Conservatoire d'espaces naturels Hauts-de-France

Université de Lille

MASTER 2 Biodiversité, Ecologie, Evolution
Université de Lille, Sciences et Technologies

Evaluation de la composition et de la distribution des pollinisateurs sur le Marais de Villiers

LIFE ANTHROPOFENS
Coordonné par le Conservatoire d'espaces naturels des Hauts-de-France

Rapport de Stage
Années 2019-2020

Valentin Delbergue

Stage encadré par Cédric Vanappelghem

Réalisé au Conservatoire d'Espaces Naturels des Hauts-de-France

Remerciements

Je tiens tout d'abord à remercier Cédric Vanappelghem pour m'avoir permis de réaliser ce stage au conservatoire ainsi que pour son encadrement tout au long de ce travail et son soutien dans la réalisation de ce rapport. De plus ses nombreux conseils sur la détermination ont permis d'améliorer mes connaissances sur les syrphes.

Je veux aussi remercier Vincent Santune pour sa gentillesse et pour m'avoir accueilli au sein de l'association.

Un grand merci à tous les membres du conservatoire d'espaces naturels, pour leur convivialité, leur bienveillance et pour avoir fait de ce stage une expérience très enrichissante.

Je remercie particulièrement Baptiste Hubert et Quentin Marescaux pour leur aide sur la détermination des abeilles ainsi que Gaëtan Rey qui en plus de m'avoir aidé dans la détermination nous a permis de faire des sorties sur les Hétérocères et la vipère péliade.

Un grand merci à tous les autres stagiaires Marine, Mathieu, Hugo, Maxime et Imane grâce à qui ce stage s'est déroulé dans l'entraide et la bonne humeur. Enfin, je remercie aussi tout particulièrement ma binôme Lise Kniola pour m'avoir donné un peu de son temps en m'accompagnant sur le terrain lors des multiples sessions d'échantillonnages, et pour les nombreuses heures passées ensemble à déterminer les pollinisateurs.

Merci également à Nina Hautekèete et Yves Piquot pour leurs précieux conseils et leurs retours d'expérience concernant l'élaboration du protocole et l'analyse des résultats.

Présentation de la structure d'accueil

Le Conservatoire d'espaces naturels des Hauts-de-France est né le 20 juin 2020 de la fusion des Conservatoires d'espaces naturels de Picardie (créé en 1989) et du Nord et du Pas-de-Calais (créé en 1994). C'est une association à but non lucratif, reconnue d'intérêt général et faisant partie du réseau national des Conservatoires d'espaces naturels qui rassemble 29 Conservatoires adhérents.

Ses objectifs sont la préservation, la gestion et la mise en valeur du patrimoine naturel de l'Aisne, du Nord, de l'Oise, du Pas-de-Calais et de la Somme.

Afin d'assurer ces tâches, l'association agit en partenariat avec les acteurs locaux, les collectivités, les administrations et les associations régionales. Elle intervient ainsi sur plus de 491 sites naturels (coteaux calcaires, prairies alluviales, étangs, marais, tourbières, etc.) représentant une superficie de près de 16865 hectares.

Les activités du Conservatoire s'articulent en cinq grandes missions :

- La connaissance des espèces et de leurs habitats est un des enjeux majeurs de la conservation du patrimoine naturel régional. Une équipe de spécialistes scientifiques assure cette mission grâce à des suivis écologiques, des expertises scientifiques et des inventaires naturalistes dans le but de proposer des plans d'actions favorables à la conservation du patrimoine de ces sites.

- Afin d'assurer une protection pérenne des richesses écologiques, géologiques et paysagères des Hauts-de-France le Conservatoire d'espaces naturels, en association avec les acteurs locaux des sites naturels gérés, a recours à la maîtrise foncière et à la maîtrise d'usage. Cette méthode permet aussi l'application dans les bonnes conditions des plans de gestion.

- Toujours en collaboration avec les propriétaires et usagers, le Conservatoire d'espaces naturels met en œuvre une gestion écologique adaptée aux enjeux des sites. A travers son équipe technique ou en partenariat avec les agriculteurs locaux l'association effectue des travaux sur les sites protégés : travaux de génie écologique, aménagement, entretien régulier, restauration, pâturage, fauche, etc. Un conseil scientifique valide ses actions définies dans un plan de gestion respectueux de l'environnement. Des chantiers écoles ou des bénévoles sont aussi régulièrement organisés permettant une restauration efficace des sites.

- La sensibilisation du public est nécessaire à la pérennité du patrimoine naturel régional. Pour cela le Conservatoire d'espaces naturels développe divers supports de communication : sorties de découvertes, chantiers nature, communication éditoriale, événements régionaux … Afin de valoriser la richesse patrimoniale des sites et d'éveiller les consciences quant à la nécessité de les conserver pour les générations futures.

- Le Conservatoire d'espaces naturels assure l'accompagnement des politiques publiques en faveur du patrimoine naturel. Cela se traduit par l'implication du Conservatoire d'espaces naturels dans les politiques publiques mises en œuvre par l'État, ses établissements publics, notamment l'Agence de l'Eau Artois Picardie, la Région et l'ensemble des collectivités territoriales.

SOMMAIRE

Remerciements
Présentation de la structure d'accueil
Introduction **1**
Contexte et objectifs : Le projet Life Anthropofens 3
Matériel et méthode **5**
1. Site d'étude 5
2. Protocole de l'étude 6
2.1. Période et fréquence 6
2.2. Inventaire botanique et estimation du recouvrement floral 6
2.3. Méthode de capture 7
2.4. Conditionnement et conservation du matériel biologique 8
3. Exploitation des échantillons 8
4. Analyse 10
4.1. Saisie et mise en forme des données 10
4.2. Propositions d'indicateurs d'évaluation du service de pollinisation 10
4.2.1. Description basique d la communauté 10
4.2.2. Evaluation des enjeux 11
4.2.2.1. Mesure de la diversité des espèces au sein des habitats 11
4.2.2.2. Analyse quantitative de la biodiversité de de l'effort d'échantillonnage 12
4.2.2.3. Identification des espèces structurantes du réseau d'interaction 13
4.2.2.4. Evaluation de la qualité du milieu 14
4.2.2.5. Tableau récapitulatif des métriques et de leurs utilisation 15
Résultats **16**
1. Résultats généraux 16
1.1. Etude de la richesse spécifique 16
1.2. Etude de l'abondance et des interactions 17
2. Evaluation des enjeux 18
2.1. Mesure de la diversité des espèces a sein des habitats 18
2.2. Analyse qualitative de la biodiversité et de l'effort d'échantillonnage 19
2.3. Identification des espèces structurantes du réseau d'interaction 21
2.4. Evaluation de la différence de qualité du milieu 25
Discussion **26**
1. Diversité et répartition des pollinisateurs sur le marais 26
2. Analyse de la qualité du protocole élaboré et de son application 27
3. Etude des réseaux d'interaction 28
4. Limites de l'étude 29
Conclusion **30**
Missions annexes 31
Bilan personnelle 31
Bibliographie 32
Annexes 35

INDEX DES FIGURES

Figure 1 : Processus de pollinisation entomophile (Source : David Wysotski) 1
Figure 2 : Les structures collectrices chez les Apoïdes. (Source Stéphan De Greef, 2020) 1
Figure 3 : Interactions entre les différents facteurs du déclin. (Illustration de Carolina Levicek 2017) 2
Figure 4 : Réseau d'interaction (Source Elisa Thébault 2011) 3
Figure 5 : Vue aérienne de l'emplacement des parcelles sur le marais de Villiers (QGIS) 5
Figure 6 : Mouvement de rotation pour enfermer l'insecte (Illustration par J. Goldstyn) 7
Figure 7 : Arbre de décision de l'ordre jackknife (Brose et al. 2013) 12
Figure 8 : Histogramme représentant la richesse spécifique totale pour chaque parcelle échantillonnée 16
Figure 9 : Graphique à barres groupées représentant la richesse spécifique par famille de pollinisateur ... 16
Figure 10 : Histogramme représentant l'abondance des interactions par parcelle 17
Figure 11 : Graphique à barres groupées représentant l'abondance des Syrphidae capturés par genre . 17
Figure 12 : Graphique à barres groupées représentant l'abondance des Apoïdae par genre 17
Figure 13 : Courbe de raréfaction des pollinisateurs 20
Figure 14 : Courbe de raréfaction des interactions 20
Figure 15 : Représentation bipartite du réseau de la parcelle Nord 21
Figure 16 : Représentation bipartite du réseau de la parcelle Centre 21
Figure 17 : Représentation bipartite du réseau de la parcelle Sud 21
Figure 18 : Dépendance des pollinisateurs aux plantes selon les parcelles 22
Figure 19 : Dépendance des plantes aux pollinisateurs selon les parcelles 23
Figure 20 : Valeur de d' pour les espèces de la parcelle Nord 24
Figure 21 : Valeur de d' pour les espèces de la parcelle Centre 24
Figure 22 : Valeur de d' pour les espèces de la parcelle Sud 24
Figure 23 : Asymétrie d'interaction des espèces 25

INDEX DES TABLEAUX

Tableau 1: Présentation des indices de diversité 18
Tableau 2 : Valeur de la connectance pour les réseaux des différentes parcelles 18
Tableau 3 : Résultat du test de bêta partition 18
Tableau 4 : Résultats des calculs d'estimation de la diversité 19
Tableau 5 : Valeur moyenne de d' par parcelle 23
Tableau 6 : Valeur de H2' pour les réseaux Nord Centre et Sud 25

INDEX DES PHOTOS

Photo 1 : Observation de l'interaction d'un Bombus sur Cirsium palustris (Source personnelle) 7
Photo 2 : Epinglage (Source personnelle) 8
Photo 3 : Séchage des abeilles (Source personnelle) 8
Photo 4 : Identification à la loupe binoculaire d'une Anthidiellum strigatum (Source personnelle) 9
Photo 5 : Identification d'un Eupeodes corollae en alcool (Source personnelle) 9
Photo 6 : Classement des abeilles par genre dans une boite entomologique (Source personnelle) 9

INDEX DES ANNEXES

Annexe 1 : Carte des habitats naturels du Marais de Villiers 35
Annexe 2 : Fiche botanique 37
Annexe 3 : Script R 38
Annexe 4 : Résultats des tests de Chi2 40
Annexe 5 : Liste des espèces relevées sur chaque parcelle 41
Annexe 6 : Lexique des abréviations et quantité d'interactions 43

INTRODUCTION

LES ENJEUX LIES A LA POLLINISATION

Enrayer le déclin de la biodiversité et son impact sur le fonctionnement des écosystèmes dû à l'empreinte des activités anthropiques, sont des enjeux majeurs du XXIe siècle (Díaz et al., 2006; Hooper et al., 2012).

Selon le rapport de la Plateforme Internationale sur la biodiversité et les services écosystémique (IPBES), les enjeux liés à la pollinisation et aux pollinisateurs se profilent comme une des problématiques environnementales les plus préoccupantes (Gilbert, 2014). En effet les pollinisateurs fournissent un excellent service écosystémique à l'humanité, en particulier pour la sécurité alimentaire et le bien-être humain. En quelques chiffres, la contribution à l'agriculture mondiale des pollinisateurs s'élèverait entre 127 et 152 milliards d'euros par an (Gallai et al., 2009). Aussi, on estime que 65% à 85% des principales cultures vivrières dans le monde dépendent entièrement ou partiellement de la pollinisation animale. (Ollerton et al., 2011 ; Klein et al., 2007).

LE PROCESSUS DE POLLINISATION

Défini comme le transfert du pollen issu des anthères (organe mâle), vers le stigmate (organe femelle) d'une fleur, ce processus peut être réalisé de différentes manières : l'auto-pollinisation, la pollinisation par le vent (anémophile), la pollinisation par l'eau (hydrophile), et enfin la pollinisation animale (zoogame) avec le cas particulier, mais le plus fréquent de la pollinisation par les insectes (entomophile). *(FIGURE 1)*

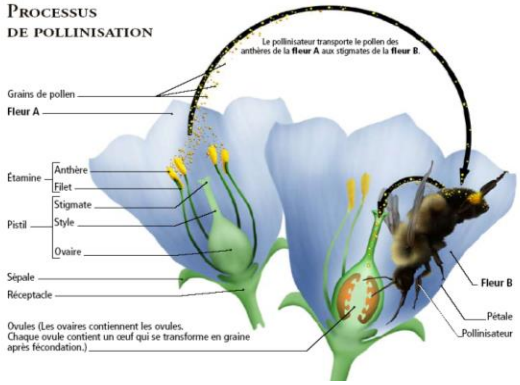

Figure 1 : Processus de pollinisation entomophile. (Source : David Wysotski)

Dans le monde, plus de 300 000 espèces de pollinisateurs ont été identifiées (Buchmann et al., 1997).

La pollinisation animale peut être assurée par diverses espèces parmi les vertébrés en particulier dans les régions tropicales via les oiseaux, lézards (Traveset & Saez, 1997 ; Olesen & Valido, 2003), chiroptères, marsupiaux, ou encore primates (Carthew & Goldingay, 1997). Mais le plus souvent elle est réalisée par les invertébrés, en particulier par les insectes comme les coléoptères, les lépidoptères, les hétérocères, les hyménoptères ou les diptères. C'est ce mode de pollinisation dit « entomophile » qui est prépondérant dans les régions tempérées (Ollerton, et al., 2011).

DIVERSITE DES ESPECES D'ABEILLES EST DE SYRPHES EN EUROPES

Chez les hyménoptères, les abeilles de la superfamille des Apoïdes (Apoidea) sont les plus fréquentes visiteuses des fleurs selon Winfree et al., 2011. Estimées à 25 000 - 30 000 espèces dans le monde (Michener, 2007) et à 960 espèces en France (Kuhlmann et al., 2013), elles se présentent comme le groupe de transporteurs de pollen le plus performant (Michener, 2007). Et pour cause depuis des centaines de millions d'années, les abeilles ont co-évolué avec les plantes à fleurs jouant un rôle déterminant dans leur diversification (Harder & Johnson, 2009 ; Gómez et al., 2015; Sauquet et al., 2017).

Au fil du temps, elles ont développé des adaptations biologiques les rendant plus efficaces. Leur comportement s'est adapté à la reconnaissance et à la manipulation des fleurs (Kevan & Baker 1983). Elles ont ainsi évolué au niveau morphologique en fonction des plantes qu'elles butinent. Selon les espèces, la taille de la langue peut varier en corrélation à la profondeur de la corolle des fleurs visitées. D'autre part, on retrouve également la présence de structures particulières telles que les brosses de poils, les scopas, les flocculus ou encore de corbicules, permettant de maintenir et de transporter de grandes quantités de pollen (Falk, 2015). *(Figure 2)*

Figure 2 : Les structures collectrices chez les Apoïdes. (Source Stéphan De Greef, 2020)

L'efficacité pollinisatrice des abeilles est aussi liée à leurs régimes alimentaires exclusivement constitués des ressources tirées des fleurs ainsi qu'à leurs comportements de butinage. Certaines abeilles sont dites oligolectiques (spécialistes) et ne butinent que certaines espèces de fleurs au cours de leur vie. A l'inverse d'autres abeilles sont polylectiques (généralistes) et butinent une grande diversité de plantes à fleurs (Danforth et al., 2013; Dötterl & Vereecken, 2010). Cette fidélité ou « constance florale » favorise le dépôt de pollen entre fleurs d'espèces identiques.

Les diptères eux, occupent la deuxième place du classement. Avec plus de 150 000 espèces dans le monde, les principaux représentants seraient les syrphes qui comptabilisent 550 espèces en France métropolitaine (Castella-Martin et al., 2008). Ils sont bien adaptés à la pollinisation grâce à leur vol rapide et sûr, leur légèreté et à leur aptitude à se poser avec précision sur les fleurs (Pouvreau, 2004). Ils sont utiles pour la pollinisation de petites fleurs dont la faible quantité de nectar n'est pas attractive, occupant des niches pauvres ou avec des conditions climatiques défavorables pour les autres insectes pollinisateurs. Par conséquent, les syrphes contribuent à la pollinisation de manière non négligeable par rapport aux abeilles. En effet, Rader et al., (2015) ont démontré que ces pollinisateurs étaient capables d'accomplir entre un quart et la moitié du nombre total de visites florales dans les systèmes agricoles. Ils permettent également d'améliorer la qualité et la quantité de fructification indépendamment du taux de visites effectuées par les abeilles (Garibaldi et al., 2013). En revanche, selon Throps, 2000 le transfert des grains de pollen à partir des étamines sur les stigmates récepteurs est moins efficace.

LE DECLIN DES POLLINISATEURS

Depuis la fin de la seconde guerre mondiale, tous les continents, excepté l'Antarctique, semblent être touchés par l'affaiblissement de la biodiversité des pollinisateurs. Un collectif de chercheurs européens a collaboré avec l'UICN (Union internationale pour la conservation de la nature) pour évaluer l'état de conservation des abeilles sauvages en Europe. Sur 1942 espèces évaluées, 10% sont considérées comme menacées d'extinction (Nieto et al., 2014). Néanmoins les résultats montrent que 56,7% des espèces européennes ont été listées comme données insuffisantes et les auteurs ne peuvent évaluer le risque encouru par ces espèces. Il est donc probable que le nombre d'abeilles menacées en Europe soit supérieur à 10% (Nieto et al., 2014).

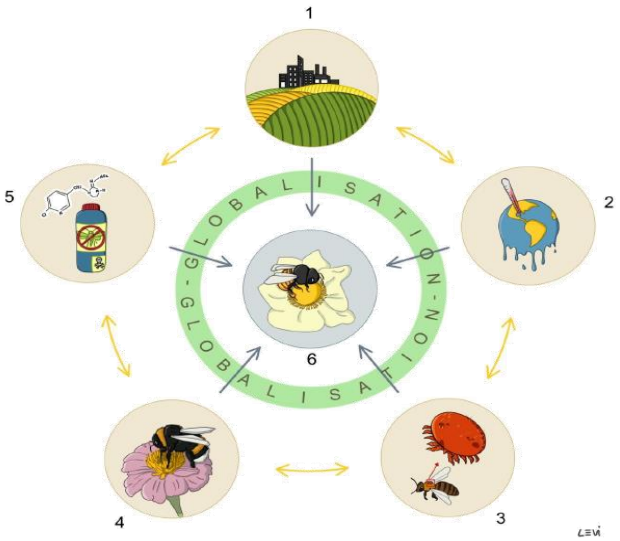

Figure 3 : Interactions entre les différents facteurs du déclin. (Illustration réalisée par Carolina Levicek, 2017)

A côté de l'influence des pesticides, des changements climatiques, du transfert des pathogènes et de l'introduction des espèces invasives, la cause principale dans la disparition des pollinisateurs semble être la dégradation des paysages qui entraine la perte d'habitat, de site de nidification et de ressources alimentaire. (Brown & Paxton, 2009; Potts et al., 2010b). *(Figure 3)*

Si l'on prend conscience des avantages qu'apportent les pollinisateurs sauvages et des conséquences que leur perte entraînerait, il paraît essentiel de sensibiliser et d'améliorer nos connaissances sur les communautés présentes dans nos régions afin de développer des stratégies de conservation efficaces (Kleijn et al., 2015 ; Senapathi et al., 2017).

LES RESEAUX D'INTERACTION

D'après Bascompte, (2007) les réseaux d'interaction plantes-pollinisateurs peuvent être plus informatifs que la diversité des espèces dans l'évaluation des effets des changements environnementaux car ils permettent de prendre en compte plusieurs paramètres notamment les caractéristiques des espèces, leurs interactions et les processus évolutifs générant ainsi la complexité des relations écologiques.
La conservation de ces interactions peut être plus importante pour le maintien de la biodiversité et des services écologiques que la préservation des espèces isolées dans des environnements dégradés (Forup & Memmott, 2005). Étant donné que les réseaux varient en fonction de l'intégrité des écosystèmes, leurs changements peuvent aider à prévoir les conséquences des impacts anthropiques sur la biodiversité et les processus écologiques. (Weiner et al., 2014). Cette caractéristique met en évidence son utilisation comme indicateur de qualité environnementale et d'évolution des systèmes. Cependant, pour utiliser les réseaux d'interaction comme indicateurs écologiques, il est nécessaire d'identifier les paramètres les plus sensibles et de comprendre comment et pourquoi ils varient en fonction des changements environnementaux.

Bien que le rôle des espèces puisse changer, variant entre généralistes et spécialistes selon les conditions environnementales, les espèces spécialisées présentant des contraintes morphologiques et comportementales peuvent être perdues dans des situations de mauvaise qualité environnementale. *(Figure 4)*
Des mesures qui évaluent la stabilité et la résilience du réseau, mais ne tiennent pas compte de la composition des espèces, ne suffiraient donc pas si l'objectif est de conserver la biodiversité. Par conséquent, comprendre le sens de ce que les changements dans les paramètres indiquent sur la biodiversité et les processus écologiques est important pour mettre en place un plan de conservation. Ces connaissances sont également nécessaires pour identifier les caractéristiques de référence d'un réseau de plantes-pollinisateurs.

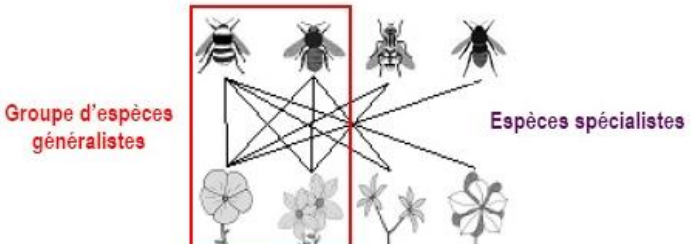

Figure 4 : Réseau d'interaction (Source Elisa Thébault 2011)

Ainsi, l'identité des espèces en interaction et leur rôle dans le réseau, avec une spécification supplémentaire des groupes et des interactions les plus affectés, sont les propriétés les plus susceptibles d'indiquer des changements dans la qualité de l'environnement. (Soares et al., 2017)

CONTEXTE ET OBJECTIFS : LE PROJET LIFE ANTHROPOFENS

Parmi les zones humides naturelles, les tourbières sont des écosystèmes exceptionnels et fragiles abritant une richesse remarquable. Nombreuses sont les espèces animales et végétales à être devenues rares ou menacées dans et aux abords des tourbières, à commencer par les tourbières elles-mêmes. Or, nous savons que la diversité favorise la vie et la résilience de la nature face aux modifications climatiques, aux attaques parasitaires, ou à toutes sortes de catastrophes écologiques. Les tourbières sont également importantes, par leur rôle de captage de carbone. L'ensemble de la tourbe accumulée sur la Terre, depuis des millénaires, contient environ 500 gigatonnes de carbone, ce qui équivaut à soixante-dix ans d'émissions anthropiques de gaz à effet de serre. Or on estime que, depuis environ 200 ans, entre 50 et 75 % des tourbières (et des autres zones humides) ont été détruites ou fortement dégradées en France et dans les pays limitrophes. C'est pourquoi, il est temps de favoriser leur survie et d'œuvrer à leur réhabilitation.

