

Mémoire

Auteur : Pasquier, Maxime

Promoteur(s) : Francis, Frédéric; Plumier, Jean-Christophe

Faculté : Faculté des Sciences

Diplôme : Master en biologie des organismes et écologie, à finalité spécialisée en biologie de la conservation : biodiversité et gestion

Année académique : 2020-2021

URI/URL : <http://hdl.handle.net/2268.2/12546>

Avertissement à l'attention des usagers :

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

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



Université de Liège – Département Biologie, Ecologie, Evolution – Faculté des Sciences

Gestion de la biodiversité des pollinisateurs de Wallonie sur base de collections entomologiques (Diptera : Syrphidae ; Latreille, 1802)

Mémoire présenté par PASQUIER Maxime

Master Biologie des Organismes et Ecologie à finalité Biologie de la Conservation : Biodiversité et
Gestion

Septembre 2021

Dirigé par le Prof. Frédéric FRANCIS, Entomologie fonctionnelle et évolutive à l'Université de
Liège - Gembloux Agro-Bio-Tech

Encadrant : Grégoire NOEL et le Prof. Éric HAUBRUGE



Résumé :

Gestion de la biodiversité des pollinisateurs de Wallonie sur base de collections entomologiques (Diptera : Syrphidae ; Latreille, 1802)

PASQUIER Maxime, Année académique 2020-2021

Unité entomologique de Gembloux Agro-Bio-Tech

Promoteurs : FRANCIS Frédéric

Co-promoteur : PLUMIER Jean-Christophe

Au cours de ces dernières décennies, l'identification numérique et la surveillance par piège photographiques se sont beaucoup développées. Parallèlement à cela, le nombre d'experts capables d'identifier les insectes jusqu'à l'espèce ont diminué. De plus, la diversité et le nombre d'insectes ont fortement diminué à la fin du XXème siècle, les activités humaines en sont les principales causes. Depuis le début du XXIème siècle, plusieurs projets de conservation ont vu le jour afin de contrer la diminution de la diversité en espèces et des populations d'insectes.

Nous avons dans un premier temps travaillé sur l'identification numérique des insectes. Un deep learning inspiré de la méthode de Haar a été utilisé pour essayer d'identifier une espèce de syrphe (*Eristalis tenax*, Linnaeus, 1758) par rapport à des espèces d'hyménoptère (*Vespula germanica*, Fabricius 1793 et *Andrena nitida*, Müller 1776) avec qui les syrphes ont un mimétisme bayésien et une autre espèce d'éristale (*Eristalis arbustorum*, Linnaeus, 1758). Les résultats de l'identification d'*E. tenax* par rapport à ces 3 espèces sont faibles, le pourcentage d'identification correcte va de 50,4 à 58,6 %. Il s'avère que notre deep learning fonctionne mieux pour détecter les insectes de l'arrière-plan des images. En effet, les résultats correctes vont de 78,4 à 89 %. Ainsi, cette méthode ne permet d'utiliser les insectes de collections entomologique pour identifier des spécimens sur photographies.

La seconde partie de ce travail est destinée à comparer la diversité en espèces sur trois périodes de temps et de faire un suivi de la population d'éristales sur les 80 dernières années. Concernant la diversité en espèces, nous nous sommes intéressés à la richesse en espèces, l'abondance et aux indices de Shannon et de Simpson. Même si une diminution de la diversité d'éristales en Wallonie a été observée entre les périodes P1 (1940-1969) et P2 (1969-1999), celle-ci n'est pas significativement différente entre les deux périodes. A l'inverse, la diversité d'éristales en Wallonie est significativement différentes entre les périodes P2 et P3 (2000-2020). Le suivi de la population d'éristales en Wallonie a été réalisé à l'aide d'une PVA (Analyse de Viabilité des Populations). Grâce à cela, nous avons constaté que la population d'éristales est en augmentation en Wallonie, avec un taux de croissance de 8,9%. Par contre, il faut continuer la mise en place des projets de conservations afin que les espèces actuellement soient toujours présente dans le futur. D'après les simulations, la population d'éristales de Wallonie a encore une grande probabilité d'atteindre l'extinction. Il s'avère que la population d'éristales est très sensible aux changements environnementaux. Nous n'avons pas réussi à obtenir ces résultats en utilisant uniquement les données présentent dans une seule collections, il a fallu obtenir des données d'un autre organisme pour obtenir des résultats intéressant.

