<ul style="list-style-type: none"> Bovins (> 2 ans) : Blanc-bleu mixte, pie-rouge de l'Est Equins (> 2 ans) : Cheval de trait ardennais, belge² Ovins (> 6 mois) : Mouton laitier belge, Entre-Sambre-et-Meuse, mergelland, ardennais tacheté, ardennais roux² 	<ul style="list-style-type: none"> Animaux correspondant aux standards de la race et inscrits au livre généalogique Bovins et ovins sont enregistrés dans Sanitrace 	120€/bovin 200€/équin 30€/ovine
Axe « Cultures » Méthodes MB5 + MC7 + MC8 = Max 9% de la superficie arable				
Tournières enherbées	 MB5	<ul style="list-style-type: none"> 200 m de long minimum, en tronçons de 20 m 12 m de large en tout point, en bordure de culture sous labour Jamais en bordure de prairie, sauf si séparation par une haie, chemin ou fossé Non accessible aux véhicules motorisés à des fins de loisirs et ne sert pas de chemin ou passage de charroi 	<ul style="list-style-type: none"> Mélange diversifié reconnu (graminées + légumineuses et autres plantes dicotylées), composition à conserver Fauche entre le 16/07 et le 30/09, récolte du foin obligatoire. Maintien d'une zone refuge de min. 2 m de large à chaque fauche Fertilisants, amendements, phytos¹, dépôts et pâturage interdits. En cas de présence de balsamine de l'Himalaya (espèce invasive), destruction par fauche, broyage ou arrachage avant production de graines 	21,6€/tronçon de 20 m de long soit 900€/ha
Cultures favorables à l'environnement	 MB6	<ul style="list-style-type: none"> Variante « mélanges céréales-légumineuses » : <ul style="list-style-type: none"> La 2^{ème} espèce représente min. 20 % du mélange Mesure rotationnelle Pas de fertilisant, amendement ni phytos¹ jusqu'au 15/09 	<ul style="list-style-type: none"> Variante « céréales sur pied » : <ul style="list-style-type: none"> Céréales possibles : froment, triticale, seigle ou épeautre 10% de la parcelle non récoltés, laissé sur pied jusque fin février de l'année qui suit Blocs laissés sur pied de maximum 50 ares, distants entre eux de minimum 100 mètres Blocs laissés sur pied à plus de 50 mètres d'un bois 	200€/ha
Parcelles aménagées	 MC7	<ul style="list-style-type: none"> Superficie comprise entre 0,5 et 1,5 ha Ne peut être longée par une tournière ou bande aménagée Non accessible aux véhicules motorisés à des fins de loisirs et ne sert pas de chemin ou passage de charroi 	<ul style="list-style-type: none"> Avis d'expert requis (méthode ciblée) Différentes variantes : bandes antiérosives, bandes à fleurs des champs, bandes à fleurs des prés, bandes butineurs, bandes faune 	1200€/ha
Bandes aménagées	 MC8	<ul style="list-style-type: none"> De 3 à 21 m de large. Engagement de min. 200 m sur une largeur standard de 12 m En bordure de culture sous labour Non accessible aux véhicules motorisés à des fins de loisirs et ne sert pas de chemin ou passage de charroi. Passage du tracteur autorisé si spécifié dans l'avis d'expert 	<ul style="list-style-type: none"> Composition du couvert et conditions d'exploitation variables en fonction du type d'aménagement Aucune fertilisation et aucun amendement, sauf exception spécifiée et argumentée dans l'avis d'expert Phytos¹ et dépôts interdits 	36€/tronçon de 20 m de long pour une largeur standard de 12 m, soit 1500€/ha