C'est dans ce contexte que le Conservatoire d'espaces naturels du Nord-Pas-de-Calais prit part au projet européen LIFE Nature relatif à la restauration de tourbières alcalines. Les actions du projet sont menées sur 13 sites Natura 2000, en régions Hauts-de-France et Wallonie, occupant une surface de 500 hectares. Sur l'ensemble du réseau de sites, des travaux de restauration écologique seront entrepris visant en particulier le contrôle de la dynamique naturelle et le rétablissement d'un fonctionnement hydraulique optimal.
Pour évaluer les impacts du projet une « Évaluation de la contribution du projet aux services écosystémiques » sera mise en œuvre sur toute la durée du projet en particulier en début (2020-2021) et fin de projet (2024) afin de comparer l'état des sites avant et après travaux. Ces suivis auront pour vocation de compléter l'approche descriptive de l'état de conservation des habitats de la Directive "Habitats" menée en parallèle, en s'intéressant aux processus écologiques dominants sur les sites. Ils ont pour objectif de mesurer l'impact du projet mais aussi de mieux comprendre les liens entre l'eau, les sols et les communautés biologiques. Dans le cadre du programme Life, l'évaluation de la contribution du projet aux services écosystémiques est un attendu obligatoire, elle est identifiée dans une action spécifique. Cette notion de services écosystémiques est devenue une composante importante des évaluations des politiques publiques comme dans le cadre de leur évaluation dans le cadre des procédures ERC.

L'évaluation de la contribution du projet au service de pollinisation est envisagée à deux niveaux et en deux étapes, la première visant à caractériser la fonction de pollinisation in situ et, la seconde, à évaluer le service de pollinisation dans son ensemble et à l'échelle du projet. Cette première évaluation constitue l'état zéro avant une seconde évaluation à la fin du programme Life afin d'identifier l'impact des travaux, si cela est possible. Le service écosystémique visera plus particulièrement les communautés d'apoidea et de syrphidae en utilisant aussi bien leur diversité taxonomique que fonctionnelle.

Dans la perspective de répondre aux enjeux du projet Life Anthropofens, la première partie de stage a pour objectif de (1) rédiger un protocole de capture en vue d'identifier les interactions plantes-pollinisateurs, et l'appliquer sur le terrain. Puis (2) identifier dans des études empiriques, quelles mesures de réseau ont été mises en évidence comme étant plus sensibles aux changements de la qualité de l'environnement.
La deuxième partie consistera à (3) analyser et interpréter les résultats obtenus à travers les différentes métriques sélectionnées précédemment dans le but de constituer un état initial des populations de pollinisateurs présents sur le marais. Aussi bien au niveau de la richesse spécifique, de l'assemblage des communautés que de la répartition des espèces selon les différents habitats.

Ce rapport constituera une première étape de comparaison au sein du projet général dans le but de suivre l'évolution des communautés de pollinisateurs du Marais de Villiers au début et à la fin du projet. Cette comparaison permettra de pouvoir analyser si les communautés de pollinisateurs subissent un effet positif des travaux de restauration et /ou de la gestion entreprise par le CEN.

MATERIEL ET METHODE

1. SITE D'ETUDE

Les études des réseaux d'interaction plantes-pollinisateurs inscrites dans le cadre de la sous-action D5.3 du projet LIFE + Anthropofens auront lieu dans 4 sites Natura 2000 différents. Deux sites en Belgiques (Le bassin de la Semois de Etalie à Tintigny et le marais de la Haute-Semois et Bois de Heinsch) et deux sites en France (Le marais et monts de Mareuil-Caubert et les prairies et le marais de Balançon). (CEN Picardie, 2019)

LE MARAIS DE VILLIERS.

Situé en limite sud du Pas-de-Calais entre les deux grandes vallées alluviales de l'Authie et de la Canche, le complexe du marais de Balançon constitue un secteur majeur de bas-marais alcalin oligotrophe des Hauts-de-France, tant en surface que par l'état de conservation des habitats d'intérêt communautaire. Le système tourbeux présente un gradient encore bien marqué de milieux sur tourbe mince (< 40 cm) au nord et plus épaisse au sud (2 m).

Dans ces conditions 34 habitats naturels ont été identifiés sur 20 hectares. *(Annexe 1) (Figure5)* Avec plus de 7 hectares d'habitats au moins Très rares ou En danger, ce marais, par les végétations qui s'y expriment, présente un intérêt certain au niveau régional c'est pourquoi il est classé comme zone humide d'importance nationale et fait partie d'un ensemble de milieux naturels remarquables classés en Zone naturelle d'intérêt écologique, faunistique et floristique (ZNIEFF).
Au sein de ce complexe d'habitat, les parcelles d'échantillonnage d'une superficie de 1 hectare ont été sélectionnées et délimitées en fonction de la végétation présente sur place, mais également en fonction de l'accessibilité des zones de prospection. Cette superficie permet de s'assurer de la présence de fleurs en quantité et à chaque session de terrain.

Trois zones d'échantillonnages ont ainsi été sélectionnées et peuvent être définies comme suit :

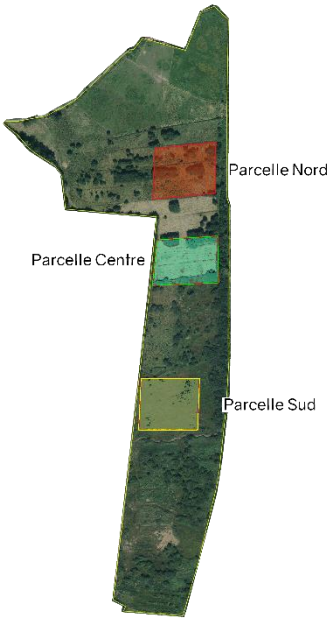

Figure 5 : Vue aérienne de l'emplacement des parcelles sur le marais de Villiers (QGIS)

- **La parcelle Nord** représente un habitat patrimonial de végétations prairiales : Prairie à hydrocotyle commune et Jonc à fleurs obtuses (7230), qui est entourée d'une prairie à Pulicaire dysentérique et Jonc glauque le tout géré par pâturage bovin extensif.
- **La parcelle Sud** est une zone de bas marais plus hétérogène formée par plusieurs associations végétales : Roselière à Cladion marisque, Roselière turficole à Fougère des marais et Phragmites commun, Roselière à Gesse des marais et Lysimaque commune, Prairie à Hydrocotyles commune et à Jonc à fleurs obtuses, Cariçaie à Jonc à fleurs obtuses et Laîche filiformes. (7210, 7230, 7140) Cette parcelle est gérée par une fauche alternée et une fauche annuelle de la zone à Liparis de Loesel. (Plan de gestion 2015-2019)
- **La parcelle Centrale** est caractérisée comme zone intermédiaire entre la parcelle nord et sud, elle est gérée par pâturage bovin extensif et présente une prairie à hydrocotyle commune et Jonc à fleurs obtuses (7230) ainsi qu'une végétation à Comaret des marais et jonc à fleurs aiguës (6410).

2. PROTOCOLE DE L'ETUDE

2.1. PERIODE ET FREQUENCE

La période d'échantillonnage s'étendait initialement de la mi-mars à fin septembre 2020, cependant en raison des conditions sanitaires liées au Covid-19, le début des activités de terrain a été repoussé au 11 mai 2020.
A partir de cette date chaque site sera visité tous les 15 jours (en fonction des conditions météorologiques). Cet intervalle est fixé de manière à prendre en compte l'évolution des réseaux au cours du temps. En effet, d'un mois à l'autre un turn over important des communautés de pollinisateurs a été observé sur prairies et pelouses calcicoles (de Manincor et a., 2019). De plus, les insectes pollinisateurs présentent une activité de butinage étroitement liée à certains facteurs climatiques tels que la luminosité, la température, le vent, les précipitations. Les journées de terrain, sont regroupées dans une même semaine afin d'être phénologiquement et météorologiquement comparables. Elles s'effectuent par beau temps avec idéalement la présence de soleil et de températures comprises entre 10°C et 30°C (Vereecken, 2017). Sans ces conditions, l'activité des pollinisateurs est fortement diminuée et ralentie, pouvant compromettre la représentativité des résultats (Hennig & Ghazoul J., 2012). Les journées venteuses et de précipitation sont donc exclues (Vereecken, 2017).

Une visite démarre à 9h00 sur le site et commence par l'inventaire botanique des espèces en fleurs, de leur abondance et de leur couverture végétale. S'ensuivent trois sessions d'échantillonnage des réseaux d'interaction d'une durée de deux heures chacune (15 minutes de pause comprises)
Session 1 : 10h00-12h00
Session 2 : 12h00-14h00
Session 3 : 14h00-16h00.
Ces sessions d'échantillonnages sont fixées afin de pouvoir couvrir au maximum les heures de pics d'activité des pollinisateurs (Munyuli, 2013; Geroff et al., 2014; Gezon et al., 2015; Fijen & Kleijn, 2017). Le découpage de la journée en 3 sessions permettra d'apporter des informations supplémentaires quant à la phénologie des espèces capturées.

2.2. INVENTAIRE BOTANIQUE ET ESTIMATION DU RECOUVREMENT FLORAL

Avant chaque session d'échantillonnage il est important de dresser un inventaire botanique des espèces en fleurs présentes sur la zone ainsi que le taux de recouvrement floral total et l'abondance relative de chaque espèce selon les coefficients d'abondance-dominance de Braun-Blanquet. (Poor 1955) Afin d'avoir une estimation standardisée et exhaustive de la diversité végétale de chaque site. Cette donnée peut être importante pour interpréter les résultats car la disponibilité et la diversité des ressources florales peuvent influencer les potentiels réseaux d'interactions. (Baum & Wallen., 2011).

Ainsi, la première heure d'une journée de terrain consistera à prospecter l'ensemble de la zone d'échantillonnage. L'identification des espèces florales se fera à l'aide de guides floristiques (flore bleue, flora Gallica), jusqu'à l'espèce. Si l'identification n'est pas possible sur le terrain, un échantillon de la plante sera prélevé dans une enveloppe botanique afin de pouvoir l'identifier ultérieurement. Chaque espèce identifiée sera reportée sur une fiche botanique *(Annexe 2)* ainsi que son coefficient d'abondance relatif au pourcentage total de la surface couverte par toutes les espèces à fleurs dans la zone d'échantillonnage.

- coefficient 5 = 75-100% de couverture
- coefficient 4 = 50-75%
- coefficient 3 = 25-50%
- coefficient 2 = 10 -25%
- coefficient 1 = 5-10%
- coefficient + = inférieur à 1%
- coefficient i = 1 individu isolé.
- coefficient r = espèce très rare

2.3. METHODE DE CAPTURE

Afin de réaliser la collecte des échantillons une méthode de capture active au filet est réalisée en suivant un transect variable. Contrairement aux méthodes d'échantillonnage passives (par exemple, les pièges colorés), la capture active par transect permet l'enregistrement des interactions entre les fleurs et les pollinisateurs. Ces informations sont essentielles dans les études portant sur les réseaux trophiques plantes-pollinisateurs (Memmott, 1999).

Photo 1 : Observation de l'interaction d'un Bombus sur Cirsium palustris (Source personnelle)

De plus, bien qu'elle soit sujette au biais du collecteur cette méthode de capture permet de couvrir une plus grande surface de terrain et fournit des informations supplémentaires sur les réseaux d'interactions (patch isolé, espèce de fleur unique etc.) qui peuvent souvent être manquées en suivant un échantillonnage par transect standardisé (Dafni et al., 2005). Cette méthode est également particulièrement adaptée pour les suivis sur le long terme, les habitats étant variables au cours des saisons, un transect linéaire pourrait contraindre le collecteur à échantillonner une zone pauvre en ressources florales. (Dobrowski et al., 2006)

Ainsi, la capture suivant des transects variables peut être utiles pour aider à fournir des listes complètes des espèces pour les sites, à condition que suffisamment de temps soit alloué aux travaux de prospection et que l'expérience des collecteurs soit élevée. Car afin d'être efficace, cette méthode exige que le collecteur soit capable de repérer des espèces grandes et visibles ainsi que des espèces petites et facilement négligées (Cane et al., 2000).

De cette façon, lorsqu'une interaction entre une plante à fleurs et un pollinisateur (Apoïdae et Syrphidae) est observée *(Photo 1)* l'insecte est capturé à l'aide d'un filet et la plante visitée lui est associée. (Carvell et al., 2016. Westphal et al., (2008). (On évitera de capturer les reines de bourdons, afin de ne pas condamner une potentielle future colonie)
Les captures doivent s'effectuer à hauteur maximum de levée de bras, avec un filet à papillons. En utilisant les techniques suivantes :

- **Capture dite en "toit"** : c'est technique permet d'éviter que certaines espèces telles que les Halictidés ou les Anthidiellums se laissent tomber dans les herbes. Il suffit de piéger rapidement le ou les insectes dans le filet en le(s) encerclant du cerceau du filet mis à terre à l'aide d'un mouvement vertical descendant et en même temps de l'autre main former un petit pochon, un petit pli, ou un petit replat avec le côté du filet, sous l'insecte, pour qu'il ne tombe pas par terre. Grâce à cette technique certains insectes vont alors grimper le long de la toile pour atteindre le "toit". L'échantillonneur peut alors coincer les individus dans le filet en resserrant la toile avec sa main. Ainsi capturés, les insectes peuvent facilement être mis dans un récipient.
- **Capture en "rotation"** : Capture utile pour les insectes en plein vol, Il suffit d'attraper les insectes dans le filet, puis d'exercer une rotation de 90° pour refermer le filet et piéger l'insecte. *(Figure 6)* Il suffit ensuite de le piéger dans une poche de toile et de l'enfermer dans un récipient. Cependant l'utilisation de cette méthode peut intervenir uniquement après avoir identifié une interaction avec une fleur.

Figure 6 : Mouvement de rotation pour enfermer l'insecte (Illustration par J. Goldstyn)

2.4. Conditionnement et conservation du matériel biologique

Une fois capturé abeilles et syrphes seront collectés dans des flacons de 50ml aux préalables remplis d'alcool à 70°.
L'alcool va conserver les insectes pour permettre de les épingler puis les identifier aisément par la suite.
On notera sur le flacon :

- La date
- La zone
- La session (Ma, Mi, APM)
- Les initiales du récolteur
- L'espèce floristique sur laquelle l'insecte a été attrapé (en suivant le code à 4 lettres)

On placera ensuite les individus collectés dans une boîte en carton pour pouvoir les stocker à l'abri de la lumière. En règle générale, les spécimens se conservent bien et se prêtent bien à l'identification.

3. Exploitation des echantillons

➢ Séchage

Avant de pouvoir épingler les abeilles il faut les sécher dès qu'on les sort de l'alcool afin d'éviter que leurs poils restent collés les uns aux autres ce qui rendrait l'identification plus délicate. Ainsi à l'aide de papier absorbant il va falloir tamponner délicatement le corps de l'abeille pour retirer l'alcool logé entre les poils en prenant garde à bien les disposer dans le bon sens. Pour les individus de taille importante comme les Bombus ou Antophora par exemple il peut être utile de le disposer entre 2 feuilles de papier absorbant et de la faire délicatement rouler sous les doigts pour enlever un maximum d'alcool.

➢ Épinglage

Une fois le séchage terminé, les abeilles doivent désormais être épinglées avant de pouvoir être identifiées. Pour cela elles sont manipulées à l'aide d'une pince souple afin d'éviter toute détérioration. L'individu est ensuite fixé par une épingle entomologique (n°0, 1 ou 2, Ento Sphinx) plantée perpendiculairement à l'axe du corps au niveau supérieur droit du thorax (afin de conserver une bonne visibilité des caractéristiques physiques) et fixé sur un petit bloc d'émalène sur lequel on aura reporté les informations initialement inscrites sur le tube. Puis dans le but de mettre en évidence différents critères d'identification importants selon les genres, les pattes ont été décollées de l'abdomen et les ailes dépliées et maintenues avec d'autres épingles dans la mesure du possible. L'abeille ainsi épinglée est ensuite laissée aux minimums trois jours sur la plaque d'émalène pour sécher correctement car il est important qu'elle reste dans la position voulue par la suite. *(Photo 2 et 3)* On viendra ensuite ajouter une étiquette directement sur l'épingle afin de regrouper toutes les informations concernant le spécimen (date, lieux, fleur…)

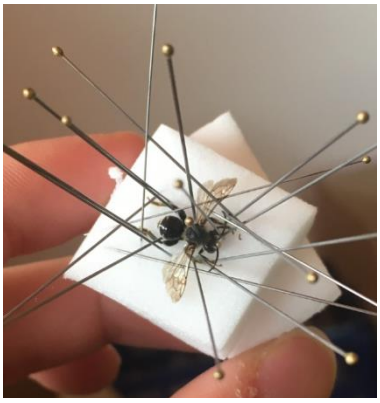

Photo 2 : Epinglage (Source personnelle)

Photo 3 : Séchage des abeilles (Source personnelle)

➢ IDENTIFICATION

Pour les Apoïdae l'identification est réalisée à la loupe binoculaire *(Photo 4)* sur les individus épinglés précédemment à l'aide d'un guide d'identification (Falk, 2015) et de différents catalogues et clés. (Catalogue et clé des sous-genres et espèces du genre Andrena de Belgique et du nord de la France Patiny & Terzo 2010; Clés illustrées pour l'identification des abeilles de Belgique et des régions limitrophes Pauly 2015, Fauna helvetica Amiet et al.).
Lorsque les identifications sont terminées, le récolteur peut apposer une troisième étiquette par individu. Cette étiquette reprend le nom de l'espèce ainsi que son identificateur.
Les spécimens seront ensuite regroupés et classés par genre dans une boite entomologique afin de faciliter la distribution entre les différents vérificateurs. *(Photo 6)*

Photo 4 : Identification à la loupe binoculaire d'une Anthidiellum strigatum (Source personnelle)

Photo 5 : Identification d'un Eupeodes corollae en alcool (Source personnelle)

Pour les syrphes l'identification ne nécessitant pas obligatoirement un étalage, elle se fera directement dans l'alcool *(Photo 5)* via l'aide de différents ouvrages (Clés StN pour la détermination des espèces européennes de plusieurs genres des syrphidae, 2017 M.C.D.Speight & J.-P.Sarthou, Bartsch 2009)

L'ensemble des identifications feront l'objet d'une vérification par des experts.

Photo 6 : Classement des abeilles par genre dans une boite entomologique (Source personnelle)

4. ANALYSE

L'évaluation de la contribution du projet au service de pollinisation est envisagée à deux niveaux et en deux étapes

- La première visant à caractériser la fonction de pollinisation in situ.
- La seconde, à évaluer le service de pollinisation dans son ensemble et à l'échelle du projet.

Cette première évaluation constitue l'état zéro avant une seconde évaluation à la fin du programme Life afin d'identifier l'impact des travaux.

4.1. SAISIE ET MISE EN FORME DES DONNEES

Après identification, chaque spécimen sera encodé dans une base de données reprenant toutes les informations qui lui sont rattachés (la plante sur laquelle l'insecte a été capturé, le jour, la zone …) C'est en s'appuyant sur cette base de données totale que les analyses suivantes seront réalisées.

Site	Date	Parcelle	Session	Obs	Plante (Genre espèce)	Famille	Genre - Espèce	Sexe	Identificateur	Code	Remarques	Validation	Valideur
Villiers	9/6/2020	Nord	Matin	VD	Bellis perennis	Andrenidae	Andrena nitida	F	VD	BELPERANDNIT	-		GR

4.2. PROPOSITIONS D'INDICATEURS D'EVALUATION DU SERVICE DE POLLINISATION

Afin de décrire au mieux la structure et le comportement des communautés de pollinisateurs ainsi que leurs interactions avec les plantes il a fallu dans un premier compiler et confronter les nombreuses métriques pouvant être calculées et analysées en s'inspirant d'études empiriques portant sur les interactions plantes-pollinisateurs. (Aizen et al., 2008-2012 ; Bascompte et al., 2006 ; Blüthgen et al., 2008-2010 ; Carstensen et al., 2014 ; Marcon, 2015 ; Nielsen et Totland, 2013-2014 ; Poisot et al. 2012 ; Soares et al. 2017 ; Thébault et Fontaine 2010) L'objectif étant de mettre en évidence les analyses pouvant répondre à la problématique du projet à savoir : quels paramètres sont les plus judicieux à utiliser pour décrire les communautés de pollinisateurs et quels sont les plus adaptés pour évaluer les différents enjeux du projet life.

Les tests statistiques seront effectués sur le logiciel R v3.5.1(R Core Team, 2019). (Script en *Annexe 3*) et le programme Spader (Chao *et al*., 2015).

4.2.1. DESCRIPTION BASIQUE DE LA COMMUNAUTE

Dans un premier temps une description des communautés de pollinisateurs échantillonnés et des interactions observées sera faite. Dans le but de présenter la répartition des espèces et des interactions à travers les différentes parcelles étudiées au travers des résultats suivant :

- Analyse de la richesse spécifique des plantes et pollinisateurs par parcelle
- Analyse de l'abondance et des interactions observées par parcelle

4.2.2. EVALUATION DES ENJEUX

Afin de répondre au mieux à la problématique du projet, les différentes analyses et indices sélectionnés ont été regroupés en fonction de leurs objectifs, et sont accompagnés d'une brève description de leurs fonctionnements.

4.2.2.1 MESURE DE LA DIVERSITE DES ESPECES AU SEIN DES HABITATS

➢ La diversité α

L'analyse de la diversité alpha **mesure la diversité des espèces présentes dans un habitat** uniforme de taille fixe à un temps donné. Les valeurs de diversité α, obtenues avec la fonction DivPart du package entropart sont calculées à partir de l'entropie HCDT (Havrda - Charvat - Daroczy – Tsallis (Marcon, 2015).
Une forte diversité-a résulte d'une accumulation d'espèces par habitat et signifie une grande spécialisation des espèces (chaque espèce utilise peu d'habitat). Dans ce cas les habitats qui ont une diversité-a forte ont généralement des abondances par espèce plus faibles.