Remerciements :

Je tiens à remercier toutes les personnes qui m'ont aidé et soutenu pour réaliser mes études et ce travail de fin d'étude.

Tout d'abord, j'aimerais remercier mes Professeurs de Sciences et Vie de la Terre, Madame CHATEAU et Monsieur DODIOT, qui grâce à leurs cours m'ont donné envie de continuer mes études dans le domaine de la biologie.

Merci aux personnes qui m'ont aidé à la bonne réalisation de ce travail, NOEL Grégoire pour ses conseils afin d'être dans les meilleures conditions de travail et d'avoir répondu à toutes mes questions, YUNUS Sami pour avoir travaillé sur tous les algorithmes informatiques qui ont été utilisés, CHIANDOTTO Ottavia pour son aide dans la numérisation des insectes, merci également à HAUBRUGE Éric pour la relecture d'une partie de ce travail.

Merci à l'asbl NATAGORA d'avoir partagé leur jeu de données sur les syrphes de Belgique entre 2000 et 2021 venant du portail www.observations.be. Ainsi, je remercie aussi tous les observateurs utilisant Observation.be d'avoir enregistré leurs observations et d'avoir autorisé le partage de celles-ci.

Merci à tous mes amis pour leur soutien. Et enfin, je remercie du fond du cœur mes parents et ma petite sœur de m'avoir soutenu et surtout permis de réaliser mes 5 années d'études, sans qui je n'aurais sûrement pas pu aller aussi loin.

Table des matières :

I.	INTRODUCTION.....	5
A.	CONTEXTE	5
B.	OBJECTIFS ET HYPOTHESES	9
II.	SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE	9
A.	BIODIVERSITE.....	9
B.	LA NUMERISATION	10
1.	Numérisation 2D des collections entomologiques	11
2.	Numérisation 3D pour l'identification d'espèces.....	12
C.	IDENTIFICATION	13
D.	L'APPRENTISSAGE PROFOND	15
E.	LES COLLECTIONS ENTOMOLOGIQUES	16
F.	LES BENEFICES DE LA NUMERISATION	17
1.	Nouvelle méthode de sauvegarde.....	17
2.	Utilité dans la conservation	17
3.	Diminution de l'échantillonnage.....	18
G.	LES SYRPES	19
1.	Les caractéristiques d'identification.....	19
2.	L'état des Syrphes	21
3.	L'écologie et la biologie des syrphes	22
III.	MATERIELS ET METHODES.....	23
A.	LA NUMERISATION 2D.....	23
1.	Matériels.....	23
a)	Appareil photo.....	23
b)	Caméra sur une table XYZ.....	24
c)	Jeu de données.....	24
2.	Méthode.....	25
a)	Numérisation	25
(1)	Appareil photo.....	25
(2)	Table XYZ.....	25
B.	LA NUMERISATION 3D.....	26
1.	Matériels.....	26
a)	Système manuel.....	26
b)	Système semi-automatique.....	27
c)	Jeu de données.....	27
2.	Méthodes	27
a)	Système manuel.....	27
b)	Système semi-automatique.....	27
C.	IDENTIFICATION	28
1.	Matériels.....	28
a)	Jeu de données.....	28
b)	Le deep learning	28
2.	Méthodes	29
a)	Deep learning	29
b)	Détection	29
c)	Identification	30

D.	DIVERSITE ET SUIVI	31
1.	Matériels	31
a)	Jeu de données	31
b)	Période de temps	31
c)	Zone d'étude	31
2.	Méthodes	31
a)	Les spécimens de la collections	31
b)	Les spécimens d'Observation.be	32
c)	Analyse statistique : la diversité	32
d)	Analyse statistique : le suivi	33
e)	Cartographie	33
IV.	RESULTATS ET DISCUSSION	34
A.	INVENTAIRE DE LA COLLECTION DE SYRPHEs DE GEMBOUX	34
B.	IDENTIFICATION NUMERIQUE	34
1.	La reconnaissance des insectes	35
2.	L'identification des espèces	36
a)	Eristalis tenax seul	36
b)	Eristalis tenax vs Vespula germanica	37
c)	Eristalis tenax vs Andrena nitida	37
d)	Eristalis tenax vs Eristalis arbustorum	38
C.	SUIVI DES POPULATIONS	40
1.	Jeu de données de la collection de Gembloux	40
2.	Jeu de données d'Observation.be	41
3.	Diversité	41
a)	Accumulation et raréfaction	41
b)	Richesse spécifique et abondance	42
4.	Suivi de la population d'éristales en Wallonie	45
5.	Cartographie de répartition des éristales en Wallonie	48
V.	CONCLUSION	51
VI.	BIBLIOGRAPHIE	52
VII.	ANNEXES	62

I. Introduction

A. Contexte

La plupart des espèces animales sur Terre sont des insectes, et des rapports récents suggèrent que leur abondance est en déclin drastique (Høye et al. 2021).