Axe « Approche globale au niveau de l'exploitation »					
Autonomie fourragère		MB9	<ul style="list-style-type: none"> • Charge de 0,6 à 1,4 UGB/ha de superficie sous herbe et/ou dédiées aux cultures fourragères¹. Si $\leq 0,6$ UGB, réduction de la subvention • Hors zone vulnérable PGDA : charge jusqu'à 1,8 UGB/ha avec paiement réduit. • Ha primés = ha prairies permanentes • Engagement portant sur min. 250€ 	<ul style="list-style-type: none"> • Epandage des matières organiques limité aux déjections des animaux de la ferme (possibilité d'utiliser d'autres engrais de ferme jusqu'à concurrence de LS < 0,6 si pas d'utilisation d'azote minéral) • Phytos¹ interdits dans les prairies éligibles (sauf traitement localisé sous les clôtures électriques) 	100€/ha si < 1,4 UGB/ha Hors zone vulnérable PGDA : 50€/ha si < 1,8 UGB/ha
Plan d'action agroenvironnemental		MC10	<ul style="list-style-type: none"> • Avis d'expert requis (méthode ciblée) • Exploitation mettant en œuvre des pratiques agricoles favorables à l'environnement • Diagnostic environnemental de l'exploitation et des pratiques à dresser (gestion de la biodiversité, du paysage, de la fertilisation et du sol, des traitements phytosanitaires ...) 	<ul style="list-style-type: none"> • Liste des actions et calendrier d'exécution à établir • Objectifs à court, moyen et long termes à définir • Suivi annuel de l'engagement 	Paiement (€) = 20 X + 10 Y + 50 Z où X = nb d'ha (max. 50) Y = Σ des autres aides MAE/100 Z = nb d'ha contribuant à l'autonomie protéique

Annexe 2 : Coordonnées GPS des pan traps

Ville	Lieu d'expérimentation	Pays	Latitude	Longitude	Récolteur	Piège	Couleur
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,387	5,1447	A. Calderan		Y
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,387	5,1447	A. Calderan	GC1	B
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,387	5,1447	A. Calderan		W
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3875	5,1458	A. Calderan		Y
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3875	5,1458	A. Calderan	GC2	B
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3875	5,1458	A. Calderan		W
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3883	5,1471	A. Calderan		Y
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3883	5,1471	A. Calderan	GC3	B
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3883	5,1471	A. Calderan		W
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3862	5,146	A. Calderan		Y
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3862	5,146	A. Calderan	PAT1	B
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3862	5,146	A. Calderan		W
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,387	5,1469	A. Calderan		Y
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,387	5,1469	A. Calderan	PAT2	B
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,387	5,1469	A. Calderan		W
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3878	5,1483	A. Calderan		Y
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3878	5,1483	A. Calderan	PAT3	B
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3878	5,1483	A. Calderan		W
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3861	5,1464	A. Calderan		Y
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3861	5,1464	A. Calderan	VER1	B
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3861	5,1464	A. Calderan		W
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3867	5,1475	A. Calderan		Y
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3867	5,1475	A. Calderan	VER2	B
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3867	5,1475	A. Calderan		W
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3874	5,149	A. Calderan		Y
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3874	5,149	A. Calderan	VER3	B
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3874	5,149	A. Calderan		W
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3863	5,1481	A. Calderan		Y
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3863	5,1481	A. Calderan	ZH1	B
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3863	5,1481	A. Calderan		W
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3866	5,1491	A. Calderan		Y
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3866	5,1491	A. Calderan	ZH2	B
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,3866	5,1491	A. Calderan		W
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,387	5,1499	A. Calderan		Y
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,387	5,1499	A. Calderan	ZH3	B
Havelange	Ferme de Froidefontaine	Belgique	50,387	5,1499	A. Calderan		W

Annexe 3 – Liste des insectes collectés sur des plantes au cours des captures au filet. Les insectes en cours d'identification ne sont pas compris dans cette liste.