➢ Entropie β

Obtenues à l'aide des fonctions BetaEntropy du package betapart elle est calculée comme un indice de diversité neutre, qui comportent un biais en faveur des espèces rares car toutes les espèces reçoivent la même importance quels que soient leurs effectifs respectifs (Marcon, 2015). **L 'entropie β représente l'originalité de chaque communauté.** C'est une mesure de comparaison de la biodiversité entre plusieurs sites qui correspond au taux de remplacement des espèces entre sites.
Ainsi l'introduction d'une espèce dans une communauté augmente sa diversité et le remplacement d'un individu d'une espèce fréquente par un individu d' une espèce plus rare augmente l'entropie. Les valeurs des indices sont données en nombre de Hill. Nous choisissons d'utiliser les nombres de Hill, qui représentent le nombre d'espèces de fréquence égale qui donneraient le même niveau de diversité que les données. Les nombres de Hill, ou nombres équivalents d'espèces ou nombres effectif d'espèces, offrent une utilisation plus intuitive. En raison de leurs propriétés mathématiques, notamment de décomposition et d'additivité, ils sont de plus en plus utilisés en écologie. (Marcon et al., 2014)

➢ La connectance

La connectance représente l'ensemble des liens réalisés sur l'ensemble des liens possibles et se calcule sous la formule : C = (L / IJ) avec L = nombre de liens réalisés, I et J = nombre d'espèces des deux taxons composant la matrice. Il s'agit d'une mesure basée sur la présence/absence de liens, et non de leur fréquence. **La connectance peut informer sur le degré de généralisation/ spécialisation de la matrice** (Montoya & Yvon-Durocher., 2007; Blüthgen et al., 2008). Une plus grande connectance augmente la robustesse du système face à la perte d'espèce.
Cependant la connectance est sensible aux différences d'efforts d'échantillonnage (Blüthgen, 2010). Étant donné que nous considérons que la connectivité des métriques a des limites importantes, et doit être interprétée avec attention, il est nécessaire d'analyser ces métriques avec des informations supplémentaires pour comprendre le caractère spécialiste ou généraliste des interactions et leur influence sur les valeurs de connectance.

➢ Bêta partition

Calculé à l'aide de la fonction beta.multi du package betapart dans le but de **connaitre les mécanismes liés à la différence d'assemblage des espèces** entre les parcelles.
La bêta partition analyse les mécanismes liés à la variation de la composition des espèces d'une parcelle à l'autre.
Elle s'exprime en deux types de dissimilarité : l'emboîtement des compositions spécifiques (nestedness) et la substitution d'espèces (turnover).
L'emboîtement correspond à la perte d'espèces d'une communauté (la plus diversifiée) à l'autre. Cette dernière représentant alors une fraction de la communauté la plus diversifiée (sans considérer la substitution).
La substitution correspond au remplacement de certaines espèces d'une communauté par de nouvelles espèces (Baselga et al., 2012).

En ce qui concerne l'influence de l'échantillonnage, l'emboitement est l'une des mesures qui possède une forte robustesse aux effets d'échantillonnage (Nielsen et Bascompte, 2007). Cette caractéristique justifie l'utilisation de ces mesures comme indicateurs écologiques des changements dans la qualité de l'environnement, ce qui suggère son utilisation dans le suivi environnemental lié à la conservation de la stabilité des communautés (Tylianakis et al., 2010).
Un déclin de l'emboitement peut être associé à la perte d'espèces et d'interactions, ou à une diminution de l'amplitude de niche. D'un autre côté, l'augmentation de l'emboîtement peut être liée à la concentration des interactions par les espèces généralistes. Les cas de maintien de l'emboîtement avec dégradation environnementale pourraient s'expliquer par des compensations dues à l'augmentation de la richesse en espèces. (Soares et al., 2017). Compte tenu de cette variation, une analyse plus appropriée devrait examiner quels types d'interactions contribuent aux changements de ces paramètres.

4.2.2.2 Analyse qualitative de la biodiversite et de l'effort d'echantillonnage

➢ Taux de couverture et de complétude

Pour ces deux paramètres la biodiversité observée sera comparée à une estimation de la biodiversité totale obtenue via le programmes SpadeR. (Chao et al., 2015).
Le taux de couverture est une estimation qui représente la fraction de la population totale des individus de la communauté qui a été couverte lors de l'échantillonnage. Par exemple un taux de couverture de 99% indique que les espèces non échantillonnées représentent 1% des individus du site. (Chao, Hsieh et Chiu, 2016).
Le taux de complétude quant à lui correspond à la **proportion d'espèces observées par rapport au nombre d'espèces totales estimées.** Le programme SpadeR permet l'utilisation de plusieurs estimateurs dont le choix sera fait en suivant le tableau suivant la *figure 7*. Ce test pourra être appliqué sur les espèces mais également sur les interactions.

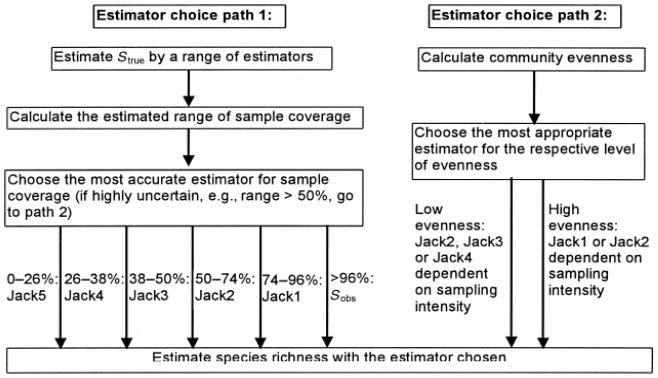

FIG. 6. Two alternative ways to choose the most appropriate estimator based on either an estimated range of sample coverage or the community evenness. S_{obs} = observed species richness. Thresholds are accurate within ±1%.

Figure 7 : Arbre de décision de l'ordre jackknife (Brose et al. 2013)

➢ Extrapolation des données

Afin **d'évaluer l'effort d'échantillonnage** mis en œuvre pendant l'étude il est possible de tracer une courbe de raréfaction via le programme iNext à partir des données d'abondance des espèces observées mais aussi à partir des données d'interaction afin d'estimer la qualité de l'échantillonnage et l'effort potentiellement nécessaire pour se rapprocher de l'exhaustivité.

4.2.2.3. IDENTIFICATION DES ESPECES STRUCTURANTES DU RESEAU D'INTERACTION

➢ Réseau d'interactions bipartites

Dans le but d'analyser les différents réseaux d'interactions ainsi que les espèces qui les composent. La fonction plotweb du package bipartite va permettre de **visualiser ces réseaux** via une représentation composée de nœuds et de liens. Ces réseaux sont dits bipartites car ils sont composés de deux classes (ici pollinisateur et plante). Le principe de base du réseau étant que chaque nœud composant une classe ne peut interagir qu'avec un nœud de l'autre classe (Beckett, 2016). Dans notre cas la largeur des nœuds orange représente la valeur totale des visites réalisées par le pollinisateur alors que la largeur des nœuds vert informe sur le nombre de visites reçues par l'espèce de plante. La largeur des liens entre les nœuds montre le nombre d'interactions entre le pollinisateur et la plante.

➢ Force d'interaction

La force d'interaction illustre **comment sont connectées les espèces à l'intérieur d'un réseau** et remarque les variations de forces d'interaction pour chaque espèce qui ne sont pas visible quand on analyse simplement la présence/absence des liens.
Par exemple, dans le cas où un pollinisateur visite une seule espèce de plante, la dépendance de ce pollinisateur envers cette plante sera de 1 cependant, si cette plante a été visité par plusieurs pollinisateurs différents sa force d'interaction envers ce pollinisateur spécifique sera proportionnelle à la fréquence des visites reçues par cette plante pour chaque pollinisateur.

Ainsi la force d'interaction de chaque pollinisateur à chaque plante a été calculé en divisant le nombre de visites effectuées par chaque espèce pollinisatrice sur la plante focale par le nombre total de visites enregistrées pour l'espèce pollinisatrice.
Inversement, la force d'interaction de chaque plante vis-à-vis de chaque pollinisateur est calculée en divisant le nombre de visites d'une l'espèce pollinisatrice auprès de l'espèce végétale par le nombre total de visites reçues par l'espèce végétale.

En règle générale, les réseaux d'espèces plus dépendantes les unes des autres peuvent être plus vulnérables à la cascade d'extinction. En revanche, une faible force d'interaction entre les espèces pourrait être le signe d'une généralisation du réseau par la perte des interactions spécialiste-spécialiste plus sensibles. Nous comprenons que, car cela indique une dépendance entre les espèces, **l'analyse de ces paramètres peut identifier les espèces clés** (concentrateurs de réseau), les modifications de rôles des espèces dans le réseau et la perte d'interactions. Des informations de cette nature pourraient orienter la gestion de la conservation en établissant les espèces cibles et en prédisant les extinctions. (Soares et al., 2017)

- Degré de spécialisation au niveau de l'espèce (d ') et au niveau du réseau (H2')

Le degré de spécialisation **permet de quantifier la spécialisation d'un réseau écologique à l'échelle de l'espèce (d') ou à l'échelle des classes composant le réseau (H'2).**
Calculées via la fonction dfun et H2fun du package bipartite, ces mesures tiennent compte de la fréquence et du poids des interactions entre les espèces (Blüthgen et al., 2007).
La mesure d', caractérisée par une spécialisation au niveau de l'espèce, est interprétée comme l'écart des fréquences d'interaction observées par rapport à un modèle nul dans lequel tous les partenaires sont utilisés proportionnellement à leur disponibilité (Blüthgen et al., 2006).
En d'autres termes, la valeur (d') permet d'estimer le degré de spécialisation de chaque espèce d'abeille en tenant compte de la fréquence et du poids des interactions. Variant de 0 à 1, plus cette valeur est élevée, plus l'insecte en question est spécialisé sur des plantes rares et peu visitées par d'autres pollinisateurs. A l'opposé, plus cette valeur est petite et plus le pollinisateur visite des plantes très fortement butinées.

Complémentairement, la valeur H2'généralise la valeur du degré de spécialisation à l'entièreté du réseau. Cette métrique provient de la déviation des espèces à la probabilité attendue de distribution des interactions (évaluée grâce à l'entropie standardisée à deux dimensions). De faibles valeurs d'H'2 indiquent un réseau composé essentiellement d'espèces généralistes (Blüthgen et al., 2006; Blüthgen et al., 2007).
Ces mesures ont été décrites comme mathématiquement indépendantes de la fréquence totale des observations en raison de la normalisation basée sur ces totaux. Cette caractéristique évite l'influence de la taille du réseau et des efforts d'échantillonnage, présentés comme la connectance et l'emboitement (Blüthgen et al., 2006; Blüthgen, 2010).

4.2.2.4. ÉVALUATION DE LA QUALITE DU MILIEU

- Asymétrie d'interaction

Etroitement liée à la force d'interaction des espèces, l'asymétrie d'interaction est obtenue par le calcul suivant : $| d^P_{ij} - d^A_{ji} | / \max(d^P_{ij} ; d^A_{ji})$

d^P_{ij} : force d'interaction de l'espèce végétale
d^A_{ji} : force d'interaction de l'espèce pollinisatrice
$\max(d^P_{ij} ; d^A_{ji})$: valeur maximum entre d^P_{ij} et d^A_{ji}

L'asymétrie indique une dépendance même dans la relation entre les plantes et les pollinisateurs (Bascompte et al., 2006). Dans les interactions asymétriques, une plante spécialisée dépend fortement d'un pollinisateur généraliste, qui dépend faiblement de cette plante, ou vice versa. En raison de la proportion plus élevée d'interactions spécialiste-généraliste que d'interactions spécialiste-spécialiste, les réseaux de plantes-pollinisateurs sont généralement asymétriques (Thébault et Fontaine, 2010).

L'augmentation de **l'asymétrie d'interaction peut indiquer une perte d'interactions entre spécialistes réciproques et une augmentation d'espèces généralistes** ayant une plus grande capacité à concentrer les interactions ainsi l'asymétrie d'interaction est un bon candidat en tant qu'indicateur des effets des changements de la qualité de l'environnement.

4.2.2.5. TABLEAU RECAPITULATIF DES METRIQUES ET DE LEURS UTILISATION

Analyse	**Objectif**	**Exemple de variations:**	**Formule ou package**
Indice de diversité alpha	Evalue la diversité au sein de l'habitat	Diminution : baisse de la diversité spécifique	Fonction Divpart Package entropart
Indice de bêta entropie	Evalue l'originalité de l'habitat	Augmentation : Homogénéisation de la communauté	Fonction BetaEntropy package betapart
Connectance (interpréter avec asymétrie)	Estime le degré de généralisation/spécialisation du réseau	Augmentation : Baisse de la richesse spécifique et de l'abondance Diminution de l'indice: Augmentation de la richesse	C=(L/IJ) C : connectance L : nombre de liens réalisés I : espèces plantes J : espèces pollinisateurs
Emboitement (interpréter avec Nombre d'interaction Richesse/ abondance)	Estime la dissimilarité et ses causes	Diminution : Différenciation des communautés par perte d'espèces ou d'interaction	Fonction beta.multi package betapart
Taux de complétude / Couverture	Analyse la qualité de l'échantillonnage	Si faible : beaucoup d'espèces ont été manqués	Programme SpadeR
Extrapolation	Analyse l'effort d'échantillonnage	Si faible : effort d'échantillonnage trop faible ou protocole inadapté	Package Inext
Réseaux Bipartites	Visualisation des réseaux	Perte/augmentation du nombre de liens ou de nœuds	Fonction plotweb Package bipartite
Force interaction	Identifie les espèces clés et les connections entre espèces	Si forte : espèce spécialiste fortement dépendante d'une autre espèce	Visite de l'espèce A sur B/Totale des visite de A ou B
Degré de spécialisation d' et H2'	Quantifie la spécialisation à l'échelle de l'espèce : d' Et du réseau : H2'	Diminution : Perte de spécialistes, et augmentation des pollinisateurs généraliste	Fonction H2fun et dfun Package bipartite
Asymétrie d'interaction	Caractérise la variation des interactions	Diminution : spécialisation du réseau	$\lvert d^P_{ij} - d^A_{ji} \rvert / \max(d^P_{ij} ; d^A_{ji})$

RESULTATS

1. RESULTATS GENERAUX

Au terme de 6 mois d'échantillonnage par capture au filet à raison de 2 sessions de capture par mois, soit environ **126h de capture**, un total de **956 interactions** a pu être enregistré. Au sein de ces interactions 78 espèces de pollinisateurs ont été identifiées, parmi lesquelles on retrouve 37 espèces d'abeilles réparties en 15 genres différents et 41 espèces de syrphes réparties en 26 genres. En ce qui concerne la flore 68 espèces de plantes à fleurs ont été recensées sur l'ensemble des parcelles et parmi elles 45 espèces ont été visitées soit 69,2%. L'estimation du recouvrement floral moyen relevé pour chaque parcelle au cours des 6 mois d'échantillonnage est de 10% pour la parcelle Nord, 12% pour la parcelle centre et 5% pour la parcelle Sud.

1.1. ÉTUDE DE LA RICHESSE SPÉCIFIQUE

La *figure 8* permet d'observer la répartition des espèces de pollinisateurs mais aussi de plantes à fleurs qui ont été observées sur les différentes parcelles. La *figure 9* permet quant à elle d'analyser plus précisément la diversité des familles de pollinisateurs qui compose cette richesse toujours au sein des différentes parcelles.

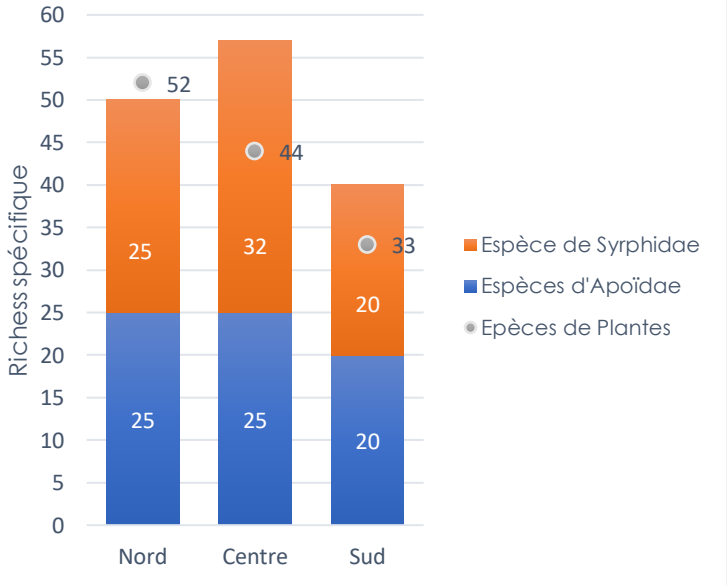

Figure 8 : Histogramme représentant la richesse spécifique totale pour chaque parcelle échantillonnée

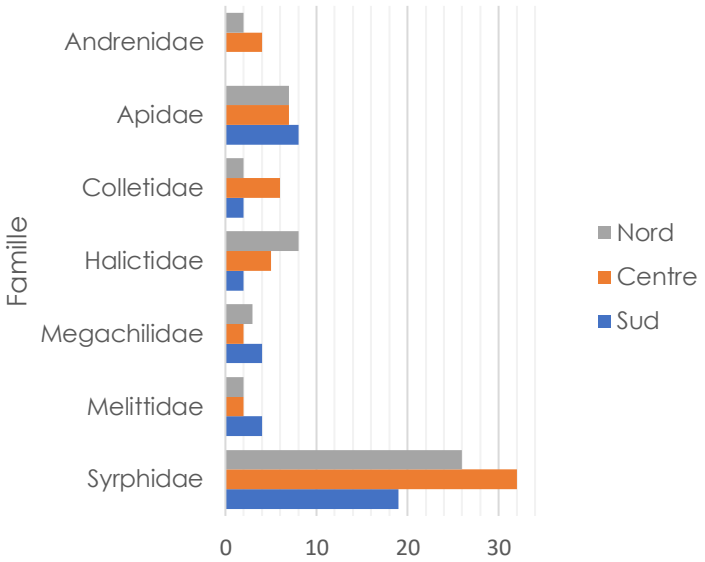

Figure 9 : Graphique à barres groupées représentant la richesse spécifique par famille de pollinisateur

On observe sur la *figure 8* que la richesse spécifique totale est légèrement plus faible au niveau de la parcelle sud et cela aussi bien pour les pollinisateurs que pour les espèces de plantes. Cependant, un test de Chi2 indique que ses différences ne sont pas significatives. *(Annexe 4)*

En regardant plus en détail la composition des espèces présentes sur la *figure 9* on remarque que chaque famille de pollinisateur est représentée sur l'ensemble des parcelles hormis les Andrenidae qui n'ont pas été observées sur la parcelle sud. On peut aussi noter que la famille des Syrphidae est la plus représentée sur les 3 parcelles en terme de richesse spécifique. Enfin en parcourant l'Annexe 5 on peut relever 11 espèces qui ont été observées uniquement sur la parcelle nord, 17 espèces qui ont été capturées uniquement sur la parcelle centre et 5 espèces recensées uniquement sur la parcelle Sud.

1.2. ÉTUDE DE L'ABONDANCE ET DES INTERACTIONS

La *figure 10* révèle la distribution des interactions au sein des parcelles. On observe que la quantité d'interactions enregistrées pour les parcelles Nord et Centre ne présentent pas de différence significative. A l'inverse l'abondance des interactions enregistrées sur la parcelle sud est significativement plus faible que pour les deux autres. Un test de Chi2 indique que ces différences sont très significatives avec un risque d'erreur inférieur à 1%.

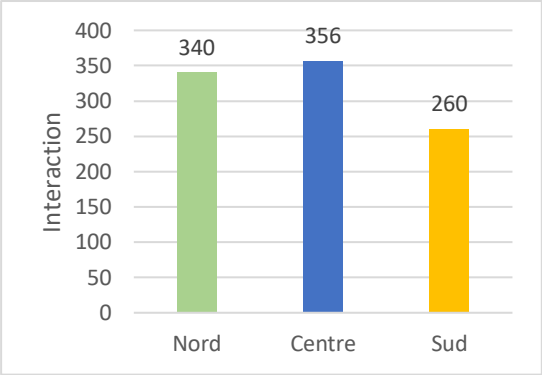

Figure 10 : Histogramme représentant l'abondance des interactions par parcelle

Les *figures 11 et 12* permettent d'étudier plus finement l'abondance des interactions au niveau du genre. Concernant les Apoïdes, les Bombus font partie du genre le plus largement représenté au sein des trois parcelles comptabilisant à eux seuls près de 300 interactions. Chez les Syrphidae la diversité des genres observés est plus importante ainsi les Helophilus, Eristalis, Chelosia et les Episyrphus sont les genres les plus représentés sur l'ensemble des parcelles.