Les insectes pollinisateurs sont indispensables pour la biodiversité, ils fournissent de nombreux services écosystémiques nécessaires aux plantes sauvages et cultivées (S. G. Potts, Biesmeijer, et al. 2010). La pollinisation concerne 78% des plantes à fleurs dans le monde (Ollerton, Winfree, et Tarrant 2011). Et 75% des plantes cultivées ont besoin des pollinisateurs pour fournir des ressources alimentaires aux Hommes (Klein et al. 2007). La chute de ces pollinisateurs peut causer une diminution des services rendus par ceux-ci. Cette diminution aura des répercussions négatives notamment sur le maintien de la diversité des plantes sauvages (Ashman et al. 2004), la stabilité des écosystèmes (Ashman et al. 2004), la production agricole et la sécurité alimentaire (Klein et al. 2007; Gallai et al. 2009). Etant donné que l'homme a modifié la majorité des paysages naturels dans le monde, les pollinisateurs ont sûrement vu leurs abondances et leurs richesses diminuer dans plusieurs parties du globe durant l'anthropocène (S. G. Potts, Biesmeijer, et al. 2010).

Au cours des dernières décennies, les entomologistes ont documenté des baisses alarmantes de l'occurrence, de la richesse taxonomique et de l'aire de répartition géographique des insectes à travers le monde (Montgomery et al. 2020). En 2021, d'après l'UICN il y a 63 espèces d'insectes éteintes dans le monde et 8 espèces éteintes en Europe (« The IUCN Red List of Threatened Species » 2021). Ces valeurs peuvent être plus importantes car il n'y a que 11 027 espèces qui ont été évaluées (« The IUCN Red List of Threatened Species » 2021) alors que nous dénombrons environ 5,5 millions d'espèces d'insectes dans le monde (Stork 2018). Les pollinisateurs ne font pas exception, des preuves de la diminution en abeilles mellifères (S. G. Potts, Roberts, et al. 2010), en bourdons (notamment en Belgique (Rasmont et Mersch 1988) et au Royaume-Uni (Goulson, Lye, et Darvill 2008)) ont été mis à jour en Europe. Le déclin des pollinisateurs est alarmant (Degallier 2020). Cette diminution de la diversité des pollinisateurs est due à différents facteurs, la modification des habitats (Winfree et al. 2009), l'utilisation de produits phytosanitaires (Brittain et al. 2010), la propagation des pathogènes (Stout et Morales 2009), l'importation des espèces exotiques (Thomson 2006) et le changement climatique (Dormann et al. 2008). C'est la combinaison de tous ces facteurs qui a provoqué la perte de la richesse et de l'abondance en pollinisateurs (Tylianakis et al. 2008; González-Varo et al. 2013). Plusieurs preuves sont présentes pour justifier le déclin des pollinisateurs (Rasmont et Mersch 1988; Goulson, Lye, et Darvill 2008).

Le changement climatique affecte les pollinisateurs par la modification des conditions environnementales (température, ensoleillement, pluviométrie, ...), ainsi des espèces modifient leurs aires de répartition (Moen et Lillethun 1999). Mais il perturbe également la phénologie (reproduction, hivernage, migration, ...) des pollinisateurs (Hegland et al. 2009).

La modification des habitats peut être due à différents éléments comme la dégradation, la destruction ou bien sa fragmentation (González-Varo et al. 2013). Cela modifie l'apparence de l'habitat, la diversité de celui-ci mais aussi les communautés qui le constituent (González-Varo et al. 2013). Le développement de l'agriculture intensive a provoqué une augmentation de l'utilisation des produits phytosanitaires et des superficies des monocultures avec des rotations moins fréquentes (Tscharntke et al. 2005).

L'homme a également facilité la dispersion d'espèces qui ont colonisé de nouvelles régions et d'écosystèmes. Ces espèces peuvent perturber les interactions plantes-pollinisateurs (indigènes) (Bjerknes et al. 2007) soit en rentrant en compétition (Thomson 2006), soit en tant que prédateurs (Abe, Makino, et Okochi 2008). Parallèlement à cela, il y a également eu l'arrivée de nouveaux agents pathogènes (Stout et Morales 2009; Cameron et al. 2011).