Genre	Espèce	Parcelle	Type capture	Plante de collecte	Nom latin Plante	Date
<i>Andrena</i>	<i>cineraria</i>	PAT	Filet	Pissenlit	<i>Taraxacum officinale</i>	7/04/2018
<i>Andrena</i>	<i>cineraria</i>	PAT	Filet	Pissenlit	<i>Taraxacum officinale</i>	7/04/2018
<i>Andrena</i>	<i>cineraria</i>	PAT	Filet	Pissenlit	<i>Taraxacum officinale</i>	7/04/2018
<i>Andrena</i>	<i>nitida</i>	PAT	Filet	Pissenlit	<i>Taraxacum officinale</i>	7/04/2018
<i>Bombus</i>	<i>terrestris</i>	VER	Filet	Mouron des oiseaux	<i>Stellaria media</i>	7/04/2018
<i>Bombus</i>	<i>terrestris</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	7/05/2018
<i>Andrena</i>	<i>cineraria</i>	PAT	Filet	Berce commune	<i>Heracleum sphondylium</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Apis</i>	<i>mellifera</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Apis</i>	<i>mellifera</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>pascuorum</i>	PAT	Filet	Trèfle des prés	<i>Trifolium pratense</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>hortorum</i>	PAT	Filet	Trèfle des prés	<i>Trifolium pratense</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>hortorum</i>	PAT	Filet	Trèfle des prés	<i>Trifolium pratense</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>hortorum</i>	PAT	Filet	Trèfle des prés	<i>Trifolium pratense</i>	26/05/2018

<i>Andrena</i>	<i>cineraria</i>	PAT	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Andrena</i>	<i>cineraria</i>	PAT	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Andrena</i>	<i>cineraria</i>	PAT	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	PAT	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	VER	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>terrestris</i>	ZH	Filet	Morelle douce-amère	<i>Solanum dulcamara</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>terrestris</i>	ZH	Filet	Morelle douce-amère	<i>Solanum dulcamara</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Stellaire graminée	<i>Stellaria graminea</i>	4/06/2018
<i>Apis</i>	<i>mellifera</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	VER	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	VER	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	VER	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	VER	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	VER	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	VER	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>terrestris</i>	VER	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	4/06/2018
<i>Apis</i>	<i>mellifera</i>	VER	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>pascuorum</i>	PAT	Filet	Trèfle des prés	<i>Trifolium pratense</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>pascuorum</i>	PAT	Filet	Trèfle des prés	<i>Trifolium pratense</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>pascuorum</i>	PAT	Filet	Ronce des champs	<i>Rubus caesius</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	PAT	Filet	Stellaire graminée	<i>Stellaria graminea</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	PAT	Filet	Stellaire graminée	<i>Stellaria graminea</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	PAT	Filet	Stellaire graminée	<i>Stellaria graminea</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	PAT	Filet	Stellaire graminée	<i>Stellaria graminea</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>terrestris</i>	PAT	Filet	Ronce des champs	<i>Rubus caesius</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	PAT	Filet	Ronce des champs	<i>Rubus caesius</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>pascuorum</i>	PAT	Filet	Ronce des champs	<i>Rubus caesius</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	VER	Filet	Stellaire graminée	<i>Stellaria graminea</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	VER	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	VER	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	VER	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	4/06/2018
<i>Apis</i>	<i>mellifera</i>	VER	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	4/06/2018
<i>Apis</i>	<i>mellifera</i>	VER	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	4/06/2018
<i>Apis</i>	<i>mellifera</i>	VER	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>pascuorum</i>	VER	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	4/06/2018