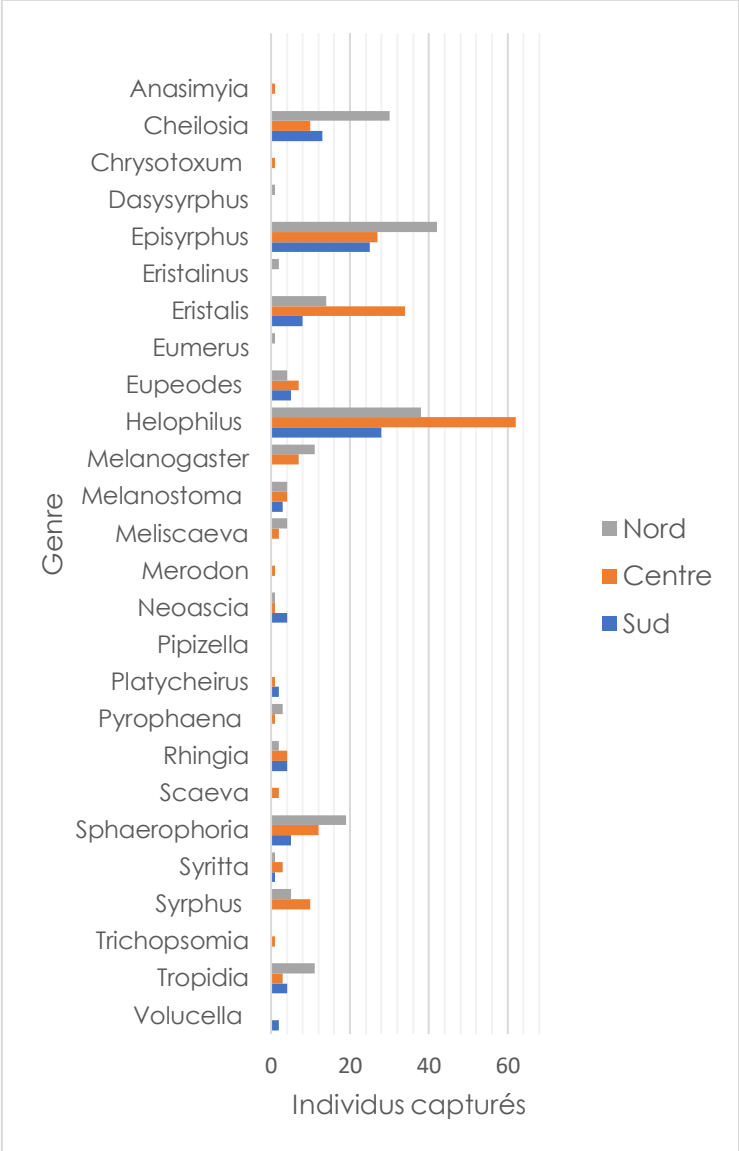

Figure 11 : Graphique à barres groupées représentant l'abondance des Syrphidae capturés par genre

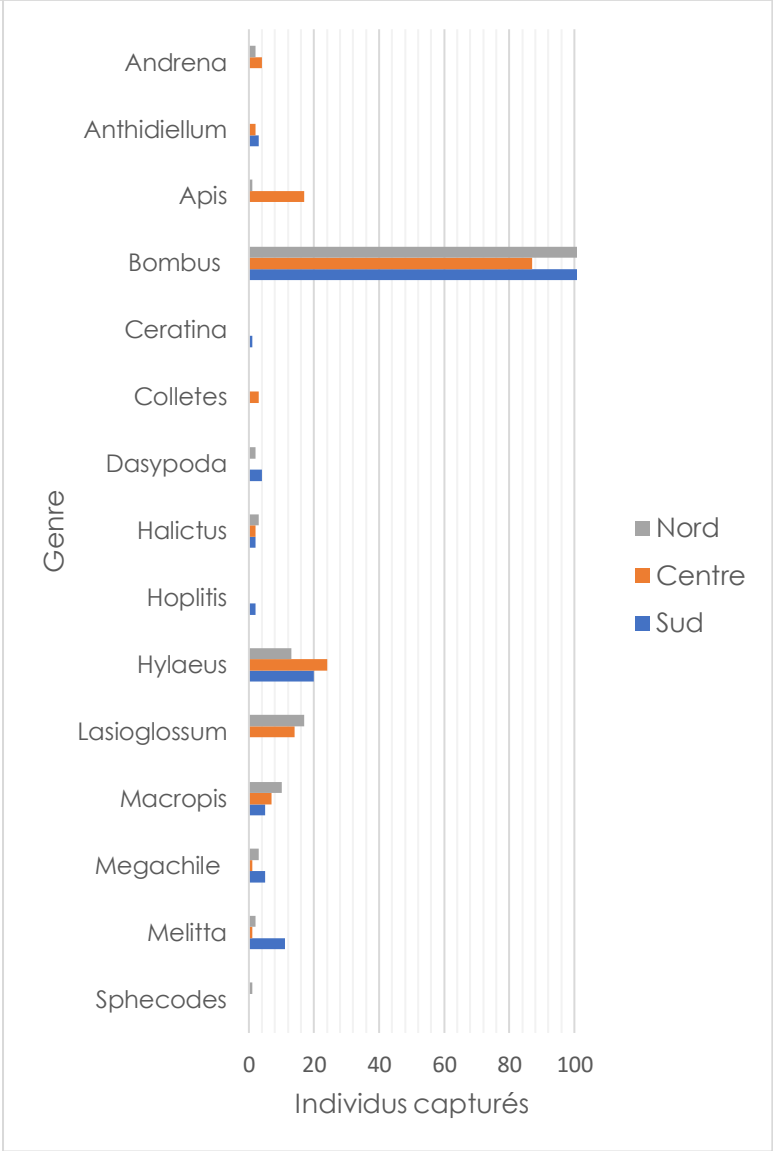

Figure 12 : Graphique à barres groupées représentant l'abondance des Apoïdae par genre

2. Evaluation des enjeux

2.1. Mesure de la diversite des especes au sein des habitats

- Indices de diversité

Les indices de diversité sont calculés à partir des effectifs totaux par parcelle.

Diversité α	**Nord**	**Centre**	**Sud**
	22,65496	25,34795	16,97704
Entropie β Entre parcelles	**Nord-Centre**	**Nord-Sud**	**Centre-Sud**
	0.1011004	0.131246	0.1454481

Tableau 1 : Présentation des indices de diversité

L' utilisation du package entropart nous a permis d'obtenir les valeurs d'indices de diversité α (intra-communautés) d'après les nombres de Hill qui nous donnent un nombre d'espèces effectives (Chao et al., 2014 ; Marcon, 2015). *(Tableau 1)*
La diversité α observée est plus élevée pour les parcelles Nord et Centre que pour la parcelle Sud qui présente 16,7 espèces effectives contre respectivement 22,6 et 25,34 pour les deux autres parcelles. Cependant un test de Chi2 effectué pour comparer les parcelles entre elles n'indique aucune différence significative pour l'ensemble de ses résultats. *(Annexe 4)*
Le calcul de la bêta entropie nous indique que cet indice est légèrement plus élevé lorsque l'on analyse les différences entre les communautés Nord-Sud et Centre-Sud tandis que l'indice est plus faible pour les différences de communautés observées entre Nord et Centre.

- La connectance

	Nord	**Centre**	**Sud**
L : Nombre de liens	134	146	99
I : Nombre d'espèces de pollinisateurs	50	57	40
J : Nombre d'espèces de plantes	52	44	33
C=(L/I.J) Connectance	**5,1%**	**5,8%**	**7,5%**

Tableau 2 : Valeur de la connectance pour les réseaux des différentes parcelles

Les valeurs de connectance obtenues lors des analyses *(tableau 2)* indiquent un pourcentage légèrement plus fort pour la parcelle Sud avec 7,5% de connectance contre 5,1% et 5,8%. Une valeur de connectance élevée indique que le réseau présente un plus fort degré de généralisation.

- Indices de Bêta partition

	beta.SIM	beta.SNE	beta.SOR	Ratio SIM/SOR	Ratio SNE/SOR
Nord-Centre	0.2653061	0.05544859	0.3207547	0.82713083	0.17286914
Nord-Sud	0.3333333	0.07575758	0.4090909	0.81481475	0.1851852
Centre-Sud	0.2820513	0.1346154	0.4166667	0.67692307	0.32307693

beta.SIM : Substitution
beta.SNE : Emboitement
beta.SOR : Dissimilarité total

Tableau 3 : Résultat du test de bêta partition

Calculé à partir de la richesse spécifique sous forme de présence/absence, *le tableau 3* nous indique que la dissimilarité totale des espèces observées est plus faible entre la parcelle Nord et la parcelle Centre avec un indice de 0,32 signifiant qu'elles sont toutes

deux assez similaires entre elles. A l'inverse la parcelle Sud présente un indice de dissimilarité totale plus grand quand on la compare aux deux autres parcelles avec respectivement 0,42 et 0,4.
On peut décomposer cette dissimilarité totale en analysant la proportion d'emboitement ou de substitution qui la compose. Ainsi entre la parcelle Nord et Centre 17,3% de la dissimilarité totale observée entre les espèces est due à de l'emboitement contre 82,7% de substitution.
Entre la parcelle Nord et Sud on observe 18,5% d'emboitement et 81,5% de substitution. Enfin entre la parcelle Centre en Sud on relève 32,3% d'emboitement et 67,7% de substitution.

2.2. ANALYSE QUALITATIVE DE LA BIODIVERSITE ET DE L'EFFORT D'ECHANTILLONNAGE

- Taux de couverture et de complétude

	Abeilles	**Syrphes**	**Interactions**
Effectifs relevés	37	40	285
Taux de couverture	98,06%	98,16%	83,7%
Déficit de couverture	2%	1,8%	16,8
Estimation par Jackknife 1	46 (40-58)	49 (44-62)	438 (408-477)
Taux de complétude	80,6%	81,6%	65%

Tableau 4 : Résultats des calculs d'estimation de la diversité

Les calculs d'estimation de la diversité ont été réalisés à l'aide du programme SpadeR (Chao et al., 2015) à partir de l'effectif total des espèces échantillonnées pour les abeilles, les syrphes et pour les interactions.
D'après le *tableau 4*, le taux de couverture estimé pour les abeilles et de 98% cela signifie que d'après le modèle statistique, le déficit de couverture est de 2%. Autrement dit les espèces d'abeilles non échantillonnées représentent 2% des individus du site. Sur le même principe cette valeur s'élève à 1,8% pour les syrphes et 16,3% pour les interactions.

D'après les effectifs totaux de la richesse spécifique des abeilles, des syrphes mais aussi des différentes interactions, le programme SpadeR permet d'estimer le nombre d'espèces ou d'interactions totales réellement présentes sur le site.

Ainsi le nombre d'espèces d'abeilles totales du site estimé par le jackknif 1 est de 46 espèces. Ce qui représente un taux de complétude de 80,6% par rapport aux effectifs relevés. Autrement dit, 80,6% des espèces présentes sur le site ont été échantillonnées lors des 6 mois de capture. Cette valeur s'élève à 81,6% pour les syrphes pour environ 49 espèces réellement présentes. Quant aux interactions, 65% d'entre elles ont pu être observées avec une estimation d'environ 438 interactions possiblement observables.

- Evaluation de l'effort d'échantillonnage

L'analyse de l'effort d'échantillonnage calculé à partir des effectifs totaux des espèces ou des interactions permet d'extrapoler les données afin de modéliser une courbe de raréfaction. Cette courbe permet de quantifier la diversité des espèces échantillonnées en fonction de l'effort d'échantillonnage qui est en fait le nombre de captures totales réalisées.

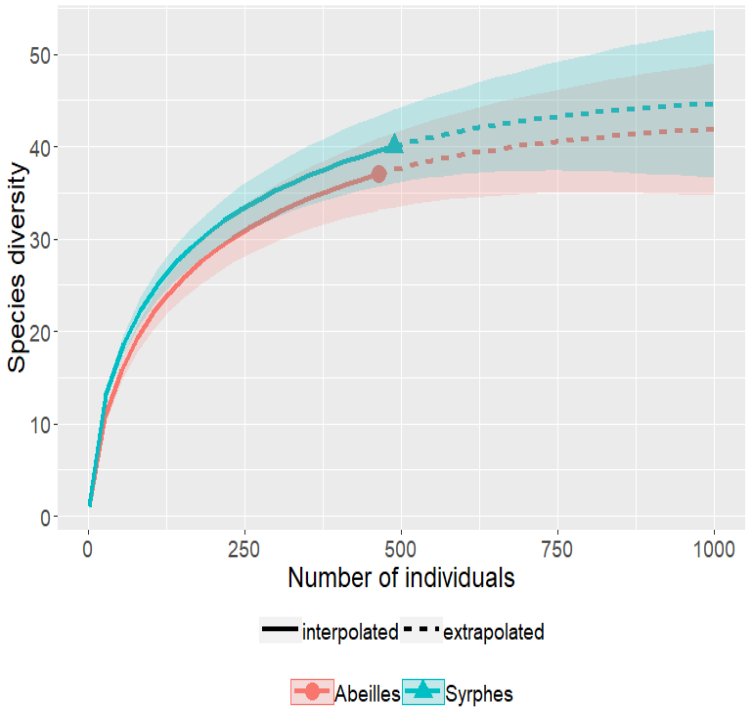

Figure 13 : Courbe de raréfaction des pollinisateurs

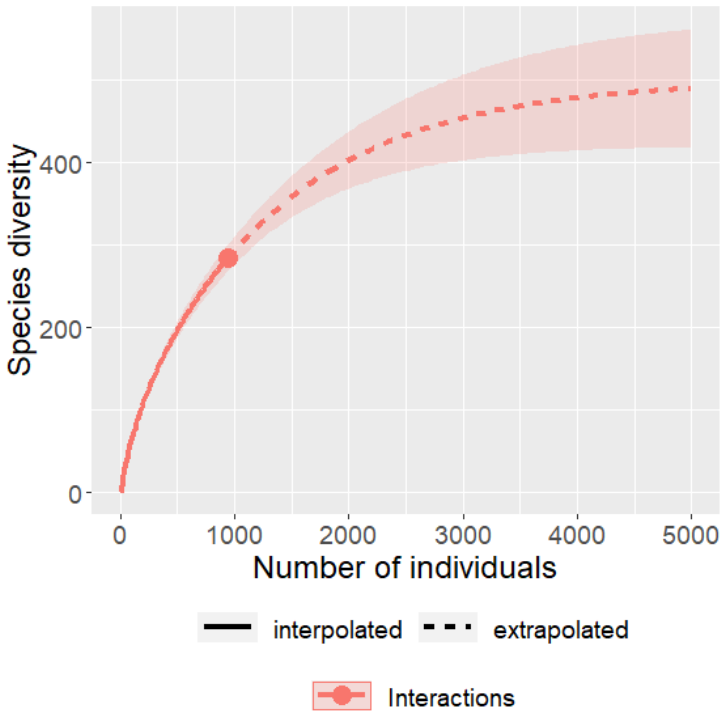

Figure 14 : Courbe de raréfaction des interactions

La *figure 13* présente la modélisation des courbes de raréfactions tracées pour les abeilles et les syrphes. Le nombre d'individus réellement échantillonné est représenté par un point et un triangle. On observe que les deux courbes atteignent rapidement un plateau qui suggère une diversité totale proche de celle estimée précédemment par le jackknife 1 soit environ 43 espèces pour les abeilles et 45 espèces de syrphes. Cette courbe permet également d'estimer l'effort d'échantillonnage nécessaire pour se rapprocher au plus près de la richesse spécifique estimée précédemment. Ainsi on peut constater que pour parvenir à échantillonner la diversité totale des espèces présentes sur le site il faudrait doubler l'effort d'échantillonnage. Ce qui représenterait un total de 2000 captures de pollinisateurs ce qui représenterait environ 126h de capture supplémentaires.

A l'inverse des deux courbes précédentes la *figure 14* représentant la modélisation de la courbe de raréfaction du nombre d'interactions est encore loin d'atteindre un plateau ce qui indique que la valeur que nous avons observée est relativement loin de la diversité totale des interactions estimées.
Une fois de plus l'analyse du graphique nous indique une estimation de la valeur maximale des interactions proches de la diversité totale estimée par jackknif 1 soit environ 450 interactions possibles. Cependant l'effort d'échantillonnage nécessaire pour y parvenir est nettement plus conséquent. En effet l'échelle utilisée pour tracer cette courbe est plus grande que celle étudiant les pollinisateurs. Ainsi si l'on veut espérer s'approcher de la valeur estimée de la diversité totale des interactions il faudrait multiplier l'effort d'échantillonnage par 5. Autrement dit réaliser 5000 captures pour un temps de prospection estimé à 630 heures de captures.

2.3. IDENTIFICATION DES ESPECES STRUCTURANTES DU RESEAU D'INTERACTION

- Réseau d'interactions bipartite

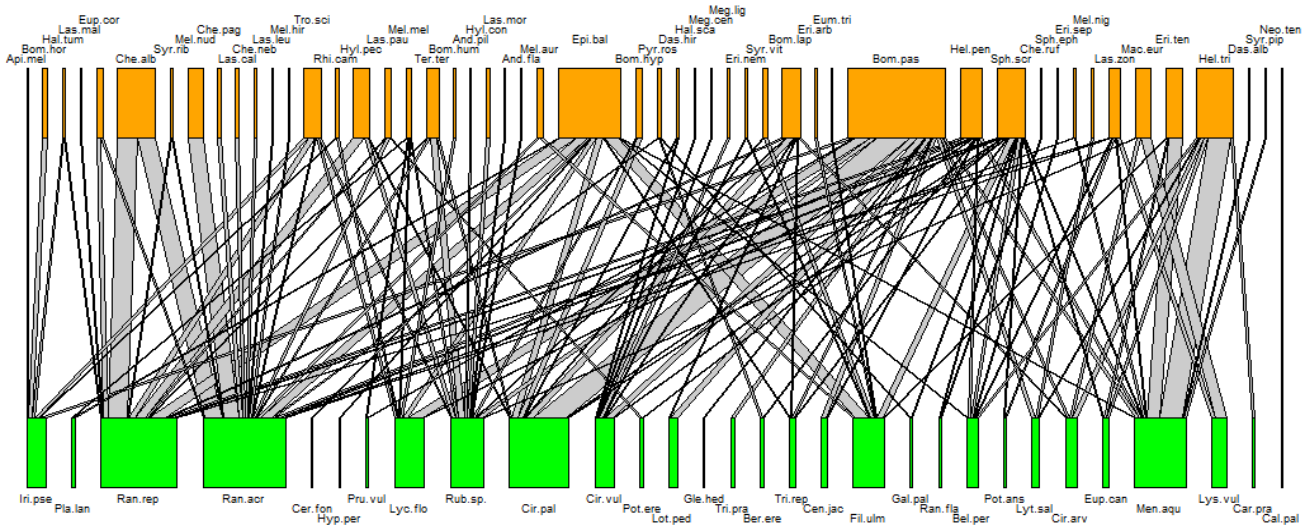

Figure 15 : Représentation bipartite du réseau de la parcelle Nord

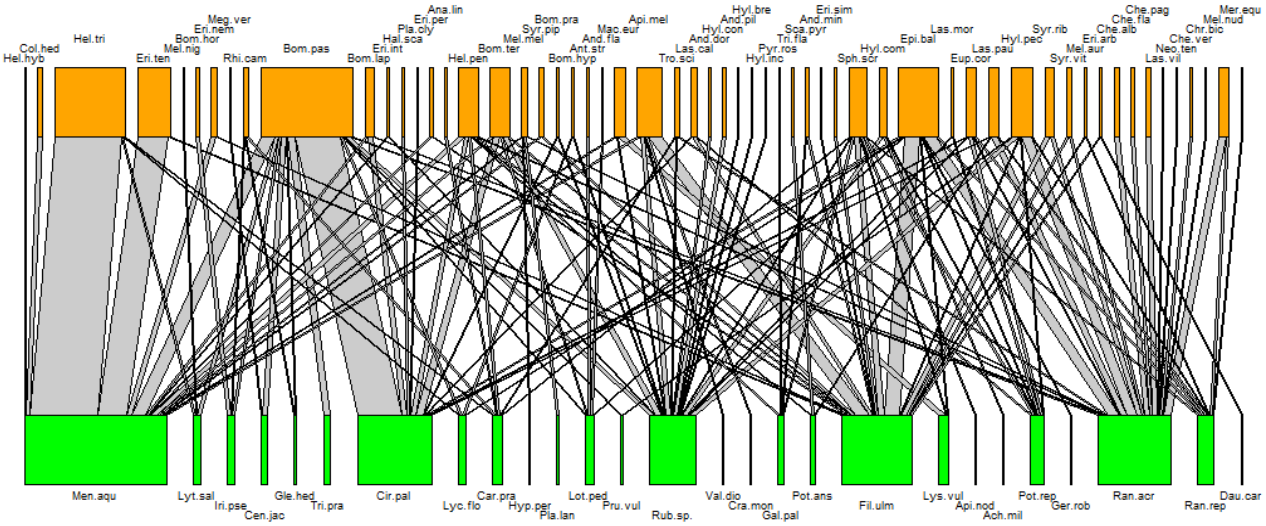

Figure 16 : Représentation bipartite du réseau de la parcelle Centre

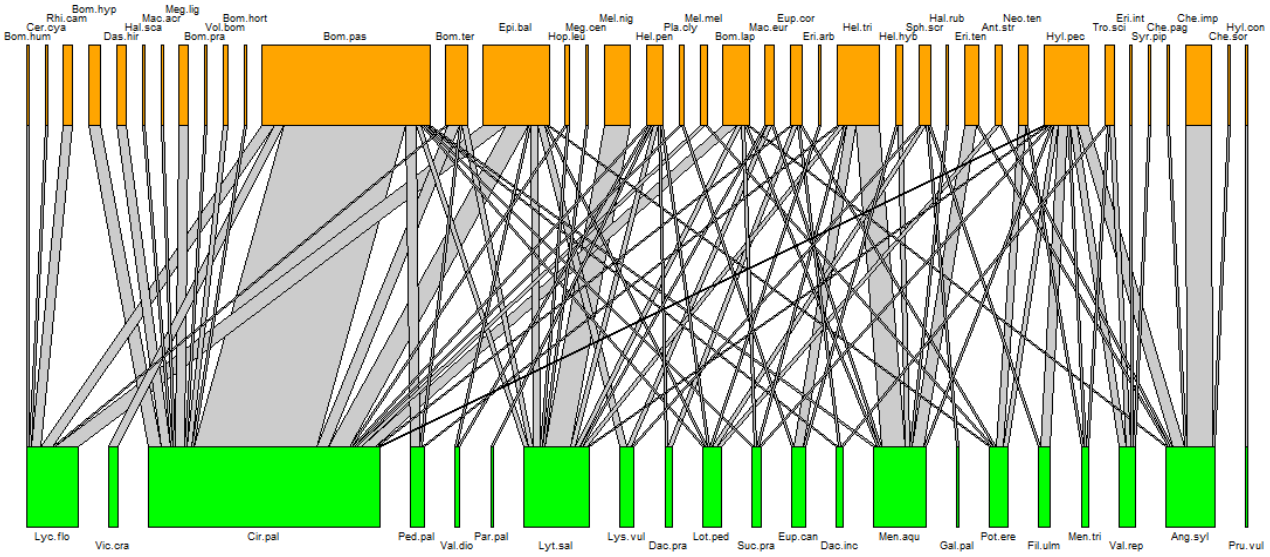

Figure 17 : Représentation bipartite du réseau de la parcelle Sud

La représentation des interactions sous forme de réseau bipartite permet d'identifier les espèces de pollinisateurs réalisant le plus de visites mais aussi les espèces de plantes présentant le plus d'interactions. (Liste des abréviations en *Annexe 6*) Cette représentation peut aussi donner des indications quant au rôle spécifique ou généraliste des acteurs du réseau.
Si l'on étudie la *figure 15* représentant la parcelle Nord on peut observer que les pollinisateurs effectuant le plus de liens sont Bombus pascuorum, Episyrphus balteatus, Chelosia albitarsis et Helophilus trivitattus. Tandis que les plantes comptabilisant le plus d'interactions sont : Ranunculus repense, Ranunculus acris, Cirsium palustre, Mentha aquatica. On observe également une relation unique entre Neoascia tenur et Caltha palustris.
En étudiant la *figure 16*, on observe que les pollinisateurs effectuant le plus de liens sont à nouveau Bombus pascuorum, Episyrphus balteatus, et Helophilus trivitattus. Les plantes comptabilisant le plus d'interactions sont également Mentha aquatica, Ranunculus acris, Cirsium palustre avec Filipendula ulmaria en plus.
Enfin la parcelle Sud représentée par la *figure 17* présente tout d'abord des liens moins nombreux mais plus épais. Les 4 pollinisateurs ayant réalisés le plus de liens sont, à nouveau Bombus pascuorum, Episyrphus balteatus avec cette fois-ci les Hylaeus pectoralis. Les plantes les plus visitées sont le Cirsium palustre, Lythrum salicaira, Mentha aquatica et Angelica sylvestris.