Les pollinisateurs les plus impactés par ces différents facteurs sont les espèces spécialistes (alimentations et/ou habitats), ainsi que les espèces sédentaires (Biesmeijer et al. 2006). A l'inverse, les espèces généralistes plus mobiles ont tendance à prospérer (Biesmeijer et al. 2006).

Une étude a mis au jour des preuves qu'il y a une perte de la diversité d'espèces en Grande-Bretagne, en Belgique et aux Pays-Bas pour des abeilles, des syrphes et des papillons (Carvalho et al. 2013). Au Royaume-Uni et aux Pays-Bas, il y a eu une chute de la diversité des abeilles observées avant et après 1980 (Biesmeijer et al. 2006). Concernant les syrphes, leur diversité a augmenté aux Pays-Bas, alors que la situation au Royaume-Uni est plus mitigée (Figure 1) (Biesmeijer et al. 2006). Après 1990, la diminution de la diversité des abeilles, syrphes s'est atténuée (Carvalho et al. 2013). La diversité des syrphes a augmenté en Belgique, passant d'une diversité stable (nombre d'espèces constant) dans les années 1980 à des augmentations significatives (20%) au cours des dernières décennies (Figure 2) (Carvalho et al. 2013).

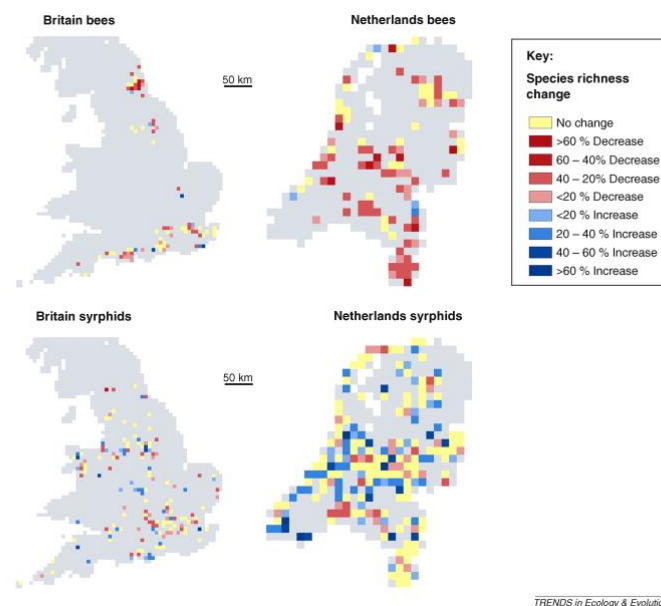


Figure 1 : Evolution de la diversité des espèces pollinisatrices (abeilles et syrphes) en Grande Bretagne et aux Pays-Bas depuis 1980 (Biesmeijer et al. 2006). Les données utilisées proviennent de « Bees Wasps and Ants Recording Society »¹, du « Hoverfly Recording Scheme »² et de « European Invertebrate Survey »³

Au sein de la Figure 2, pour la plupart des taxons et des pays, les estimations du changement de richesse (% du changement) des visiteurs de fleurs est plus accentuées entre P1 et P2 (Pays-Bas, a, Belgique, c, et Grande-Bretagne, e,) qu'entre P2 et P3 (Pays-Bas, b, Belgique, d, et Grande-Bretagne, f,) (Carvalho et al. 2013). En raison du nombre insuffisant de cellules de la grille, les résultats de certaines échelles spatiales ne sont pas présentés pour certains groupes (Carvalho et al. 2013). La ligne horizontale ne représente aucun changement (0%) (Carvalho et al. 2013).

¹ www.bwars.com

² www.hoverfly.org.uk

³ <http://www.eis-international.org/index.php>

Les symboles remplis indiquent que le changement était significativement différent de zéro, sinon les symboles sont ouverts (Carvalho et al. 2013).