<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>lapidarius</i>	ZH	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	4/06/2018
<i>Apis</i>	<i>mellifera</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>hypnorum</i>	ZH	Filet	Morelle douce-amère	<i>Solanum dulcamara</i>	4/06/2018
<i>Episyrphus</i>	<i>balteatus</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	4/06/2018
<i>Andrena</i>	<i>haemorrhoea</i>	PAT	Filet	Pissenlit	<i>Taraxacum officinale</i>	7/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>pascuorum</i>	PAT	Filet	Cardamine des prés	<i>Cardamine pratensis</i>	7/04/2018
<i>Andrena</i>	<i>haemorrhoea</i>	PAT	Filet	Cardamine des prés	<i>Cardamine pratensis</i>	20/04/2018
<i>Andrena</i>	<i>haemorrhoea</i>	PAT	Filet	Pissenlit	<i>Taraxacum officinale</i>	20/04/2018
<i>Andrena</i>	<i>flavipes</i>	VER	Filet	Cardamine des prés	<i>Cardamine pratensis</i>	20/04/2018
<i>Osmia</i>	<i>bicolor</i>	ZH	Filet	Pissenlit	<i>Taraxacum officinale</i>	22/04/2018
<i>Bombus</i>	<i>pascuorum</i>	PAT	Filet	Ronce des champs	<i>Rubus caesius</i>	4/06/2018
<i>Episyrphus</i>	<i>balteatus</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	4/06/2018
<i>Lasioglossum</i>	<i>villosulum</i>	VER	Filet	Porcelle enracinée	<i>Hypochaeris radicata</i>	4/06/2018
<i>Lasioglossum</i>	<i>calceatum</i>	ZH	Filet	Cardamine des prés	<i>Cardamine pratensis</i>	22/04/2018
<i>Lasioglossum</i>	<i>lativentre</i>	VER	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	4/06/2018
<i>Andrena</i>	<i>haemorrhoea</i>	ZH	Filet	Pissenlit	<i>Taraxacum officinale</i>	22/04/2018
<i>Eristalis</i>	<i>arbustorum</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>pascuorum</i>	PAT	Filet	Trèfle des prés	<i>Trifolium pratense</i>	4/06/2018
<i>Lasioglossum</i>	<i>lativentre</i>	PAT	Filet	Stellaire graminée	<i>Stellaria graminea</i>	4/06/2018
<i>Andrena</i>	<i>haemorrhoea</i>	ZH	Filet	Pissenlit	<i>Taraxacum officinale</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>pascuorum</i>	ZH	Filet	Cardamine des prés	<i>Cardamine pratensis</i>	22/04/2018
<i>Bombus</i>	<i>pascuorum</i>	VER	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>hypnorum</i>	PAT	Filet	Ronce des champs	<i>Rubus caesius</i>	4/06/2018
<i>Bombus</i>	<i>pascuorum</i>	ZH	Filet	Trèfle des prés	<i>Trifolium pratense</i>	4/06/2018
<i>Lasioglossum</i>	<i>lativentre</i>	VER	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	4/06/2018
<i>Lasioglossum</i>	<i>lativentre</i>	VER	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	4/06/2018
<i>Andrena</i>	<i>haemorrhoea</i>	ZH	Filet	Pissenlit	<i>Taraxacum officinale</i>	22/04/2018
<i>Bombus</i>	<i>pascuorum</i>	VER	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	4/06/2018
<i>Apis</i>	<i>mellifera</i>	VER	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	26/05/2018
<i>Andrena</i>	<i>fulva</i>	PAT	Filet	Cardamine des prés	<i>Cardamine pratensis</i>	7/04/2018
<i>Andrena</i>	<i>nitida</i>	PAT	Filet	Berce commune	<i>Heracleum sphondylium</i>	26/05/2018
<i>Sphecodes</i>	<i>ephippius</i>	PAT	Filet	Berce commune	<i>Heracleum sphondylium</i>	26/05/2018
<i>Andrena</i>	<i>nitida</i>	ZH	Filet	Mouron des oiseaux	<i>Stellaria media</i>	26/05/2018
<i>Andrena</i>	<i>nitida</i>	PAT	Filet	Berce commune	<i>Heracleum sphondylium</i>	26/05/2018
<i>Andrena</i>	<i>haemorrhoea</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Lasioglossum</i>	<i>calceatum</i>	PAT	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018