- Force d'interaction

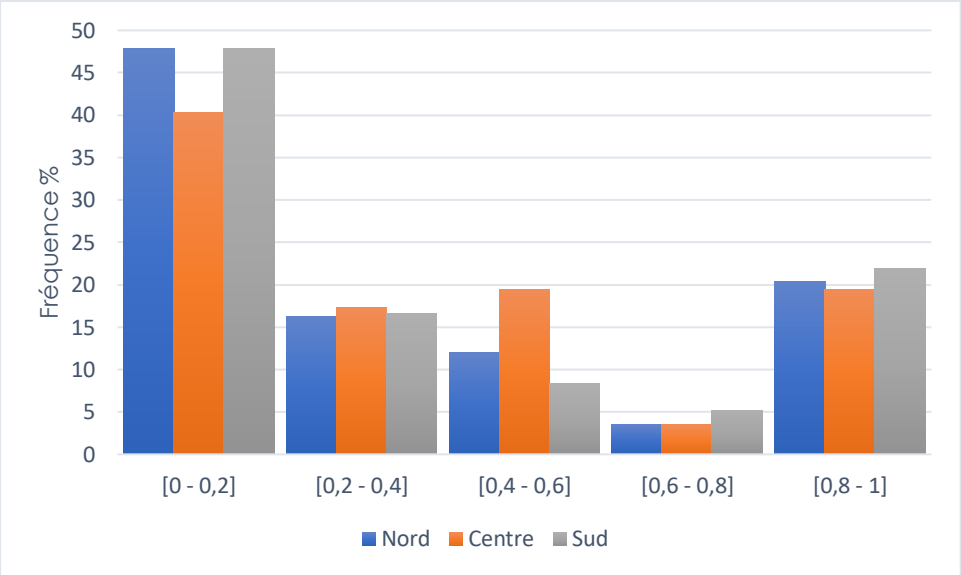

Figure 18 : Dépendance des pollinisateurs aux plantes selon les parcelles

La *figure 18* présente la fréquence des pollinisateurs regroupés par classes en fonction de leurs forces d'interaction. Dans un premier temps, on peut constater que l'analyse de la force d'interaction des pollinisateurs varie faiblement selon les sites. Des tests de Chi2 ont été réalisés *(Annexe 4)* et ont révélé qu'il n'y avait pas de différence significative de la répartition des forces d'interaction des pollinisateurs sur les différentes parcelles.

Ainsi, cette analyse révèle que 80% des pollinisateurs se trouvent dans l'intervalle 0 à 0,6, indiquant une faible dépendance aux plantes qu'ils visitent. D'autre part, pour chaque parcelle, on observe qu'environ 20% des pollinisateurs présentent une forte dépendance aux plantes qu'ils visitent.

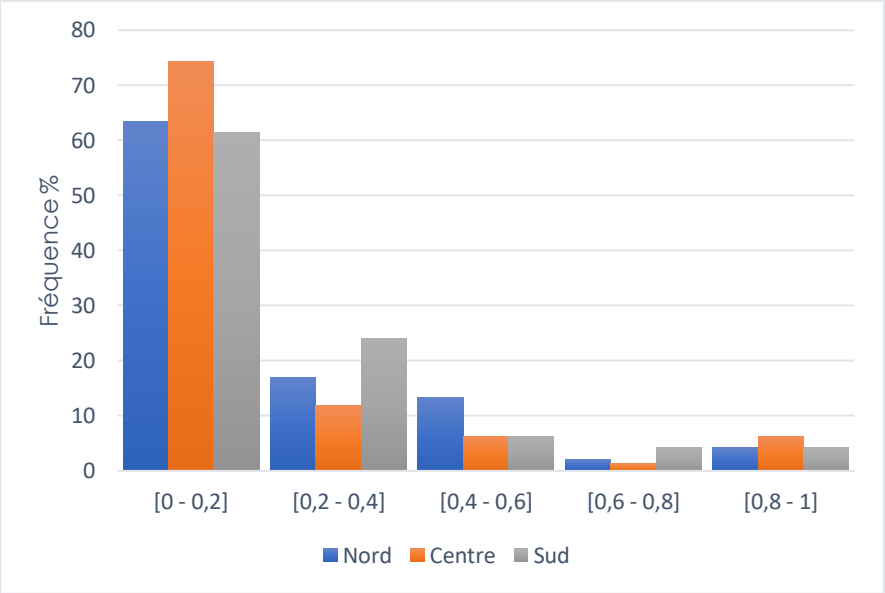

Figure 19 : Dépendance des plantes aux pollinisateurs selon les parcelles

Comme pour les pollinisateurs, la variation de la force d'interaction des plantes *(figure 19)* sur les différentes parcelles a été testée à l'aide d'un test de Chi2 *(Annexe 4)*. Ce test ne révèle pas de différences significatives. Ainsi on peut observer que plus de 90% des plantes à fleurs se retrouvent dans l'intervalle 0-0,6 signifiant une faible dépendance aux pollinisateurs qui les visitent.

- Degré de spécialisation au niveau de l'espèce (d ') et au niveau du réseau (H2')

La valeur de d' calculé à partir du package bipartite permet d'estimer le degré de spécialisation de chaque espèce d'abeilles compte tenu de la fréquence et du poids des interactions. Plus cette valeur est élevée, plus le pollinisateur est spécialisé sur des plantes rares ou peu visitées. A l'inverse plus cette valeur est faible plus le pollinisateur butine des plantes fortement visitées. Les *figures 20,21 et 22* présentent les valeurs de d' pour chaque pollinisateurs au sein des parcelles Nord Centre et Sud. Les valeurs moyennes de d' sont regroupées dans le tableau 5.

	Nord	**Centre**	**Sud**
Valeur moyenne de d'	0,32661274	0,3386462	0,3536098

Tableau 5 : Valeur moyenne de d' par parcelle

D'après le *tableau 5,* la valeur moyenne du degré de spécialisation au niveau de l'espèce est faible pour l'ensemble des résultats et varie très peu entre les parcelles indiquant une faible proportion d'espèces spécialistes au sein des communautés. Les espèces spécialistes peuvent être identifiées sur chaque parcelle à l'aide des *figures 20,21,22* en regardant les espèces avec un indice d' proche de 1.

Ainsi, sur la parcelle Nord, les espèces les plus spécialisées sont Neoascia tenur, Melitta nigricans et Macropis europea. Ensuite, sur la parcelle Centrale, les Anthidiellum strigatum ainsi que les Bombus hortorum et Trichopsiomyia flavitarsis sont les espèces les plus spécialisées. Enfin, sur la parcelle Sud, on retrouve Hylaeus confusus, Cheilosia impressa ainsi que Neoascia tenur.

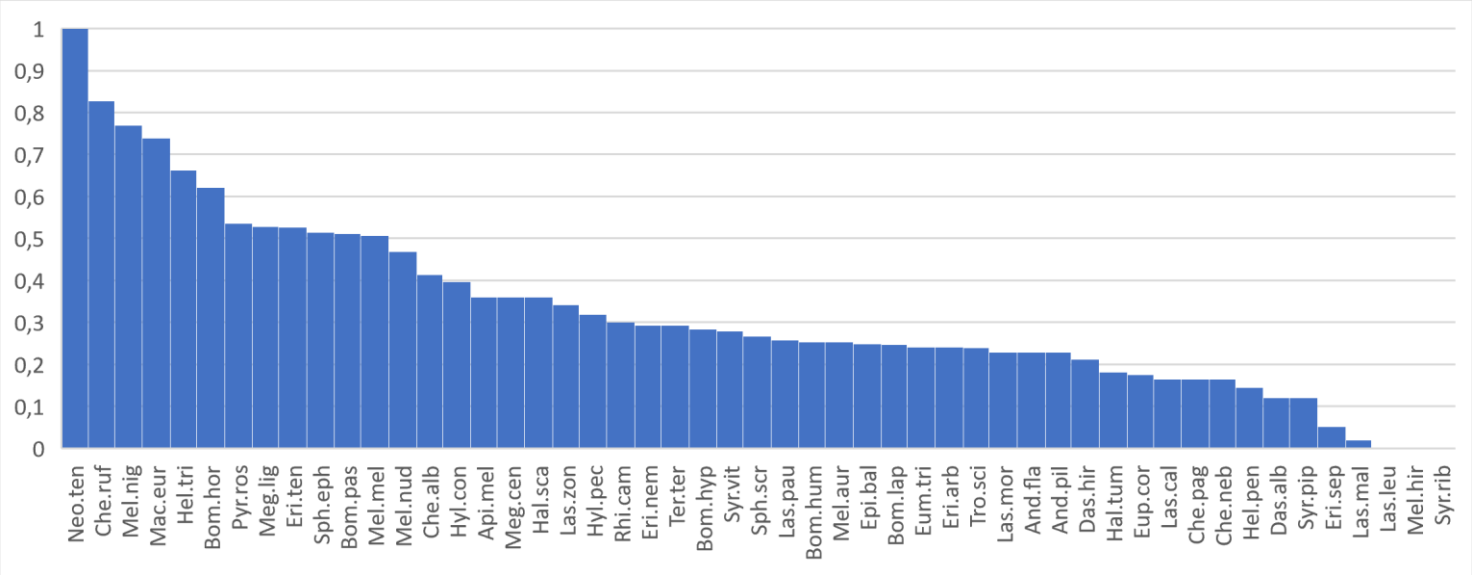

Figure 20 : Valeur de d' pour les espèces de la parcelle Nord

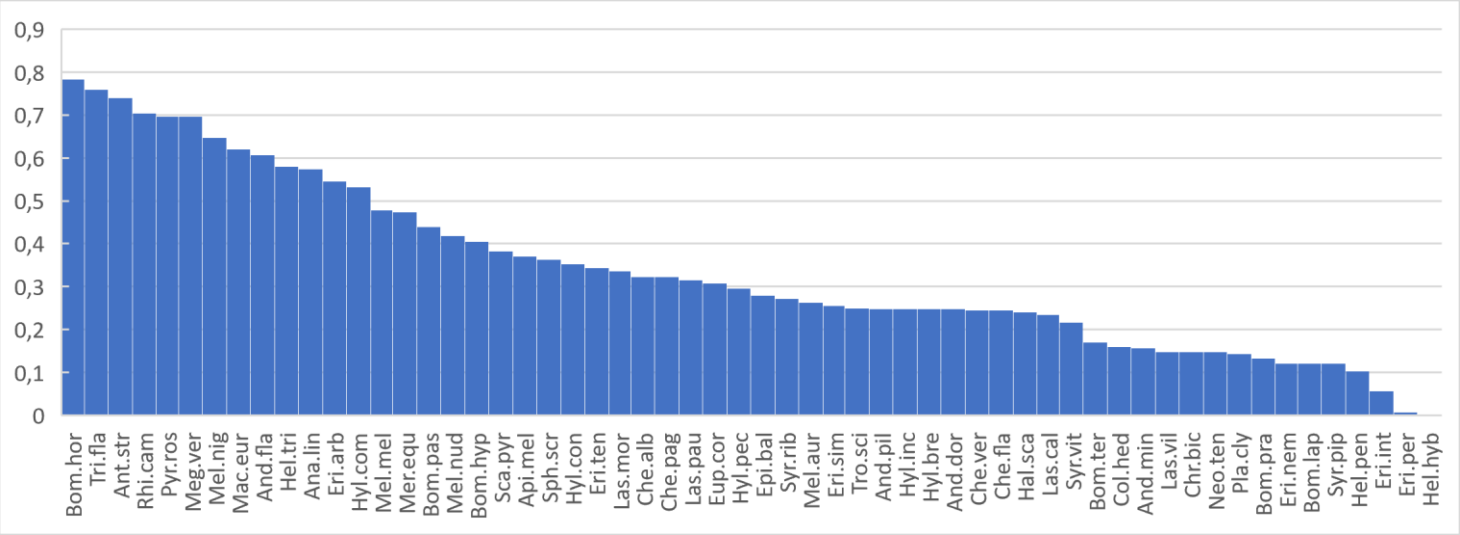

Figure 21 : Valeur de d' pour les espèces de la parcelle Centre

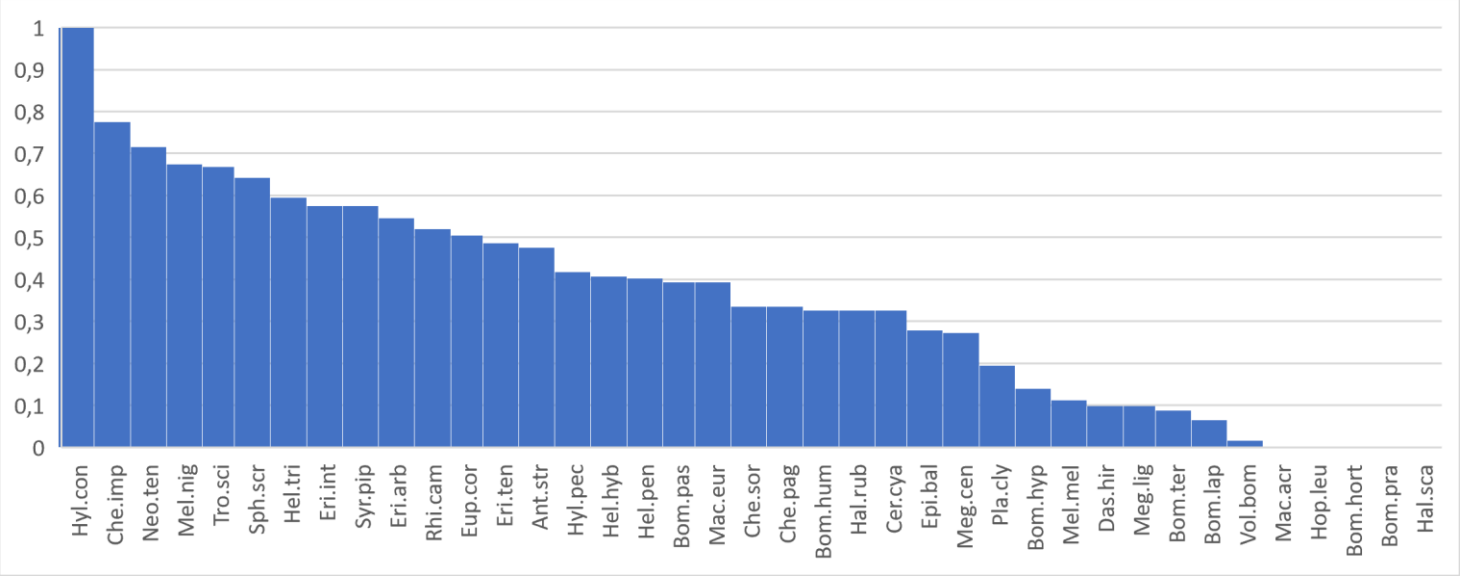

Figure 22 : Valeur de d' pour les espèces de la parcelle Sud

	H2'
Nord	0.4203603
Centre	0.471265
Sud	0.4767371

Tableau 6 : Valeur de H2' pour les réseaux Nord Centre et Sud

L'indice H2' est complémentaire à l'indice d' car il indique la valeur de généralisation du réseau. Ainsi plus la valeur de H2' est basse et plus le réseau est composé d'espèces généralistes. D'après les résultats obtenus pour cet indice *(tableau 6)* il apparaît que la parcelle Nord est composée d'un plus grand nombre d'espèces généralistes que les parcelles Centre et Sud. Avec un indice de 0,42 contre 0,47 et 0,48 pour les parcelles Centre et Sud.

2.4. ÉVALUATION DE LA QUALITE DU MILIEU

- Asymétrie d'interaction

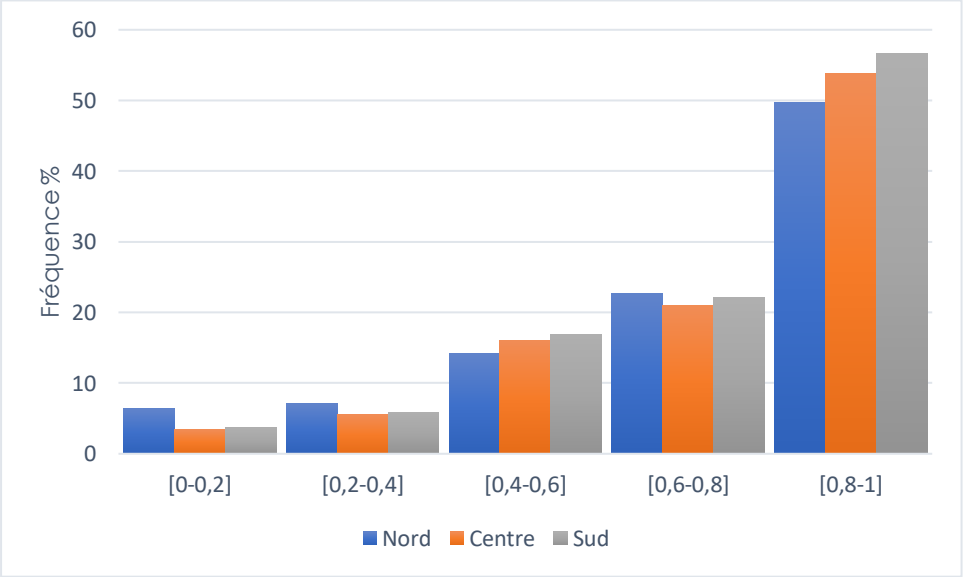

Figure 23 : Asymétrie d'interaction des espèces

Etroitement reliée à la force d'interaction des espèces, l'asymétrie calculée pour l'ensemble des parcelles a été testée par un test de Chi2 et ne révèle pas de différence significative entre les trois parcelles *(Annexe 4)*.
On observe à partir de la *figure 23* que 70 à 80 % des observations se situent entre 0,6 et 1 signifiant que les réseaux d'interactions présentent sur l'ensemble du site sont asymétriques.
Les réseaux asymétriques comportent un nombre plus élevé d'interactions spécialiste-généraliste que d'interaction spécialiste-spécialiste. (Bascompte et al., 2006)

DISCUSSION

1. DIVERSITE ET REPARTITION DES POLLINISATEURS SUR LE MARAIS

Bien que l'analyse de la répartition de la richesse spécifique et l'étude de l'indices de diversité alpha ont mis en évidence que la distribution de la quantité d'espèces des pollinisateurs à travers les parcelles n'était pas significativement différente. L'abondance des pollinisateurs récoltés est quant à elle est significativement différente entre les parcelles Nord-Sud et Centre-Sud. Nous allons essayer de comprendre quels facteurs peuvent expliquer cette variation.
Alors que sur les parcelles Nord et Centre on recense plus de 50 espèces de pollinisateurs *(figure 8)* et presque autant d'espèces de plantes à fleurs pour une moyenne de 350 interactions observées. *(figure 10)* La parcelle Sud présente quant à elle une richesse faunistique et floristique plus faible avec respectivement 33 espèces de fleurs, 40 espèces de pollinisateurs pour un total de 260 interactions. Cependant il serait maladroit de tenter d'expliquer qu'un nombre d'espèces observées légèrement moins important soit responsable de la plus faible quantité d'interactions relevées car d'autres facteurs peuvent expliquer ces différences.

La variation de quantité d'interactions pourrait s'expliquer par le fait que les habitats retrouvés sur chaque parcelle sont variables. En effet selon Falk, 2015 les pollinisateurs possèdent des préférences au niveau alimentaire mais également au niveau de l'habitat où ils pourront nicher et se reproduire. Ainsi, selon leurs genres ils auront tendance à préférer certains milieux plutôt que d'autres. (Kevan & Baker, 1983). Or, dans notre cas les habitats présents sur chaque parcelle sont effectivement différents. Alors que les parcelles Nord et Centre présentent une végétation assez homogène de type prairial. Le Sud du marais est une zone plus hétérogène et humide possédant plusieurs associations végétales du type roselière.
Cependant, la parcelle Sud étant beaucoup plus humide et hétérogène, la majeure partie de sa surface y est recouverte par une végétation assez haute avec une grande proportion de jonc. Par conséquent la surface de recouvrement moyenne des plantes à fleur répartie sur l'hectare de la parcelle sud était 50% moins importante que sur les deux autres avec une moyenne de 5% de plantes à fleurs répartie sur l'ensemble de la végétation. Cette faible surface de recouvrement floral additionné à un paysage morcelé et une végétation assez haute rend la détection des fleurs plus difficile aux pollinisateurs. Cette caractéristique serait donc responsable de la plus faible quantité d'interaction observées car la disponibilité et la diversité des ressources florales peuvent influencer directement les potentiels réseaux d'interactions. (Baum & Wallen, 2011).