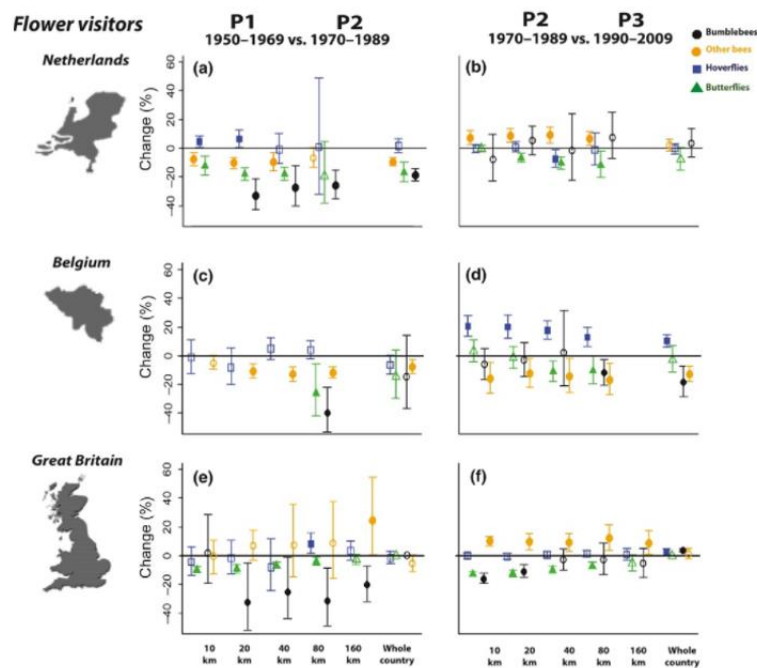


Figure 2 : Evolution de la diversité d'espèces pollinisatrices (moyenne pondérée estimée \pm 95% d'intervalles de confiance) visitant les plantes à fleur au cours du temps et à différentes échelles spatiales (10km, 20km, 40km, 80km, 160km et sur le pays en entier). (Carvalho et al. 2013)

Cette augmentation de la diversité des syrphes peut s'expliquer de deux manières. Premièrement, un élargissement de l'aire de répartition des espèces généralistes qui auparavant avaient une répartition restreinte (p. ex. changements vers le pôle probablement entraînés par le réchauffement climatique après les années 1980 (Parmesan et al. 1999)) (Carvalho et al. 2013). Deuxièmement, l'augmentation de la diversité des syrphes peut s'expliquer grâce aux programmes agroenvironnementaux qui sont différents suivant les pays (Carvalho et al. 2013). Ainsi, des régions peuvent être plus performantes que d'autres pour réduire ou inverser la perte en diversité d'espèces de pollinisateurs (Carvalho et al. 2013).

Malgré l'augmentation de la diversité des syrphes en Belgique, d'autres groupes de pollinisateurs sont toujours vulnérables (Figure 2) (Carvalho et al. 2013). De plus, la diversité des syrphes n'est pas en augmentation partout, comme par exemple aux Pays-Bas, au Royaume-Uni (Carvalho et al. 2013) et en Allemagne (Hallmann et al. 2021). Un investissement à long terme et à une grande échelle dans les pratiques de conservation au moyen d'enquêtes méthodes standardisées est essentiel pour garantir la persistance d'une plus grande diversité de pollinisateurs (S. Potts et al. 2015). En effet, le développement de celles-ci est assez récent (S. Potts et al. 2015). Il est également intéressant d'étudier plus spécifiquement les populations de syrphes car ce sont d'importants pollinisateurs (Doyle et al. 2020), les larves peuvent également jouer le rôle de bioindicateur (Sommaggio 1999) et d'agents biologiques (prédateur contre les pucerons) (Dunn et al. 2020).

Des biais sont présents dans les résultats concernant le changement de la biodiversité et de l'abondance d'espèces (Dornelas et al. 2018; Blowes et al. 2019). De plus, on observe un manque d'information au niveau taxonomique, spatial et temporel (Dornelas et al. 2018; Blowes et al. 2019). Même si la grande partie des espèces animales sont des insectes, c'est pour ceux-ci qu'il manque le plus d'informations (Høye et al. 2021). Cela s'explique surtout par des méthodes de surveillance inefficaces et non actualisées (Montgomery et al. 2020).

Dans le passé, les collections entomologiques se sont principalement consacrées sur la documentation à la diversité d'espèces plutôt que sur l'abondance (Montgomery et al. 2020). De plus, cela a surtout été fait sur une liste de taxons restreints (Montgomery et al. 2020). De ce fait, il y a peu d'information sur les effectifs de la population et sur l'effort d'échantillonnage effectué (Montgomery et al. 2020). Ainsi, plusieurs collectes historiques ne sont pas reproductibles (Montgomery et al. 2020).