<i>Andrena</i>	<i>nitida</i>	PAT	Filet	Berce commune	<i>Heracleum sphondylium</i>	26/05/2018
<i>Andrena</i>	<i>haemorrhoea</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>pascuorum</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Andrena</i>	<i>nitida</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Andrena</i>	<i>nitida</i>	PAT	Filet	Berce commune	<i>Heracleum sphondylium</i>	26/05/2018
<i>Andrena</i>	<i>nitida</i>	PAT	Filet	Berce commune	<i>Heracleum sphondylium</i>	26/05/2018
<i>Lasioglossum</i>	<i>lativentre</i>	PAT	Filet	Trèfle des prés	<i>Trifolium pratense</i>	26/05/2018
<i>Andrena</i>	<i>haemorrhoea</i>	VER	Filet	Stellaire graminée	<i>Stellaria graminea</i>	26/05/2018
<i>Osmia</i>	<i>bicornis</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>pratorum</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Apis</i>	<i>mellifera</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Bombus</i>	<i>pratorum</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Andrena</i>	<i>haemorrhoea</i>	PAT	Filet	Berce commune	<i>Heracleum sphondylium</i>	26/05/2018
<i>Nomada</i>	<i>signata</i>	PAT	Filet	Berce commune	<i>Heracleum sphondylium</i>	26/05/2018
<i>Andrena</i>	<i>nitida</i>	PAT	Filet	Berce commune	<i>Heracleum sphondylium</i>	26/05/2018
<i>Andrena</i>	<i>nitida</i>	PAT	Filet	Berce commune	<i>Heracleum sphondylium</i>	26/05/2018
<i>Andrena</i>	<i>haemorrhoea</i>	PAT	Filet	Berce commune	<i>Heracleum sphondylium</i>	26/05/2018
<i>Andrena</i>	<i>nitida</i>	PAT	Filet	Berce commune	<i>Heracleum sphondylium</i>	26/05/2018
<i>Eristalis</i>	<i>arbustorum</i>	ZH	Filet	Renoncule rampante	<i>Ranunculus repens</i>	26/05/2018
<i>Apis</i>	<i>mellifera</i>	PAT	Filet	Pissenlit	<i>Taraxacum officinale</i>	7/05/2018
<i>Andrena</i>	<i>nitida</i>	PAT	Filet	Pissenlit	<i>Taraxacum officinale</i>	7/05/2018
<i>Andrena</i>	<i>flavipes</i>	ZH	Filet	Lampsane commune	<i>Lapsana communis</i>	27/06/2018
<i>Lasioglossum</i>	<i>lativentre</i>	VER	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	27/06/2018
<i>Andrena</i>	<i>flavipes</i>	PAT	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	27/06/2018
<i>Andrena</i>	<i>flavipes</i>	PAT	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	27/06/2018
<i>Lasioglossum</i>	<i>leucozonium</i>	ZH	Filet	Lampsane commune	<i>Lapsana communis</i>	27/06/2018
<i>Lasioglossum</i>	<i>calceatum</i>	ZH	Filet	Lampsane commune	<i>Lapsana communis</i>	27/06/2018
<i>Hoplitis</i>	<i>leucomelana</i>	VER	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	27/06/2018
<i>Andrena</i>	<i>flavipes</i>	VER	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	27/06/2018
<i>Andrena</i>	<i>flavipes</i>	PAT	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	27/06/2018
<i>Andrena</i>	<i>flavipes</i>	PAT	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	27/06/2018
<i>Lasioglossum</i>	<i>calceatum</i>	ZH	Filet	Lampsane commune	<i>Lapsana communis</i>	27/06/2018
<i>Lasioglossum</i>	<i>pauillum</i>	ZH	Filet	Lampsane commune	<i>Lapsana communis</i>	27/06/2018
<i>Lasioglossum</i>	<i>lativentre</i>	VER	Filet	Trèfle rampant	<i>Trifolium repens</i>	27/06/2018
<i>Lasioglossum</i>	<i>pauillum</i>	ZH	Filet	Lampsane commune	<i>Lapsana communis</i>	27/06/2018
<i>Episyrrhus</i>	<i>balteatus</i>	ZH	Filet	Berce du caucase	<i>Heracleum mantegazzianum</i>	27/06/2018
<i>Episyrrhus</i>	<i>balteatus</i>	ZH	Filet	Lampsane commune	<i>Lapsana communis</i>	27/06/2018
<i>Episyrrhus</i>	<i>balteatus</i>	ZH	Filet	Lampsane commune	<i>Lapsana communis</i>	27/06/2018
<i>Episyrrhus</i>	<i>balteatus</i>	ZH	Filet	Lampsane commune	<i>Lapsana communis</i>	27/06/2018
<i>Episyrrhus</i>	<i>balteatus</i>	ZH	Filet	Lampsane commune	<i>Lapsana communis</i>	27/06/2018
<i>Episyrrhus</i>	<i>balteatus</i>	ZH	Filet	Lampsane commune	<i>Lapsana communis</i>	27/06/2018
<i>Episyrrhus</i>	<i>balteatus</i>	ZH	Filet	Lampsane commune	<i>Lapsana communis</i>	27/06/2018
<i>Episyrrhus</i>	<i>balteatus</i>	ZH	Filet	Lampsane commune	<i>Lapsana communis</i>	27/06/2018