A propos de la diversité spécifique des pollinisateurs échantillonnés nous avons pu remarquer que du côté des apoïdes les Bombus étaient de loin le genre le plus abondant avec une moyenne de quasiment 100 bourdons attrapés sur chacune des parcelles. *(figure 12)* La deuxième place revenant aux Hylaeus avec « seulement » de 20 individus capturés par parcelle en moyenne. Cette omniprésence des bourdons qui ne semblent eux pas faire de distinction entre les différents habitats présents sur les parcelles peut être lié à plusieurs facteurs. Tout d'abord au niveau de leurs écologie, les bourdons sont des pollinisateurs peu spécifiques dans le choix de leur nourriture par exemple les Bombus lapidarius illustrent bien cette caractéristique car ils ont été observés sur 12 plantes différentes au cours de cette étude pour seulement 30 interactions totales observées. *(Annexe 6)*
De plus ce phénomène peut aussi s'expliquer par le fait que les Bombus ont une sensibilité moins grande à la température et aux climats. Ils peuvent ainsi commencer à butiner plus tôt le matin lorsque les températures sont encore fraîches et ils peuvent aussi continuer à voler lorsque les températures dépassent les 25° ce qui n'est pas le cas de toutes les espèces. (Olesen et al., 2008). Ainsi la plage horaire pour capturer les bourdons étant plus élevée que pour la plupart des autres

apoïdes, les chances de rencontrer un bourdon plutôt qu'une autre espèce est donc plus élevée. Chez les syrphes on ne remarque pas de tels écarts dans l'abondance des différents genres échantillonnés.

En ce qui concerne la composition communautés de pollinisateurs, l'analyse de l'entropie Bêta, de la connectance et de la bêta partition entre chaque parcelle nous donne des résultats coïncidants. D'après les résultats de ces analyses, les communautés retrouvées au Nord et au Centre sont assez similaires entre elles contrairement aux communautés de pollinisateurs Nord-Sud et Centre-Sud, où l'indice de beta entropie plus élevé signifie qu'elles sont davantage différentes les unes des autres. Le calcul de la connectance indique que la divergence de résultat entre les parcelles Nord/Centre et la parcelle Sud serait liée au fait que les communautés de pollinisateurs seraient plus spécialistes au Nord et au Centre que sur la parcelle Sud là où, un pourcentage de connectance plus élevé indique une tendance à être légèrement plus généraliste.
Enfin l'indice de bêta partition indique que la dissimilarité totale calculée entre les parcelles est plus importante lorsque l'on compare la parcelle sud avec les deux autres à contrario cet indice indique lui aussi que les parcelles nord et centre sont davantage similaires entre elles.
La décomposition de la dissimilarité indique que parmi les faibles différences d'assemblage de la composition des espèces présentes entre la parcelle nord et centre 82,7% de la différence d'assemblage est liée à la substitution de certaines espèces par d'autre alors que 17,3% de la dissimilarité est due à la perte d'espèces d'un site à l'autre. *(tableau 3)* Ces résultats sont assez proches lorsqu'on analyse la dissimilarité entre la parcelle Nord et la parcelle Sud avec 81,5% d'emboitement et 18,5% de substitution. Enfin la dissimilarité observée entre la parcelle Centre et Sud est le résultat de 67,7% d'espèces substituées au et 32,3% d'espèces perdues entre les deux. Il y a donc une plus grande proportion d'espèces perdues entre ces deux parcelles.

Une fois de plus les résultats obtenus permettent de constater que la parcelle Sud se démarque alors que l'on observe de plus en plus de similitudes dans la composition des communautés de pollinisateurs des parcelles nord et centre. Comme précédemment l'hypothèse la plus probable pour expliquer la différence d'assemblage des communautés est sans doute lié à la particularité des habitats présent sur chaque parcelle.

2. ANALYSE DE LA QUALITE DU PROTOCOLE ELABORE ET DE SON APPLICATION

Les calculs réalisés à l'aide du programme SpadeR nous permettant d'évaluer la qualité de l'échantillonnage réalisé indiquent que 98% des abeilles et syrphes présents sur le site ont pu être couverts lors des séances de capture. *(tableau 4)* Cela signifie que les espèces de pollinisateurs non échantillonnées représentaient 2% des individus présents sur le site lors de l'échantillonnage. C'est un résultat très satisfaisant car d'après une estimation de la richesse spécifique totale du site par jackknife 37 des 46 espèces totales d'abeilles estimées ont pu être capturées au cours de ce stage ce qui représente un taux de complétude de 80,6% des résultats assez similaires ont également été obtenus pour les syrphes avec 40 espèces capturées sur 49 espèces estimées le taux de complétude s'élève à 81,6%.
La présente étude portant sur les interactions plante-pollinisateur il semblait également judicieux d'essayer d'estimer la proportion d'interaction couverte lors de l'échantillonnage. Ici les résultats sont un peu moins élevés que pour les pollinisateurs, avec un taux de couverture de 83,7% et un taux de complétude de 65%

Cependant cela peut facilement s'expliquer. Car au vu du nombre d'espèces de plantes à fleurs et de pollinisateurs présents. Le nombre d'interactions possibles est assez conséquent. Si on prend l'exemple d'une espèce de pollinisateur généraliste qui n'est rencontrée qu'à 2 reprises il est fort probable voire inévitable que la quantité d'interactions enregistrées pour cette espèce est largement inférieure au nombre d'interactions possiblement réalisables par cette dernière.
C'est pourquoi, dans le but d'analyser l'effort d'échantillonnage nécessaire pour se rapprocher au mieux de l'exhaustivité une extrapolation des résultats a permis de modéliser des courbes de raréfactions pour la richesse des pollinisateurs mais aussi la quantité d'interactions observées.

L'analyse graphique de cette courbe révèle que si l'on voulait se rapprocher au plus près de l'estimation du nombre d'interactions calculées et donc d'avoir un taux de complétude proche de 100% il faudrait déployer un effort d'échantillonnage 5 fois supérieur à ce qui a été appliqué jusqu'à présent ce qui représenterait la nécessité de capturer environ 5000 pollinisateurs pour un temps de prospection estimée à 630 heures de captures. *(figure 14)*
Cette estimation permet de relativiser sur le ratio coût/ bénéfice qu'il faudrait appliquer si l'on voulait parfaire la méthode.

De même, pour les pollinisateurs qui eux présentaient un taux de complétude de 80% l'estimation de l'effort d'échantillonnage nécessaire pour se rapprocher de l'exhaustivité indique qu'il faudrait doubler l'effort d'échantillonnage représentant un total de 2000 captures pour 252h de terrain afin de pouvoir collecter « seulement » 9 espèces supplémentaires. *(figure 13)*
Ainsi au vu des résultats obtenus par ses différents tests nous pouvons d'une part nous assurer de la qualité de l'échantillonnage réalisé ce qui permet par la même occasion de s'assurer de la fiabilité des résultats obtenus pour tous les tests statistiques réalisés.
D'autre part, le taux de complétude assez élevé indique que le protocole de capture élaboré et mis en place pour cette étude permet d'obtenir de bons résultats.

3. ETUDE DES RESEAUX D'INTERACTION

La représentation de la structure des réseaux sous la forme d'un réseau bipartite permet de visualiser concrètement la structure des liens et des nœuds réalisés entre plantes et pollinisateurs selon les parcelles. *(Figures 15,16,17)* La lecture de ce schéma permet de voir que les espèces avec le plus grand nombre de liens sont souvent les mêmes, on peut aussi assez facilement identifier les espèces qui n'ont interagie qu'avec une autre espèce. Cependant bien que ce schéma soit un moyen d'observer de manière globale le réseau étudié il est assez difficile d'en tirer plus d'informations sans considérer d'autre indices.
En s'intéressant aux forces d'interactions qui relient les plantes et des pollinisateurs il semble que leur répartition n'est pas différente entre les parcelles. (figures 18-19) Les pollinisateurs présents sur l'ensemble des parcelles sont pour 80% d'entre eux peu dépendants du type de plante qu'ils visitent, malgré tout on retrouve pour chaque communauté un ratio d'au moins 20% des pollinisateurs qui présentent une très forte dépendance aux plantes. Cette forte dépendance peut s'expliquer de 2 façons, la première étant que le pollinisateur est un spécialiste et qu'il se dirige systématiquement vers la même espèce de fleur, c'est d'ailleurs l'observation qui a été faite sur le terrain pour les Melitta nigricans qui, au cours de l'échantillonnage ont été observés en interaction qu'avec une seul espèce de fleur pour un total de 14 observations relevées. *(Annexe 6)* A contrario, cette forte dépendance peut s'expliquer par le fait qu'une seule interaction a été enregistrée pour le pollinisateur. Par conséquent n'ayant été observé que sur un type de fleurs il sera à tort considéré comme ayant une dépendance très grande à cette espèce alors qu'il peut s'agir d'une espèce généraliste. L'étude de la dépendance des plantes

aux pollinisateur quant à elle indique que moins de 5% d'entre elles sont strictement dépendantes d'une espèce de pollinisateur particulier.
En effet la majeure partie des individus du réseau étant assez généraliste les pollinisateurs auront tendance à visiter beaucoup d'espèces sans grande distinction.
Le calcul de la valeur de d'Moyen et H2' *(tableau 5 et 6)* pour chaque parcelle coïncide avec les résultats précédents car les résultats ne permettent pas de distinguer de différence du degré de spécialisation entre parcelle et indique une tendance plutôt généraliste des communautés de pollinisateurs.
Cependant le calcul de l'indice d' permet de nous indiquer en détail quelles espèces font partie des pollinisateurs qui sont très dépendants d'une plante. Et si cette dépendance est due à un effet d'interaction unique ou à une réelle tendance à être spécialiste.
Ainsi, parmi les espèces ayant une valeur de d' importante *(figures 20,21,22)* on retrouve beaucoup d'espèces pour qui peu d'interactions ont été enregistrées telles que Neoascia tenur, Hylaeus confus, Anthidiellum strigatum, Bombus hortorum… Bien que l'on ne puisse pas exclure le fait qu'il s'agisse réellement d'une relation spécialiste-spécialiste une rapide étude de l'écologie des espèces nous indiquent qu'elles ne sont pas véritablement nécessairement dépendantes de l'espèce sur laquelle ils ont été retrouvés, le fait que l'on retrouve un indice aussi élevé pour un Bombus en est la preuve si l'on se réfère à la première partie de cette discussion.
Pour autant il semble que ce pattern soit tout de même justifié pour certaines espèces telles que Melitta nigricans pour qui la quantité d'interactions enregistrées sur une plante identique indique une réelle tendance à la spécificité.
Enfin de manière générale et comme le démontre les résultats observés pour l'asymétrie d'interaction *(figure 23)* les réseaux présents sur le marais sont fortement asymétriques. Ce qui indique une grande proportion d'interaction entre spécialiste-généraliste et peu d'interaction entre spécialiste- spécialiste. Or comme l'indique Bascompte et al., 2006. Une asymétrie des réseaux d'interaction peu améliorer la coexistence à long terme et faciliter le maintien de la biodiversité. Si par exemple une espèce spécialiste venait à disparaitre son rôle pourrait être compensé par les espèces généralistes présentes en plus grande proportion, à l'inverse si l'on avait une majorité d'espèces ayant des relations spécialiste-spécialiste, la disparition de l'une d'entre elles entrainerait rapidement un déséquilibre dans le réseau. Ce résultat démontre une certaine stabilité dans le maintien de la diversité des pollinisateurs présents sur le site. Il sera donc intéressant d'évaluer l'évolution de ces indices au fil des années afin d'adapter la gestion du site si nécessaire.

4. LIMITES DE L'ETUDE

Concernant le protocole appliqué pour l'échantillonnage, certains points méritent d'être abordés, tout d'abord, en ce qui concerne la capture des pollinisateurs les aléas dues au covid19 ont repoussé le début de l'échantillonnage d'un mois, ce qui a pu nous faire manquer les espèces de pollinisateurs présentes en début de saison.
Concernant la fréquence de capture elle semble avoir été adéquate car chaque quinzaine nous pouvions observer des changements dans la composition de la végétation et l'apparition de nouvelles espèces. Cependant le fait d'avoir capturé les pollinisateurs en découpant la journée en 3 sessions de 2h ne s'est pas révélé utile pour cette étude, bien que ce détail non contraignant permette d'apporter quelques informations supplémentaires au niveau de la phénologie des communautés de pollinisateurs, il n'a pas été exploité.
Au niveau de la méthode de capture, le choix de suivre un transect aléatoire s'est révélé très judicieux car selon les milieux, la très faible surface de recouvrement des plantes à fleurs a pu

nous contraindre à devoir marcher plusieurs minutes avant de devoir rencontrer une fleur. De plus certaines zones se sont révélées de plus en plus difficiles d'accès au fil du temps en raison de la croissance la végétation.
Le choix des parcelles est cependant un élément discutable car la proximité de la parcelle Nord et de la parcelle Centre peut être responsable des fortes similitudes retrouvées entre les deux réseaux d'interactions qui les composent.
A propos du traitement et de l'identification des pollinisateurs, la préparation, l'épinglage et l'encodage des spécimens est l'une des phases les plus chronophage de l'étude, ainsi, dans le but de gagner du temps une partie des Bombus capturés n'ont pas été épinglés lorsque leur identification était possible en alcool.
Enfin en ce qui concerne la validité des résultats, bien qu'une partie des insectes ait été vérifiée et validée par plusieurs personnes. Certaines identifications n'ont pas été vérifiées il est donc possible que certaines espèces retrouvées dans les listes annexes et qui ont été utilisées pour les calculs aient été mal identifiées au niveau de l'espèce.
Cette liste sera d'ailleurs mise à jour lorsque tous les individus auront été validés par des experts.

CONCLUSION

Au terme de ces 6 mois de stage, l'élaboration ainsi que la mise en pratique d'un protocole de capture a permis d'effectuer une première étude de la composition des pollinisateurs et de leurs répartitions au sein des différents habitats présents sur le marais de Villiers.
Les résultats obtenus pourront ainsi faire office d'état de référence et seront utilisés comme points de comparaison lors des prochaines années.
Le protocole ainsi que les analyses qui ont été effectués dans ce rapport ont été sélectionnés avec soin en vue de répondre au mieux aux attentes et différentes problématiques du projet life.
Ainsi, l'application de ce protocole sur le terrain à montrer des résultats positifs du point de vue de son efficacité. L'analyse des réseaux via la différente métrique sélectionnée a permis de décrire de la composition des espèces présentes ainsi que leurs répartitions mais également les causes pouvant expliquer leurs dissimilarités.

Les résultats ont montré une similarité dans la composition des espèces de pollinisateurs entre la parcelle Nord et Centre s'expliquant probablement par la faible distance qui les séparent et par l'assemblage des habitats qui les composent qui sont assez similaires. Contrairement à la parcelle sud qui a présenté un assemblage de pollinisateurs assez différents et une abondance générale plus faible probablement liée à l'hétérogénéité de la végétation présente et la plus faible surface de recouvrement floral qui a été observé sur cette parcelle tout au long de l'échantillonnage.

MISSIONS ANNEXES

Parallèlement à la réalisation de mon sujet d'étude, j'ai pu prendre part à l'application d'un protocole de prospection des hétérocères sur les prairies d'Hurionville à Lillers. Cette sortie nocturne fut pour moi l'occasion d'acquérir de nouvelles compétences relatives à l'identification des papillons de nuit.
Ensuite, durant le mois d'août j'ai également pu participer à une sortie sur le thème de la vipère péliade en compagnie de Gaëtan Rey et Flavien Maniez. Durant cette dernière j'ai pu apprendre de nombreuses informations sur l'écologie et le comportement de cette espèce menacée. De plus nous avons eu la chance de pouvoir en observer une de très près. Cette sortie m'a également permis d'avoir un aperçu des missions pédagogiques que le conservatoire met en place afin de sensibiliser les gens sur la biodiversité de nos régions.

BILAN PERSONNEL

Malgré les conditions particulières durant lesquels ce stage a eu lieu, j'ai pu vivre une expérience très enrichissante aussi bien sur le plan professionnel que sur le plan humain.
Ayant une affinité particulière pour l'entomologie le sujet sur lequel j'ai travaillé m'a tout de suite plu. La tâche qui m'a été confié m'a permis de mener à bien une étude de A à Z et en totale autonomie. Cependant, j'ai pu compter sur les membres du conservatoire de Lillers ainsi que le conservatoire de Picardie pour m'aiguiller et échanger des idées sur la réalisation de cette étude. Ainsi j'ai appris à élaborer un protocole à partir de recherches bibliographiques et des retours d'expériences que j'ai pu collecter, puis à m'organiser avec les chargés d'études afin de se concerter sur le projet et préparer sa mise en place. Ainsi les responsabilités qui m'ont été confiées m'ont permis d'améliorer plusieurs compétences comme le sens de l'organisation, le travail d'équipe, la gestion du temps et l'autonomie.
Ensuite une grande partie de ce stage a été dédiée à l'inventaire puis la détermination des espèces capturées suite à la mise en place du protocole. Durant cette phase j'ai pu y perfectionner ma technique d'épinglage en expérimentant de nouvelles méthodes pour préserver au mieux l'intégrité physique des Apoïdes en vue de leur mise en collection. Et plus particulièrement les abeilles appartenant au genre Bombus. Cette étape étant indispensable pour parvenir à l'identification des espèces et pour réaliser des collections de qualité.
Concernant la détermination, les nombreuses identifications que j'ai pu effectuer durant ces 6 mois ont contribué à enrichir mes compétences naturalistes. J'ai d'une part pu renforcer mes connaissances sur les abeilles en déterminant des espèces que je n'avais pas encore rencontré jusqu'à présent. D'autre part, ce stage m'a offert l'opportunité de me former à la détermination des syrphes pour laquelle j'étais encore novice me permettant désormais d'ajouter une nouvelle corde à mon arc.

Au delà de la réalisation de cette étude, prendre part au quotidien du conservatoire et en apprendre plus sur les missions et le fonctionnement de cette association fut très agréable. Les valeurs qu'elle possède et transmet ainsi que les efforts mis en place pour protéger l'environnement m'ont conforté dans le choix de ma carrière.

BIBLIOGRAPHIE

- Aizen, M. A., Morales, C. L., & Morales, J. M. (2008). Invasive Mutualists Erode Native Pollination Webs. PLoS Biology, 6(2), e31. doi:10.1371/journal.pbio.0060031
- Aizen, M. A., Sabatino, M., & Tylianakis, J. M. (2012). Specialization and Rarity Predict Nonrandom Loss of Interactions from Mutualist Networks. Science, 335(6075), 1486–1489. doi:10.1126/science.1215320
- Bascompte, J. & Jordano, P. (2007) Plant-animal mutualistic networks: the architecture of biodiversity. Annual Review of Ecology and Systematics, 38, 567–593.
- Bascompte, J., Jordano, P. & Olesen, J.M. (2006) Asymmetric coevolutionary networks facilitate biodiversity maintenance. Science, 312, 431 –433.
- Bascompte, J., Jordano, P., & Olesen, J. M. (2006). Asymmetric Coevolutionary Networks Facilitate Biodiversity Maintenance. Science, 312(5772), 431–433. doi:10.1126/science.1123412
- Baselga, A., David C., Orme L., (2012) betapart: an R package for the study of beta diversity Methods in Ecology and Evolution, 3, 808–812
- Baum, K. A. & Wallen K. E. (2011). Potential Bias in Pan Trapping as a Function of Floral Abundance. Journal of the Kansas Entomological Society 84, p. 155 - 159.
- Blüthgen, N., (2010). Why network analysis is often disconnected from communityecology: a critique and an ecologist's guide. Basic Appl. Ecol. 11, 185–195,http://dx.doi.org/10.1016/j.baae.2010.01.001.
- Blüthgen, N., Fründ, J., Vázquez, D. P., & Menzel, F. (2008). What do interaction network metrics tell us about specialization and biological traits. Ecology, 89(12), 3387–3399. doi:10.1890/07-2121.1
- Brown, M.J.F.F. & Paxton R.J., (2009). The conservation of bees : a global perspective. Apidologie, 40, 410–416.
- Buchmann, S.L. & Nabhan, G.P. (1997) The Forgotten Pollinators. Island Press.
- Cane, J., H. Minckley, R. L., Kervin, L.J. (2000) Sampling Bees (Hymenoptera: Apiformes) for Pollinator Community Studies: Pitfalls of Pan-Trapping. Journal of the Kansas Entomological Society 73: 225–231.
- Carstensen, D.W., Sabatino, M.T., Trøjelsgaard K et al (2014) Beta diversity of plant–pollinator networks and the spatial turnover of pairwise interactions. PLoS ONE 9:112903
- Carvell, C. et al. (2016). Design and testing of a national pollinator and pollination monitoring framework. Final summary report to the Department for Environment, Food and Rural Affairs, Scottish Government and Welsh Government: Project WC1101.
- Castella-Martin, E., Speight, C.D., Sarthou, J.-P., (2008). L'envol des syrphes 22–23.
- CEN Picardie. (2019). Projet LIFE+ Nature ANTHROPOFENS. Restaurer les habitats de marais tourbeux alcalins du Nord de la France et de la Belgique dans l'Anthropocène. Dossier de candidature – version finale (p. 370). Conservatoire d'espaces naturels de Picardie.
- Chao A., Ma K. H., Hsieh T. C. (2016) « iNEXT (iNterpolation and EXTrapolation) Online. Program and User's Guide. , p. 1-14.
- Chao, A., Hsieh T. C., Chiu C. « User's Guide for Online Program SpadeR (Species-richness Prediction And Diversity Estimation in R) by Table of Contents : Overview Data Input Formats ». 2016., p. 1-88.
- Dafni, A., P. G. Kevan, , and B. C. Husband, editors. (2005) Practical pollination ecology. Enviroquest, Cambridge, Ontario, Canada.
- Danforth, B.N. et al., (2013). The Impact of Molecular Data on Our Understanding of Bee Phylogeny and Evolution. Annual Review of Entomolgy, 58, 57–78.
- De Manincor, N., Hautekeete, N., Piquot, Y., Schatz, B., Vanappelghem, C., & Massol, F. (2019). Does phenology explain plant-pollinator interactions at different latitudes? An assessment of its explanatory power in plant-hoverfly networks in French calcareous grasslands. https://doi.org/10.5281/zenodo.3549869
- Díaz, S., Fargione, J., Iii, F.S.C., Tilman, D., (2006). Biodiversity Loss Threatens Human Well-Being. PLoS Biology 4, 6.
- Dobrowski, Solomon Z. and Murphy, Shannon K., (2006) "A Practical Look at the Variable Area Transect". Forest Management Faculty Publications. 30.

- Dötterl, S., and N. J. Vereecken. (2010). The chemical ecology and evolution of bee–flower interactions: a review and perspectives. Can. J. Zool. 88:668–697.
- Falk S., (2015). Field Guide to the Bees of Great Britain and Ireland, Bloomsbury Publishing, London, 432.
- Fijen, T. P. M. and Kleijn, D. (2017). How to efficiently obtain accurate estimates of flower visitation rates by pollinators, Basic and Applied Ecology, pp. 1–8.
- Forup, M.L., & Memmott, J., (2005). The relationship between the abundance of bumblebees and honeybees in a native habitat. Ecological Entomology, 30(1), 47–57.
- Fründ, J. Dormann, C.F., Tscharntke, T. (2011) Linne´ !s floral clock is slow without pollinators – flower closure and plant-pollinator interaction webs, Ecology Letters
- Gallai, N., Salles, J.-M., Settele, J. & Vaissière, B.E. (2009) Economic valuation of the vulnerability of world agriculture confronted with pollinator decline. Ecological Economics, 68, 810–821.
- Garibaldi, L.A., Aizen, M.A., Klein, A.M., Cunningham, S.A. & Harder, L.D. (2011) Global growth and stability of agricultural yield decrease with pollinator dependence. Proceedings of the National Academy of Sciences, 108, 5909–5914.
- Geroff, R. K., Gibbs, J. and Mccravy, K. W. (2014). Assessing bee (Hymenoptera :Apoidea) diversity of an Illinois restored tallgrass prairie : methodology and conservation considerations, Journal of Insect Conservation, 18, pp. 951–964.
- Geslin, B., Gauzens B., Thébault E., Dajoz, I., (2013). Plant pollinator networks along a gradient of urbanisation. PloS one, 8(5), e63421.
- Gezon, Z. J., Wyman, E. S., Ascher, J. S., Inouye, D. W. and Irwin, R. E. (2015). The effect of repeated , lethal sampling on wild bee abundance and diversity, Methods in Ecology and Evolution, 6, pp.1044–1054.
- Gilbert, N., (2014). "Life on Earth" project gets under way. Nature, 510(7506), 455.
- Gómez, J.M., Perfectti F. & Lorite J., (2015). The role of pollinators in floral diversification in a clade of generalist flowers. Evolution, 69(4), 863–878.
- Harder, L.D. & Johnson, S.D. (2009) Consumptive emasculation: the ecological and evolutionary consequences of pollen theft. Biological Reviews, 84, 259–276.
- Helie, C., Chevallier, G., (2010) - Préservation et mise en valeur du marais d'Epagne Epagnette. Plan de gestion 2012-2021. Conservatoire d'espaces naturels de Picard
- Hennig, E. I. & Ghazoul, J. (2012). Pollinating animals in the urban environment. Urban Ecosystems 15, p. 149 - 166.
- Hooper, D.U et al. (2012). A global synthesis reveals biodiversity loss as a major driver of ecosystem change. Nature 486, 105–108. https://doi.org/10.1038/nature11118
- Kevan, P.G. & Baker, H.G. (1983) Insects as flower visitors and pollinators. Annual review of entomology, 28, 407–453.
- Klein, A.-M., Vaissiere, B.E., Cane, J.H., Steffan-Dewenter, I., Cunningham, S.A., Kremen, C. & Tscharntke, T. (2007) Importance of pollinators in changing landscapes foR world crops. Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences, 274, 303.
- Kuhlmann, M. & al. (2013) Checklist of the western palaearctic bees (Hymenoptera: Apoidea: Anthophila). URL http://westpalbees.myspecies.info/
- Marcon, E., Hérault, B. (2015). entropart, an R Package to Partition Diversity. Journal of Statistical Software 67(8) : 1–26.
- Memmott, J. (1999), The structure of a plant-pollinator food web. Ecology Letters, 2: 276-280. doi:10.1046/j.1461-0248.1999.00087.x
- Michener, C.D. (2007) The Bees of the World, 2nd revised edition. The Johns Hopkins University Press, Baltimore and London.
- Montoya, J. M., S. L. Pimm, and R. V. Sole´ . (2006). Ecological networks and their fragility. Nature 442:259–264.
- Munyuli, T. M. B., (2013). Is pan-trapping the most reliable sampling method for measuring and monitoring bee biodiversity in agroforestry systems in sub-Saharan Africa? International Journal of Tropical Insect Science 33, p. 14 - 37.

- Nico Blüthgen, (2010). Why network analysis is often disconnected from community ecology: A critique and an ecologist's guide,Basic and Applied Ecology, Volume 11, Issue 3, Pages 185-195, ISSN 1439-1791,https://doi.org/10.1016/j.baae.2010.01.001.
- Nielsen, A. and Bascompte, J. (2007). Ecological networks, nestedness and sampling effort. – J. Ecol. 95: 1134–1141.
- Nielsen, A., & Totland, (2013). Structural properties of mutualistic networks withstand habitat degradation while species functional roles might change. Oikos, 123(3), 323–333. doi:10.1111/j.1600-0706.2013.00644.x
- Olesen, J.M. and Valido, A. (2003) Lizards as pollinators and seed dispersers: an islandphenomenon. Trends in Ecology and Evolution 18, 177–181
- Ollerton, J., Winfree, R. & Tarrant, S. (2011) How many flowering plants are pollinated by animals? Oikos, 120, 321–326.
- Patiny S. & Terzo M. (2010). Catalogue et clés des sous-genres et espèces du genre Andrena de Belgique et du nord de la France (Hyménoptera, Apoidea).
- Poisot, T., Canard, E., Mouillot, D., Mouquet, N., & Gravel, D. (2012). The dissimilarity of species interaction networks. Ecology Letters, 15(12), 1353–1361. doi:10.1111/ele.12002
- Poor, M. E. D. (1955). The Use of Phytosociological Methods in Ecological Investigations: I. The Braun-Blanquet System. J. Ecol. 43:226–244.
- Pouvreau, A. (2004) Les insectes pollinisateurs. Delachaux et Niestlé, Paris.
- Rader, R. et al., (2015). Non-bee insects are important contributors to global crop pollination. Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America, 113(1), 146–151.
- Sauquet, H. et al., (2017). The ancestral flower of angiosperms and its early diversification ´. Nature Communications, 8:16047, 10.
- Senapathi, D., Goddard, M. A., Kunin, W. E., Baldock, K.C.R., (2017). Impacts du paysage sur les communautés de pollinisateurs dans les systèmes tempérés: données manquantes et manque de connaissances . Ecologie fonctionnelle , 31 , 26 - 37 .
- Soares, R. G. S., Ferreira, P. A., & Lopes, L. E. 2017. Can plant-pollinator network metrics indicate environmental quality? Ecological Indicators, 78(July), 361–370. DOI: 10.1016/j.ecolind.2017. 03.037
- Thebault, E., & Fontaine, C. (2010). Stability of Ecological Communities and the Architecture of Mutualistic and Trophic Networks. Science, 329(5993), 853–856. doi:10.1126/science.1188321
- Thorp, R.W., (2000). The collection of pollen by bees. Plant Systematics and Evolution, 222, 211–223. Nieto A. et al., 2014. European Red List of Bees. Luxembourg: Publication Office of the European Union, 98.
- Traveset, A. & SÁEZ, E. (1997). Pollination of Euphorbia dendroides by lizards and insects: spatio-temporal variation in patterns of flower visitation. Oecologia 111: 241-248.
- Tylianakis, J. M. et al. (2010). Conservation of species interaction networks. – Biol. Conserv. 143: 2270–2279.
- Vereecken, N. J. (2017). Découvrir et protéger nos abeilles sauvages. Bordeaux, Ed. Glénat. 191p.
- Weiner, C.N., Werner, M., Linsenmair, K.E., Blüthgen, N., 2014. Land-use impacts on plant–pollinator networks: interaction strength and specialization predict pollinator declines. Ecology 95, 466–474.
- Westphal, C. et al., (2008) Measuring bee diversity in different European habitats and biogeographical regions Ecological Monographs, 78(4), 2008, pp. 653–671 2008
- Winfree, R., Gross, B.J. & Kremen, C.(2011) Valuing pollination services to agriculture. Ecol. Econ.; 71: 80–88

Programmes utilisés:

Chao, A., Ma, K. H., Hsieh, T. C. and Chiu, C. H. (2015) Online Program SpadeR (Species-richness Prediction And Diversity Estimation in R). Program and User's Guide published at http://chao.stat.nthu.edu.tw/wordpress/software_download/.

Chao, A., Ma, K. H., and Hsieh, T. C. (2016) iNEXT (iNterpolation and EXTrapolation) Online: Software for Interpolation and Extrapolation of Species Diversity. Program and User's Guide published at http://chao.stat.nthu.edu.tw/wordpress/software_download/.

Annexe 1

Marais de Villiers
Carte 20a : Habitats naturels
Pa
PJ
JCxPJ
JB
EO
HJ
VC
PSxEC
EC
TP
JS
Cm
LL
Gp
CmxTP
CmxJS
JCxUv
PRxUvxSn
MH
CvxSn
Cv
TPxHJ
PCxTP
JC
PSxCe
HJxLL
Zoom
0 10 m
0 30 m
Sources :
Levés de terrain, 2014
BD Parcellaire®(©IGN-Paris-2009)
Fond de carte :
PPIGE NPdC - orthophoto 2012-2013
Réalisation : CEN, 2014

Carte 20b : Habitats naturels
Légende

- Communauté basale à Renoncule à feuilles capillaires (CB : (22.12 ou 22.13) x 22.432 ; EUR15 : /)
- Gazon amphibie à Mouron délicat et Eleocharide pauciflore (CB : 54.2/16.33x54.2 ; EUR15 : 7230-1)
- Herbier flottant à Potamot coloré (CB : 22.1x22.433 ; EUR15 : /)
- Herbier oligotrophile à Utriculaire naine (CB : 22.14x22.45 ; EUR15 : 3160-1)
- Herbiers de Characées des eaux claires (CB : 22x22.44 ; EUR15 : 3140-1)
- Voile aquatique à Utriculaire commune et lenticules (CB : (22.12x22.13)x22.41 ; EUR15 : 3150-2)

Végétations aquatiques

Le Couverture de Lemnacées (CB : 22.13x22.41 ; EUR15 : /)
Ca Herbier flottant à Callitriche à angles obtus et Callitriche à fruits plats (CB : (22.12 x 22.13) x 22.432 ; EUR15 : /)
PR Herbier flottant à Potamot coloré et Rubanier nain (CB : 22.1x22.433 ; EUR15 : /)
Uv Voile aquatique à Utriculaire commune et lenticules (CB : (22.12x22.13)x22.41 ; EUR15 : 3150-2)

Végétations amphibies

An Cressonnières de petit cours d'eau (CB : 53.4 ; EUR15 : /)
Sn Herbier oligotrophile à Rubanier nain (CB : ? ; EUR15 : ?)
US Herbier oligotrophile à Utriculaire naine et Scorpidion faux-scorpion (CB : 22.45 ; EUR15 : 3160-1)
MH Herbier à Myriophylle verticillé et Pesse commune (CB : ? ; EUR15 : /)
Gp Prairie flottante à Glycérie pliée (CB : 53.4 ; EUR15 : /)
CJ Végétation à Comaret des marais et Jonc à fleurs aiguës (CB : 37.312 ; EUR15 : 6410-12)

Cariçaies, roselières et mégaphorbiaies

Cv Cariçaie à Cicutaire vireuse et Laîche faux-souchet (CB : 53.218 ; EUR15 : /)
PC Cariçaie à Comaret des marais et Laîche ampoulée (CB : ? ; EUR15 : 7140)
JC Cariçaie à Jonc à fleurs obtuses et Laîche filiforme (CB : 54.52 ; EUR15 : 7140-1)
Ce Cariçaie à Laîche raide (CB : 53.2151 ; EUR15 : /)
TP Roselière turficole à Fougère des marais et Phragmite commun (CB : 54.21 ; EUR15 : 7230-1)
Cm Roselière à Cladion marisque (CB : 53.31 ; EUR15 : 7210*)
LL Roselière à Gesse des marais et Lysimaque commune (CB : 54.21 ; EUR15 : 7230-1)
IP Roselière à Iris faux-acore et Alpiste roseau (CB : cf.53.16 ; EUR15 : /)
PS Roselière à Phragmite commun et Morelle douce-amère (CB : 53.11 ; EUR15 : /)
EC Mégaphorbiaie à Eupatoire chanvrine et Liseron des haies (CB : 37.715 ; EUR15 : /)
VC Mégaphorbiaie à Valériane rampante et Cirse maraîcher (CB : 37.1 ; EUR15 : 6430-1)

Végétations prairiales

EO Prairie hygrophile à Eleocharide des marais et Oenanthe fistuleuse (CB : 37.2 ; EUR15 : /)
JS Prairie naturelle à Jonc subnoduleux et Choin noirâtre (CB : 54.21 ; EUR15 : 7230-1)
JB Prairie paturée à Jonc comprimé et Blysme comprimé (CB : 37.2 ; EUR15 : /)
Pa Prairie pâturée hygrophile (CB : 37.24 ; EUR15 : /)
HJ Prairie à Hydrocotyle commune et Jonc à fleurs obtuses (CB : 54.2 ; EUR15 : 7230-1)
PJ Prairie à Pulicaire dysentérique et Jonc glauque (CB : 37.242 ; EUR15 : /)

Boisements

Fourré à Saule cendré et Aulne glutineux (CB : 44.921 ; EUR15 : /)
Fourré à Saule cendré et Ronce bleue (CB : 44.921 ; EUR15 : /)

divers

Non prospecté
Limites du site

Conservatoire d'espaces naturels Nord - Pas-de-Calais
PPIGE Nord-Pas de Calais

Sources :
Levés de terrain, 2014
BD Parcellaire®(©IGN-Paris-2009)
Fond de carte :
PPIGE NPdC - orthophoto 2012-2013
Réalisation : CEN, 2014

Annexe 2

Villiers Life - Réseau Plantes - Pollinisateurs

Date : 21 /07/2020 Parcelle : Zone Nord Collecteur(-ice) : VD Recouvrement total : 15%	Horaires de session/ Vent/ Nuages/ T°C Matin : 10h-12h/ Faible/Absent/20° Midi : 12h-14h/ Faible/Nuageux/24° APM : 14h-16h/ Faible/Nuageux/24°	
Espèce (ou morpho espèce)	Code flacon (Max 4 lettres)	Coefficient A/D
Ranunculus repens (Linnaeus, 1753)	RANREP	1
Ranunculus acris (Linnaeus, 1753)	RANACR	1
Lychnis flos-cuculi (Linnaeus, 1811)	LYCFLO	1
Glechoma Hederacea (Linnaeus, 1753)	GLEHED	+
Cerastium fontanum (Baumg., 1816)	CERFON	+
Rubus sp.	RUBSP.	2
Galium aparine (Linnaeus, 1753)	GALAPA	3
Trifolium pratense (Linnaeus, 1753)	TRIPRA	1
Trifolium repens (Linnaeus, 1753)	TRIREP	1
Lotus pedunculatus Cav., 1793	LOTPED	3
Prunella vulgaris (Linnaeus, 1753)	PRUVUL	1
Filipendula ulmaria (L.) Maxim., 1879	FILULM	2
Epilobium hirsutum (Linnaeus, 1753)	EPIANG	1
Convolvulus sepium (Linnaeus, 1753)	CONSEP	+
Hypericum perforatum (Linnaeus, 1753)	HYPPER	+
Mentha aquatica L., 1753	MENAQUA	2
Cirsium vulgare (Savi) Ten., 1838	CIRVUL	2
Epilobium tetragonum (Linnaeus, 1753)	EPICIL	+
Lysimachia vulgaris (Linnaeus, 1753)	LYSVUL	3
Solanum dulcamara L., 1753	SOLDUL	1

Annexe 3

```
library(betapart)
library(iNEXT)
library(ggplot2)
library(devtools)
library(Entropart)
Library(bipartite)

#Mesure de la diversité des espèces
#Indices d'abondances

Indice <- read.table("IndiceDiv.txt ",header=T)
fichierMC<-MetaCommunity(Indice) # transforme le data.frame en objet « community »

# calcule de l'alpha diversité
fichier.alpha<-DivPart(q=1,fichierMC)
summary(fichier.alpha)
fichier.alpha$CommunityAlphaEntropies

# calcule de la beta entropy
Indice <- read.table("IndiceDiv.txt ",header=T)
IndiceNC<-Indice[,c(1,2)]
IndiceNC
NC.MC<-MetaCommunity(IndiceNC)
NC.Beta<-BetaEntropy(NC.MC)
summary(NC.Beta)

IndiceNS<-Indice[,c(1,3)]
IndiceNS
NS.MC<-MetaCommunity(IndiceNS)
NS.Beta<-BetaEntropy(NS.MC)
summary(NS.Beta)

IndiceCS<-Indice[,c(2,3)]
IndiceCS
CS.MC<-MetaCommunity(IndiceCS)
CS.Beta<-BetaEntropy(CS.MC)
summary(CS.Beta)

#Betapartition

Betapart<- read.table("Betamulti.txt ",header=T)
Betapart

NORCEN<-Betapart[c(1,2),]
beta.multi(NORCEN, index.family="sorensen")

CENSUD<-Betapart[c(2,3),]
beta.multi(CENSUD, index.family="sorensen")

NORSUD<-Betapart[c(1,3),]
beta.multi(NORSUD, index.family="sorensen")

#Analyse qualitative de la biodiversité échantillonnée

x<- read.table("ExtrapoInter.txt ",header=T)
```

```
W<-iNEXT(x, q=0, datatype="abundance", size=NULL, endpoint=1250, knots=200, se=TRUE,
conf=0.95, nboot=200)
ggiNEXT(W, type=1, se=TRUE, facet.var="none", color.var="site", grey=FALSE)

#spécialisation d' et H2'

MatriceNord<- read.table("MatriceNord.txt ",header=T)
MatriceCentre<- read.table("MatriceCentre.txt ",header=T)
MatriceSud<- read.table("MatriceSud.txt ",header=T)

#calcule de l'indice H2'pour chaque site

H2fun(MatriceNord, H2_integer=TRUE)
H2fun(MatriceCentre, H2_integer=TRUE)
H2fun(MatriceSud, H2_integer=TRUE)

#calcule sur la matrice totale
MatriceTotal<- read.table("MatriceTotal.txt ",header=T)

#calcule de d'
dfun(t(MatriceNordl))
dfun(t(MatriceCentre))
dfun(t(MatriceSud))

#H2' total
H2fun(MatriceTotal, H2_integer=TRUE)

#Tracer le réseau bipartite
plotweb(MatriceTotal,method = "cca", empty = TRUE, labsize = 1, ybig = 1, y.width.low =
0.1,y.width.high = 0.1, low.spacing = NULL, high.spacing = NULL, arrow="yes",
col.interaction="grey80", col.high = "orange", col.low="green", bor.col.interaction ="black",
bor.col.high="black", bor.col.low="black", high.lablength = NULL, low.lablength = NULL,
sequence=NULL, low.abun=NULL, low.abun.col="green", bor.low.abun.col ="blue",
high.abun=NULL, high.abun.col="green", bor.high.abun.col="black", text.rot=0,
text.high.col="black", text.low.col="black", adj.high=NULL, adj.low=NULL, plot.axes = FALSE,
low.y=0.5, high.y=1.5, add=FALSE, y.lim=NULL, x.lim=NULL, low.plot=TRUE, high.plot=TRUE,
high.xoff = 0, low.xoff = 0, high.lab.dis = NULL, low.lab.dis = NULL, abuns.type="additional")

#Tracer la matrice
linklevel(MatriceTotal, index=c("dependence", "endpoint"))

#test Chi2

table<- read.table("Chi2Asymetrie.txt ",header=T)
table
khi_test = chisq.test(table)
khi_test

table<- read.table("Chi2Fpoll.txt ",header=T)
table
khi_test = chisq.test(table)
khi_test

table<- read.table("Chi2plant.txt ",header=T)
table
khi_test = chisq.test(table)
khi_test
```

Annexe 4

Richesse spécfique		
Nord-Centre	X-squared = 0.45794, df = 1, p-value = 0.4986	-
Nord-Sud	X-squared = 1.1111, df = 1, p-value = 0.2918	-
Centre-Sud	X-squared = 2.9794, df = 1, p-value = 0.08433	-

Abondance		
Nord-Centre	X-squared = 0.36782, df = 1, p-value = 0.5442	-
Nord-Sud	X-squared = 10.667, df = 1, p-value = 0.001091	**
Centre-Sud	X-squared = 14.961, df = 1, p-value = 0.0001098	***

Diversité Alpha		
Nord-Centre	X-squared = 0.15109, df = 1, p-value = 0.6975	-
Nord-Sud	X-squared = 0.81321, df = 1, p-value = 0.3672	-
Centre-Sud	X-squared = 1.6553, df = 1, p-value = 0.1982	-

Force interaction plantes		
Nord-Centre	X-squared = 4.9023, df = 4, p-value = 0.2975	-
Nord-Sud	X-squared = 4.5106, df = 4, p-value = 0.3413	-
Centre-Sud	X-squared = 7.1509, df = 4, p-value = 0.1281	-

Force interaction pollinisateurs		
Nord-Centre	X-squared = 2.4989, df = 4, p-value = 0.6448	-
Nord-Sud	X-squared = 1.0347, df = 4, p-value = 0.9045	-
Centre-Sud	X-squared = 5.6104, df = 4, p-value = 0.2302	-

Asymetrie d'interaction		
Nord-Centre	X-squared = 1.9841, df = 4, p-value = 0.9815	-
Nord-Sud	X-squared = 1.4194, df = 4, p-value = 0.8408	-
Centre-Sud	X-squared = 1.3773, df = 4, p-value = 0.8481	-

- Pas de difference significative
* Faiblement significatif
** Fortement sigificatif
*** Très fortement significative