				étroites		
<i>Bombus</i>	<i>pascuorum</i>	ZH	Filet	Chardon?	<i>Cirsium spp</i>	27/06/2018

Annexe 4 – Présentation des différents paramètres et indices de biodiversité pour chaque répétition

Habitat	Type de piège	Nb espèces	Abondance	Simpson	Shannon	Pielou
GC1	Pan trap	7	13	0,804734	1,778233	0,913831
GC2	Pan trap	8	14	0,826531	1,908535	0,917811
GC3	Pan trap	11	27	0,814815	2,011227	0,838747
PAT1	Pan trap	13	114	0,357956	0,967551	0,37722
PAT2	Pan trap	14	104	0,415311	1,104275	0,418436
PAT3	Pan trap	9	80	0,390313	0,955066	0,434669
VER1	Pan trap	10	16	0,859375	2,133382	0,926516
VER2	Pan trap	10	17	0,844291	2,08443	0,905256
VER3	Pan trap	11	25	0,768	1,921065	0,801146
ZH1	Pan trap	11	18	0,888889	2,293119	0,956305
ZH2	Pan trap	8	19	0,770083	1,731026	0,832447
ZH3	Pan trap	11	33	0,764004	1,851385	0,772088

Annexe 5 – Masse et état des inflorescences de sarrasin récoltées sur le terrain

Piège	Réplikat	Nb_fleurs_ avant	Exposition	Etat	Nb_Fruits	Poids Frais (g)	Poids Secs (g)
GC1	Y	17	Sachet	DESTRUCTION	0	0	0
		19		DESTRUCTION	0	0	0
		16	Sachet	DESTRUCTION	0	0	0
		22	Sachet	DESTRUCTION	0	0	0
		18		DESTRUCTION	0	0	0
		18		DESTRUCTION	0	0	0
GC1	B	16	Sachet	DESTRUCTION	2	0,0625	0,0577
		15			0	0	0
		22			0	0	0
		12			0	0	0
		23			6	0,1051	0,0912
		16			0	0	0
GC1	W	15	Sachet		0	0	0
		16			3	0,0476	0,0432
		9	Sachet		0	0	0
		14			2	0,0329	0,0296
		20	Sachet		2	0,0265	0,0238
		19			6	0,0725	0,0663
GC2	Y	21			9	0,1556	0,131

		17	Sachet		0	0	0
		26	Sachet		1	0,0011	0,0007
		14			1	0,0255	0,0203
		28	Sachet		2	0,0299	0,0254
		27			14	0,3396	0,2966
GC2	B	24			1	0,0261	0,0239
		21			2	0,0307	0,0243
		14	Sachet		0	0	0
		19			0	0	0
		26	Sachet		0	0	0
		18	Sachet		2	0,0531	0,0492
GC2	W	28	Sachet	DESTRUCTION	0	0	0
		27	Sachet		1	0,0177	0,016
		22			3	0,0465	0,0416
		15			0	0	0
		14			0	0	0
		17	Sachet		0	0	0
GC3	Y	29	Sachet		0	0	0
		28			7	0,1121	0,1016
		17			4	0,0464	0,0438
		30	Sachet		1	0,0138	0,0126
		18			0	0	0
		17	Sachet		2	0,0141	0,0122
GC3	B	24			2	0,053	0,0487
		15			0	0	0
		18	Sachet		0	0	0
		18			0	0	0
		22	Sachet		3	0,0568	0,0518
		10	Sachet		0	0	0
GC3	W	15			6	0,1112	0,1013
		18			4	0,0973	0,089
		20			5	0,1016	0,0936
		23	Sachet		0	0	0
		16	Sachet	DESTRUCTION	0	0	0
		19	Sachet		2	0,0051	0,0047
PAT1	Y	22	Sachet		0	0	0
		11	Sachet		0	0	0
		29			4	0,0759	0,0693
		22			5	0,0573	0,0528
		28	Sachet		0	0	0
		30			1	0,0276	0,0263
PAT1	B	16			3	0,02	0,0189
		13	Sachet		0	0	0
		18			0	0	0
		29	Sachet		2	0,0329	0,0288

		12	Sachet		1	0,0016	0,0012
		14			1	0,0166	0,0141
PAT1	W	18	Sachet		0	0	0
		18			2	0,0263	0,0242
		26			5	0,0491	0,0461
		18	Sachet		0	0	0
		17	Sachet		0	0	0
		15			0	0	0
PAT2	Y	19	Sachet		0	0	0
		24	Sachet		2	0,0092	0,0092
		29			2	0,018	0,0169
		20			3	0,0405	0,0364
		20	Sachet		0	0	0
		14		DESTRUCTION	0	0	0
PAT2	B	19		DESTRUCTION	0	0	
		20	Sachet		0	0	
		17	Sachet		0	0	
		20			1	0,0033	0,0031
		15	Sachet		0	0	0
		16			0	0	0
PAT2	W	16	Sachet		0	0	0
		20		DESTRUCTION	0	0	0
		19	Sachet		0	0	0
		16			0	0	0
		19			0	0	0
		16	Sachet		0	0	0
PAT3	Y	22			10	0,0948	0,0855
		18			0	0	0
		25	Sachet		3	0,0513	0,0472
		34	Sachet		1	0,0012	0,0012
		17			4	0,0512	0,048
		24	Sachet		2	0,0311	0,0286
PAT3	B	22			0	0	0
		19	Sachet		0	0	0
		25	Sachet		0	0	0
		24			1	0,0124	0,0121
		22	Sachet		0	0	0
		18			2	0,0224	0,0214
PAT3	W	18			1	0,0034	0,0031
		13	Sachet	DESTRUCTION	0	0	0
		26			5	0,1373	0,1237
		30			5	0,0553	0,0493
		25	Sachet		0	0	0
		21	Sachet		0	0	0
VER1	Y	23	Sachet		0	0	0

		24	Sachet		8	0,0187	0,0179
		24		DESTRUCTION	0	0	0
		25	Sachet	DESTRUCTION	0	0	0
		19		DESTRUCTION	0	0	0
		22		DESTRUCTION	0	0	0
VER1	B	17	Sachet	DESTRUCTION	0	0	0
		22			0	0	0
		20	Sachet		0	0	0
		27	Sachet		3	0,0516	0,0475
		18			4	0,023	0,0222
		12		DESTRUCTION	0	0	0
VER1	W	22	Sachet		1	0,0377	0,0342
		23	Sachet		0	0	0
		15			2	0,0354	0,0313
		14	Sachet		0	0	0
		19			0	0	0
		11			1	0,0311	0,0283
VER2	Y	27	Sachet	DESTRUCTION	0	0	0
		10			0	0	0
		15	Sachet		0	0	0
		23	Sachet		4	0,0195	0,0182
		21			9	0,1094	0,0904
		11			4	0,0516	0,0471
VER2	B	13	Sachet		2	0,0014	0,0013
		17			1	0,0047	0,0039
		10	Sachet		0	0	0
		24			9	0,083	0,0777
		24	Sachet		0	0	0
		20			2	0,0174	0,0157
VER2	W	26	Sachet		2	0,0154	0,0144
		29			5	0,1566	0,1372
		26	Sachet		0	0	0
		31			5	0,1762	0,1533
		32			3	0,0405	0,0377
		22	Sachet		1	0,0425	0,0382
VER3	Y	15	Sachet	DESTRUCTION	0	0	0
		21	Sachet	DESTRUCTION	0	0	0
		17	Sachet	DESTRUCTION	0	0	0
		26		DESTRUCTION	0	0	0
		17		DESTRUCTION	0	0	0
		11		DESTRUCTION	0	0	0
VER3	B	16		DESTRUCTION	0	0	0
		11	Sachet	DESTRUCTION	0	0	0
		35		DESTRUCTION	0	0	0
		16		DESTRUCTION	0	0	0