Annexe 5

Nord	Centre	Sud
Andrena flavipes (Panzer, 1799)	Anasimyia lineata (Fabricius, 1787)	Anthidiellum strigatum (Panzer, 1805)
Andrena pilipes (Fabricius, 1781)	Andrena dorsata (Kirby, 1802)	Bombus hortorum (Linnaeus, 1760)
Apis mellifera (Linnaeus, 1758)	Andrena flavipes (Panzer, 1799)	Bombus humilis Illiger, 1806
Bombus hortorum (Linnaeus, 1760)	Andrena minutuloides (Perkins, 1914)	Bombus hypnorum (Linnaeus, 1758)
Bombus humilis Illiger, 1806	Andrena pilipes (Fabricius, 1781)	Bombus hypnorum (Linnaeus, 1758)
Bombus hypnorum (Linnaeus, 1758)	Anthidiellum strigatum (Panzer, 1805)	Bombus lapidarius (Linnaeus, 1758)
Bombus lapidarius (Linnaeus, 1758)	Apis mellifera (Linnaeus, 1758)	Bombus pascuorum (Scopoli, 1763)
Bombus pascuorum (Scopoli, 1763)	Bombus hortorum (Linnaeus, 1760)	Bombus pratorum (Linnaeus, 1760)
Cheilosia albitarsis (Meigen, 1822)	Bombus hypnorum (Linnaeus, 1758)	Ceratina cyanea (Kirby, 1802)
Cheilosia nebulosa (Verrall, 1871)	Bombus lapidarius (Linnaeus, 1758)	Cheilosia impressa Loew, 1840
Cheilosia pagana (Meigen, 1822)	Bombus pratorum (Linnaeus, 1760)	Cheilosia pagana (Meigen, 1822)
Cheilosia rufimana Becker, 1894	Cheilosia albitarsis (Meigen, 1822)	Cheilosia soror (Zetterstedt, 1843)
Dasypoda hirtipes (Fabricius, 1793)	Cheilosia flavipes (Panzer, 1798)	Dasypoda hirtipes (Fabricius, 1793)
Dasysyrphus albostriatus (Fallén, 1817)	Cheilosia pagana (Meigen, 1822)	Episyrphus balteatus (De Geer, 1776)
Episyrphus balteatus (De Geer, 1776)	Cheilosia vernalis (Fallén, 1817)	Eristalis arbustorum (Linnaeus, 1758)
Eristalinus sepulchralis (Linnaeus, 1758)	Chrysotoxum bicinctum (Linnaeus, 1758)	Eristalis intricaria (Linnaeus, 1758)
Eristalis arbustorum (Linnaeus, 1758)	Colletes hederae (Schmidt & Westrich, 1993)	Eristalis tenax (Linnaeus, 1758)
Eristalis nemorum (Linnaeus, 1758)	Episyrphus balteatus (De Geer, 1776)	Eupeodes corollae (Fabricius, 1794)
Eristalis tenax (Linnaeus, 1758)	Eristalis arbustorum (Linnaeus, 1758)	Halictus rubicundus (Christ, 1791)
Eumerus strigatus (Fallén, 1817)	Eristalis intricaria (Linnaeus, 1758)	Halictus scabiosae (Rossi, 1790)
Eupeodes corollae (Fabricius, 1794)	Eristalis nemorum (Linnaeus, 1758)	Helophilus hybridus Loew, 1846
Halictus scabiosae (Rossi, 1790)	Eristalis pertinax (Scopoli, 1763)	Helophilus pendulus (Linnaeus, 1758)
Halictus tumulorum (Linneaus, 1758)	Eristalis similis (Fallén, 1817)	Helophilus trivittatus (Fabricius, 1805)
Helophilus pendulus (Linnaeus, 1758)	Eristalis tenax (Linnaeus, 1758)	Hoplitis leucomelana (Kirby, 1802)
Helophilus trivittatus (Fabricius, 1805)	Eupeodes corollae (Fabricius, 1794)	Hylaeus confusus (Nylander, 1852)
Hylaeus confusus (Nylander, 1852)	Halictus scabiosae (Rossi, 1790)	Hylaeus pectoralis (Förster, 1871)
Hylaeus pectoralis (Förster, 1871)	Helophilus hybridus Loew, 1846	Macropis europaea (Warncke, 1973)
Lasioglossum calceatum (Scopoli, 1763)	Helophilus pendulus (Linnaeus, 1758)	Megachile centuncularis (Linnaeus, 1758)
Lasioglossum leucozonium (Schrank, 1781)	Helophilus trivittatus (Fabricius, 1805)	Megachile ligniseca (Kirby, 1802)
Lasioglossum morio (Fabricius, 1793)	Hylaeus brevicornis Nylander, 1852	Melanostoma mellinum (Linnaeus, 1758)
Lasioglossum pauxillum (Schenck, 1853)	Hylaeus communis (Nylander, 1852)	Melitta nigricans (Alfken, 1905)
Lasioglossum zonulum (Smith, 1848)	Hylaeus confusus (Nylander, 1852)	Neoascia tenur (Harris, 1780)
Macropis europaea (Warncke, 1973)	Hylaeus incongruus (Förster, 1871)	Platycheirus clypeatus (Meigen, 1822)
Megachile centuncularis (Linnaeus, 1758)	Hylaeus pectoralis (Förster, 1871)	Rhingia campestris (Meigen, 1822)
Megachile ligniseca (Kirby, 1802)	Lasioglossum calceatum (Scopoli, 1763)	Sphaerophoria scripta (Linnaeus, 1758)
Melanogaster hirtella (Loew, 1843)	Lasioglossum morio (Fabricius, 1793)	Syritta pipiens (Linnaeus, 1758)
Melanogaster nuda (Macquart, 1829)	Lasioglossum pauxillum (Schenck, 1853)	Terrestribombus (Vogt, 1911)
Melanostoma mellinum (Linnaeus, 1758)	Lasioglossum villosulum (Kirby, 1802)	Tropidia scita (Harris, 1780)
Meliscaeva auricollis (Meigen, 1822)	Macropis europaea (Warncke, 1973)	Volucella bombylans (Linnaeus, 1758)
Melitta nigricans (Alfken, 1905)	Megachile versicolor (Smith, 1844)	
Neoascia tenur (Harris, 1780)	Melanogaster nuda (Macquart, 1829)	
Pyrophaena rosarum (Fabricius, 1787)	Melanostoma mellinum (Linnaeus, 1758)	
Rhingia campestris (Meigen, 1822)	Meliscaeva auricollis (Meigen, 1822)	
Sphaerophoria scripta (Linnaeus, 1758)	Melitta nigricans (Alfken, 1905)	
Sphecodes ephippius (Linné, 1767)	Merodon equestris (Fabricius, 1794)	
Syritta pipiens (Linnaeus, 1758)	Neoascia tenur (Harris, 1780)	
Syrphus ribesii (Linnaeus, 1758)	Platycheirus clypeatus (Meigen, 1822)	
Syrphus vitripennis Meigen, 1822	Pyrophaena rosarum (Fabricius, 1787)	
Terrestribombus (Vogt, 1911)	Rhingia campestris (Meigen, 1822)	
Tropidia scita (Harris, 1780)	Scaeva pyrastri (Linnaeus, 1758)	
	Sphaerophoria scripta (Linnaeus, 1758)	
	Syritta pipiens (Linnaeus, 1758)	
	Syrphus ribesii (Linnaeus, 1758)	
	Syrphus vitripennis Meigen, 1822	
	Terrestribombus (Vogt, 1911)	
	Trichopsomyia flavitarsis (Meigen, 1822)	
	Tropidia scita (Harris, 1780)	

Nord	Centre	Sud
Ajuga reptans (Linnaeus, 1753)	Achillea millefolium (Linnaeus, 1753)	Angelica sylvestris (Linnaeus, 1753)
Apium nodiflorum (L.) Lag., 1821	Ajuga reptans (Linnaeus, 1753)	Cardamine amara (Linnaeus, 1753)
Bellis perennis (Linnaeus, 1753)	Apium nodiflorum (L.) Lag., 1821	Cardamine pratensis (Linnaeus, 1753)
Berula erecta (Huds.) Coville, 1893	Bellis perennis (Linnaeus, 1753)	Cirsium palustre (L.) Scop., 1772
Caltha palustris (Linnaeus, 1753)	Cardamine amara (Linnaeus, 1753)	Convolvulus sepium (Linnaeus, 1753)
Cardamine pratensis (Linnaeus, 1753)	Cardamine pratensis (Linnaeus, 1753)	Dactylorhiza incarnata (L.) Soó, 1962
Centaurea jacea Linnaeus, 1753)	Centaurea jacea (Linnaeus, 1753)	Dactylorhiza praetermissa (Druce) Soó, 1962
Cerastium fontanum (Baumg., 1816)	Cerastium fontanum (Baumg., 1816)	Epilobium hirsutum (Linnaeus, 1753)
Cirsium arvense (L.) Scop., 1772	Cirsium palustre (L.) Scop., 1772	Epilobium ciliatum Raf., 1808
Cirsium palustre (L.) Scop., 1772	Crataegus monogyna (Jacq., 1775)	Epipactis palustris (L.) Crantz, 1769
Cirsium vulgare (Savi) Ten., 1838	Dactylorhiza praetermissa (Druce) Soó, 1962	Eupatorium cannabinum (Linnaeus, 1753)
Convolvulus sepium (Linnaeus, 1753)	Daucus carota (Linnaeus, 1753)	Filipendula ulmaria (L.) Maxim., 1879
Crataegus monogyna (Jacq., 1775)	Epilobium ciliatum (Raf., 1808)	Galium palustre (Linnaeus, 1753)
Dactylorhiza praetermissa (Druce) Soó, 1962	Filipendula ulmaria (L.) Maxim., 1879	Hypericum perforatum (Linnaeus, 1753)
Daucus carota (Linnaeus, 1753)	Galium aparine (Linnaeus, 1753)	Liparis loeselii (L.) Rich., 1817
Epilobium hirsutum (Linnaeus, 1753)	Galium palustre (Linnaeus, 1753)	Lotus pedunculatus (Cav., 1793)
Epilobium ciliatum (Raf., 1808)	Geranium robertianum (Linnaeus, 1753)	Lychnis flos-cuculi (Linnaeus, 1811)
Epipactis palustris (L.) Crantz, 1769	Glechoma Hederacea (Linnaeus, 1753)	Lysimachia vulgaris (Linnaeus, 1753)
Eupatorium cannabinum (Linnaeus, 1753)	Hypericum perforatum (Linnaeus, 1753)	Lythrum salicaria (Linnaeus, 1753)
Filipendula ulmaria (L.) Maxim., 1879	Iris pseudacorus (Linnaeus, 1753)	Mentha aquatica (Linnaeus, 1753)
Galium aparine (Linnaeus, 1753)	Lotus pedunculatus (Cav., 1793)	Menyanthes trifoliata (Linnaeus, 1753)
Galium palustre (Linnaeus, 1753)	Lychnis flos-cuculi (Linnaeus, 1811)	Parnassia palustris (Linnaeus, 1753)
Geranium dissectum (Linnaeus, 1755)	Lysimachia vulgaris (Linnaeus, 1753)	Pedicularis palustris (Linnaeus, 1753)
Glechoma Hederacea (Linnaeus, 1753)	Lythrum salicaria (Linnaeus, 1753)	Potentilla erecta (L.) Raeusch., 1797
Hypericum perforatum (Linnaeus, 1753)	Mentha aquatica (Linnaeus, 1753)	Primula veris (Linnaeus, 1753)
Iris pseudocarpus (Linnaeus, 1753)	Myosotis arvensis (L.) Hill, 1764	Prunella vulgaris (Linnaeus, 1753)
Lotus pedunculatus (Cav., 1793)	Plantago lanceolata (Linnaeus, 1753)	Ranunculus repens (Linnaeus, 1753)
Lychnis flos-cuculi (Linnaeus, 1811)	Potentilla anserina (Linnaeus, 1753)	Rubus sp.
Lysimachia vulgaris (Linnaeus, 1753)	Potentilla erecta (L.) Raeusch., 1797	Scrophularia auriculata (Linnaeus, 1753)
Lythrum salicaria (Linnaeus, 1753)	Potentilla reptans (Linnaeus, 1753)	Succisa pratensis (Moench, 1794)
Medicago sativa (Linnaeus, 1753)	Primula veris (Linnaeus, 1753)	Valeriana dioica (Linnaeus, 1753)
Mentha aquatica (Linnaeus, 1753)	Pulicaria dysenterica (L.) Bernh., 1800	Valeriana officinalis (Linnaeus, 1753)
Myosotis arvensis (L.) Hill, 1764	Ranunculus acris (Linnaeus, 1753)	Vicia cracca (Linnaeus, 1753)
Myosotis discolor (Pers., 1797)	Ranunculus repens (Linnaeus, 1753)	
Plantago lanceolata (Linnaeus, 1753)	Rhinanthus angustifolius C.C.Gmel., 1806	
Potentilla anserina (Linnaeus, 1753)	Rubus sp.	
Potentilla erecta (Linneaus) Räusch., 1797	Scorzonera humilis (Linnaeus, 1753)	
Prunella vulgaris (Linnaeus, 1753)	Taraxacum sp.	
Pulicaria dysenterica (L.) Bernh., 1800	Trifolium dubium Sibth., 1794	
Ranunculus acris (Linnaeus, 1753)	Trifolium pratense (Linnaeus, 1753)	
Ranunculus flammula (Linnaeus, 1753)	Trifolium repens (Linnaeus, 1753)	
Ranunculus repens (Linnaeus, 1753)	Valeriana dioica (Linnaeus, 1753)	
Rosa canina (Linnaeus, 1753)	Valeriana repens (Host, 1827)	
Rubus sp.	Vicia cracca (Linnaeus, 1753)	
Scrophularia auriculata (Linnaeus, 1753)		
Solanum dulcamara (Linnaeus, 1753)		
Taraxacum sp.		
Trifolium pratense (Linnaeus, 1753)		
Trifolium repens (Linnaeus, 1753)		
Valeriana dioica (Linnaeus, 1753)		
Valeriana repens (Host, 1827)		
Vicia cracca (Linnaeus, 1753)		

Annexe 6

Abréviation	Espèce de plante	Total interactions observés
Ach.mil	Achillea millefolium (Linnaeus, 1753)	1
Ang.syl	Angelica sylvestris (Linnaeus, 1753)	22
Api.nod	Apium nodiflorum (Linnaeus) Lag., 1821	1
Bel.per	Bellis perennis (Linnaeus, 1753)	7
Ber.ere	Berula erecta (Huds.) Coville, 1893	2
Cal.pal	Caltha palustris (Linnaeus, 1753)	1
Car.pra	Cardamine pratensis (Linnaeus, 1753)	9
Cen.jac	Centaurea jacea (Linnaeus, 1753)	8
Cer.fon	Cerastium fontanum (Baumg., 1816)	1
Cir.arv	Cirsium arvense (L.) Scop., 1772	8
Cir.pal	Cirsium palustre (Linnaeus) Scop., 1772	188
Cir.vul	Cirsium vulgare (Savi) Ten., 1838	13
Cra.mon	Crataegus monogyna (Jacq., 1775)	1
Dac.inc	Dactylorhiza incarnata (Linneaus) Soó, 1962	6
Dau.car	Daucus carota (Linnaeus, 1753)	1
Eup.can	Eupatorium cannabinum (Linnaeus, 1753)	10
Fil.ulm	Filipendula ulmaria (L.) Maxim., 1879	73
Gal.pal	Galium palustre (Linnaeus, 1753)	7
Ger.rob	Geranium robertianum (Linnaeus, 1753)	1
Gle.Hed	Glechoma Hederacea (Linnaeus, 1753)	3
Hyp.per	Hypericum perforatum L., 1753	2
Iri.pse	Iris pseudocarpus (Linnaeus, 1753)	18
Lot.ped	Lotus pedunculatus (Cav., 1793)	20
Lyc.flo	Lychnis flos-cuculi (Linnaeus, 1811)	47
Lys.vul	Lysimachia vulgaris (Linnaeus, 1753)	23
Lyt.sal	Lythrum salicaria (Linnaeus, 1753)	38
Men.aqu	Mentha aquatica (Linnaeus, 1753)	152
Men.tri	Menyanthes trifolia (Linnaeus, 1753)	3
Par.pal	Parnassia palustris (Linnaeus, 1753)	1
Ped.pal	Pedicularis palustris (Linnaeus, 1753)	6
Pla.lan	Plantago lanceolata (Linnaeus, 1753)	3
Pot.ans	Potentilla anserina (L., 1753)	5
Pot.ere	Potentilla erecta (Linneaus) Räusch., 1797	10
Pot.rep	Potentilla reptans (Linnaeus, 1753)	9
Pru.vul	Prunella vulgaris (Linnaeus, 1753)	5
Ran.acr	Ranunculus acris (Linnaeus, 1753)	104
Ran.fla	Ranunculus flammula L., 1753	2
Ran.rep	Ranunculus repens (Linnaeus, 1753)	62
Rub.sp.	Rubus sp.	53
Suc.pra	Succisa pratensis (Moench, 1794)	4
Tri.pra	Trifolium pratense (Linnaeus, 1753)	8
Tri.rep	Trifolium repens (Linnaeus, 1753)	4
Val.dio	Valeriana dioica (Linnaeus, 1753)	3
Val.rep	Valeriana repens (Host, 1827)	7
Vic.cra	Vicia cracca (Linnaeus, 1753)	4

Abréviation	Espèce de Pollinisateur	Type de fleurs visités	Total des interactions observés
Ana.lin	Anasimyia lineata (Fabricius, 1787)	1	1
And.dor	Andrena dorsata (Kirby, 1802)	1	1
And.fla	Andrena flavipes (Panzer, 1799)	2	2
And.min	Andrena minutuloides (Perkins, 1914)	1	1
And.pil	Andrena pilipes (Fabricius, 1781)	1	2
Ant.stri	Anthidiellum strigatum (Panzer, 1805)	2	5
Api.mel	Apis mellifera (Linnaeus, 1758)	6	18
Bom.hum	Bombus cf humilis Illiger, 1806	2	6
Bom.hort	Bombus hortorum (Linnaeus, 1760)	1	2
Bom.hyp	Bombus hypnorum (Linnaeus, 1758)	3	11
Bom.lap	Bombus lapidarius (Linnaeus, 1758)	12	30
Bom.pas	Bombus pascuorum (Scopoli, 1763)	18	200
Bom.pra	Bombus pratorum (Linnaeus, 1760)	2	3
Cer.cya	Ceratina cyanea (Kirby, 1802)	1	1
Che.alb	Cheilosia albitarsis (Meigen, 1822)	2	28
Che.fla	Cheilosia flavipes (Panzer, 1798)	1	2
Che.imp	Cheilosia impressa Loew, 1840	1	11
Che.neb	Cheilosia nebulosa (Verrall, 1871)	1	2
Che.pag	Cheilosia pagana (Meigen, 1822)	2	6
Che.ruf	Cheilosia rufimana Becker, 1894	1	1
Che.sor	Cheilosia soror (Zetterstedt, 1843)	1	1
Che.ver	Cheilosia vernalis (Fallén, 1817)	1	2
Chr.bic	Chrysotoxum bicinctum (Linnaeus, 1758)	1	1
Col.hed	Colletes hederae (Schmidt & Westrich, 1993)	1	3
Das.hir	Dasypoda hirtipes (Fabricius, 1793)	2	6
Das.alb	Dasysyrphus albostriatus (Fallén, 1817)	1	1
Epi.bal	Episyrphus balteatus (De Geer, 1776)	17	94
Eri.sep	Eristalinus sepulchralis (Linnaeus, 1758)	2	2
Eri.arb	Eristalis arbustorum (Linnaeus, 1758)	2	3
Eri.int	Eristalis intricaria (Linnaeus, 1758)	3	3
Eri.nem	Eristalis nemorum (Linnaeus, 1758)	3	6
Eri.per	Eristalis pertinax (Scopoli, 1763)	2	2
Eri.ten	Eristalis tenax (Linnaeus, 1758)	3	39
Eum.str	Eumerus strigatus (Fallén, 1817)	1	1
Eup.cor	Eupeodes corollae (Fabricius, 1794)	8	16
Hal.rub	Halictus rubicundus (Christ, 1791)	1	1
Hal.sca	Halictus scabiosae (Rossi, 1790)	2	4
Hal.tum	Halictus tumulorum (Linneaus, 1758)	2	2
Hel.hyb	Helophilus hybridus Loew, 1846	1	4
Hel.pen	Helophilus pendulus (Linnaeus, 1758)	17	34
Hel.tri	Helophilus trivittatus (Fabricius, 1805)	9	90
Hop.leu	Hoplitis leucomelana (Kirby, 1802)	2	2
Hyl.bre	Hylaeus brevicornis Nylander, 1852	1	1
Hyl.com	Hylaeus communis (Nylander, 1852)	3	5
Hyl.con	Hylaeus confusus (Nylander, 1852)	2	5
Hyl.inc	Hylaeus incongruus (Förster, 1871)	1	1
Hyl.pec	Hylaeus pectoralis (Förster, 1871)	14	45
Las.calc	Lasioglossum calceatum (Scopoli, 1763)	4	6
Las.mal	Lasioglossum malachurum (Kirby, 1802)	2	2
Las.mor	Lasioglossum morio (Fabricius, 1793)	2	3
Las.pau	Lasioglossum pauxillum (Schenck, 1853)	5	11
Las.vil	Lasioglossum villosulum (Kirby, 1802)	1	1
Las.zon	Lasioglossum zonulum (Smith, 1848)	5	7
Mac.eur	Macropis europaea (Warncke, 1973)	6	22
Meg.cen	Megachile centuncularis (Linnaeus, 1758)	2	2
Meg.lig	Megachile ligniseca (Kirby, 1802)	2	6

Meg.ver	Megachile versicolor (Smith, 1844)	1	1
Mel.hir	Melanogaster hirtella (Loew, 1843)	1	1
Mel.nud	Melanogaster nuda (Macquart, 1829)	2	17
Mel.mel	Melanostoma mellinum (Linnaeus, 1758)	9	11
Mel.aur	Meliscaeva auricollis (Meigen, 1822)	3	6
Mel.nig	Melitta nigricans (Alfken, 1905)	1	14
Mer.equ	Merodon equestris (Fabricius, 1794)	1	1
Neo.ten	Neoascia tenur (Harris, 1780)	4	6
Pla.clyp	Platycheirus clypeatus (Meigen, 1822)	2	3
Pyr.ros	Pyrophaena rosarum (Fabricius, 1787)	3	4
Rhi.cam	Rhingia campestris (Meigen, 1822)	4	10
Sca.pyr	Scaeva pyrastri (Linnaeus, 1758)	2	2
Sph.scr	Sphaerophoria scripta (Linnaeus, 1758)	17	36
Sph.eph	Sphecodes ephippius (Linné, 1767)	1	1
Syr.pip	Syritta pipiens (Linnaeus, 1758)	3	5
Syr.rib	Syrphus ribesii (Linnaeus, 1758)	3	8
Syr.vit	Syrphus vitripennis Meigen, 1822	3	7
Ter.Ter	Terrestribombus (Vogt, 1911)	10	30
Tri.fla	Trichopsomyia flavitarsis (Meigen, 1822)	1	1
Tro.sci	Tropidia scita (Harris, 1780)	9	18
Vol.bom	Volucella bombylans (Linnaeus, 1758)	2	2