		27	Sachet	DESTRUCTION	0	0	0
		11	Sachet	DESTRUCTION	0	0	0
VER3	W	23		DESTRUCTION	0	0	0
		15		DESTRUCTION	0	0	0
		26	Sachet	DESTRUCTION	0	0	0
		21	Sachet	DESTRUCTION	0	0	0
		19		DESTRUCTION	0	0	0
		18	Sachet	DESTRUCTION	0	0	0
ZH1	Y	14	Sachet		1	0,0127	0,0123
		11	Sachet		1	0,0013	0,0013
		20	Sachet		0	0	0
		12			1	0,0188	0,018
		16			0	0	0
		19			1	0,0019	0,0012
ZH1	B	16	Sachet		0	0	0
		18		DESTRUCTION	0	0	0
		11		DESTRUCTION	0	0	0
		19			0	0	0
		14	Sachet	DESTRUCTION	0	0	0
		17	Sachet		0	0	0
ZH1	W	19	Sachet		2	0,0311	0,0281
		14			0	0	0
		18	Sachet		2	0,0022	0,0022
		10			0	0	0
		13	Sachet		0	0	0
		14			0	0	0
ZH2	Y	12	Sachet		1	0,0218	0,0199
		19			2	0,034	0,0303
		18			3	0,072	0,0611
		18			1	0,002	0,0016
		20	Sachet		4	0,0452	0,0408
		15	Sachet		0	0	0
ZH2	B	16	Sachet		0	0	0
		12			1	0,026	0,0242
		17	Sachet		4	0,0873	0,0784
		21			3	0,0493	0,045
		14	Sachet		1	0,0035	0,0034
		14		DESTRUCTION	0	0	0
ZH2	W	25			7	0,0795	0,0712
		28	Sachet		0	0	0
		32	Sachet		2	0,0123	0,0119
		24			0	0	0
		29			8	0,0963	0,0749
		24	Sachet		6	0,1042	0,0763
ZH3	Y	20			0	0	0

		25	Sachet		2	0,0169	0,015
		23	Sachet		0	0	0
		25			2	0,0048	0,0048
		20	Sachet		1	0,0035	0,0035
		23			0	0	0
ZH3	B	18		DESTRUCTION		0	0
		26			3	0,0225	0,0201
		27			3	0,0197	0,0188
		23	Sachet		0	0	0
		28	Sachet	Sachet parti	2	0,0146	0,0136
		24	Sachet		2	0,0045	0,0032
ZH3	W	15			0	0	0
		18	Sachet		4	0,1378	0,1065
		18	Sachet		2	0,0348	0,0318
		17	Sachet		0	0	0
		21			1	0,0031	0,0038
		16			1	0,0144	0,0135

Annexe 6 – Comparaisons deux à deux par parcelles des médianes des masses des akènes collectés à l'aide du test de Dunn appliqué à la A) masse fraîche pondérée B) masse sèche pondérée C) masse fraîche D) masse sèche. La première valeur écrite est le z du test de Dunn ; la seconde valeur représente la p-valeur. L'astérisque indique une différence de significativité.

A Comparison of x by group
(No adjustment)

Col Mean- Row Mean	GC	PAT	VER
PAT	2.169621 0.0150*		
VER	0.861136 0.1946	-1.134469 0.1283	
ZH	2.628208 0.0043*	0.300055 0.3821	1.476387 0.0699

alpha = 0.05
Reject Ho if p <= alpha/2

B Comparison of x by group
(No adjustment)

Col Mean- Row Mean	GC	PAT	VER
PAT	2.124380 0.0168*		
VER	0.872776 0.1914	-1.081976 0.1396	
ZH	2.640797 0.0041*	0.358953 0.3598	1.475730 0.0700

alpha = 0.05
Reject Ho if p <= alpha/2

C Comparison of x by group
(No adjustment)

Col Mean- Row Mean	GC	PAT	VER
PAT	1.777899 0.0377		
VER	0.765089 0.2221	-0.871737 0.1917	
ZH	2.743031 0.0030*	0.815652 0.2073	1.678358 0.0466

alpha = 0.05
Reject Ho if p <= alpha/2

D Comparison of x by group
(No adjustment)

Col Mean- Row Mean	GC	PAT	VER
PAT	1.715935 0.0431		
VER	0.745031 0.2281	-0.834918 0.2019	
ZH	2.733332 0.0031*	0.870274 0.1921	1.690270 0.0455

alpha = 0.05
Reject Ho if p <= alpha/2