Toutefois, des études récentes ont mis en évidence la perte de diversité et d'abondance chez les insectes (Hallmann et al. 2017). Il est donc indispensable de mettre en place des méthodes efficaces et rigoureuses afin de surveiller les populations d'insectes pour comprendre les causes des changements observés (Montgomery et al. 2020). Il faut ainsi, continuer d'effectuer des suivis (de manière répétée et à long terme) pour évaluer l'état de conservation des pollinisateurs (Degallier 2020). Cela permettra d'augmenter les connaissances acquises sur les pollinisateurs afin d'établir des méthodes de conservation efficaces (Degallier 2020).

Il est essentiel d'identifier les espèces au sein des échantillons récoltés sur le terrain. Malheureusement, la complexité de la taxonomie chez les insectes ralentit leur utilisation comme indicateur biotique (Martineau et al. 2017). Seuls les experts (taxonomistes ou entomologistes) savent identifier avec précision les taxons (Martineau et al. 2017). Ils réalisent cela grâce à leur expérience qui leur a permis d'acquérir des compétences dans ce domaine (Martineau et al. 2017). Mais le nombre d'experts diminue de plus en plus (Martineau et al. 2017; Marques et al. 2018). Une personne non-expert pourrait réaliser les identifications de base avec l'aide d'une clé de détermination, mais pour les identifications plus complexes un expert est nécessaire (Martineau et al. 2017; Marques et al. 2018). Par conséquent, des méthodes d'identification alternatives et précises que les non-experts peuvent éventuellement utiliser sont nécessaires (Martineau et al. 2017). De plus, l'identification peut être longue et fastidieuse ; c'est pourquoi, qu'il est intéressant de pouvoir automatiser cette étape (Degallier 2020). L'automatisation a été développée par l'homme d'une part pour réaliser des tâches répétitives, d'autre part lorsque la main-d'œuvre n'était pas suffisante ou lorsque que son coût était trop important, pour avoir des résultats reproductibles et les obtenir plus rapidement, (Godfray et al. 2004). Les identifications taxonomiques répondent à aux moins quelques-uns de ces critères et parfois à tous (Godfray et al. 2004).

L'évolution de l'identification digitale des espèces est très prometteuse et contribuera à diminuer la charge de travail pour les identifications basiques (Godfray et al. 2004). En effet, cette demande est supérieure à ce que les experts peuvent répondre (Godfray et al. 2004).

Le développement de l'identification numérique peut engendrer quelque appréhension chez certains taxonomistes sur l'avenir de leur métier (Kelly, Schneider, et King 2015). Mais ce sont leurs connaissances en taxonomie qui sont indispensables pour le développement de l'identification numérique (Høye et al. 2021). Cette digitalisation est, à la base, créée pour faciliter leur travail. Cela permettra aux taxonomistes de se focaliser sur les espèces les plus complexes à identifier et sur les nouvelles espèces (Høye et al. 2021).

Les images sont les données les plus courantes qui peuvent être utilisées dans une approche digitale (Martineau et al. 2017). De plus, grâce à cette numérisation de l'identification des insectes, des personnes non expertes peuvent avoir accès à ces informations qui sont potentiellement utiles dans d'autres domaines que la biodiversité (Liao et al. 2012). L'utilisation des individus conservés dans les collections entomologiques des musées pourrait être utile pour mettre en place cette identification numérique. En effet, ces collections regroupent une quantité importante de spécimens. Malheureusement, les données historiques sont souvent très dispersées (S. Potts et al. 2015).

Cependant, des initiatives de digitalisation des collections voient le jour, comme la base de données DISSCO RI (<https://www.dissco.eu/>) qui essaie de rassembler les collections au niveau européen (Høye et al. 2021). Cela permet de valoriser des collections muséales et de maximiser leur utilisation (Høye et al. 2021) notamment dans le domaine de la conservation.

B. Objectifs et hypothèses

L'hypothèse est que la numérisation d'insectes venant de collection entomologique peut être utile dans la conservation et la gestion des pollinisateurs. Pour cela, nous travaillons sur l'identification automatique jusqu'à l'espèce, des individus présents dans une collection entomologique peuvent servir à identifier des spécimens sur photographies jusqu'à l'espèce. L'objectif est d'utiliser uniquement des images d'insectes venant de collections entomologiques pour identifier jusqu'à l'espèce des insectes sur images.

Enfin la seconde hypothèse est qu'en Wallonie, la population d'*Eristalis* (Latreille, 1804) augmente avec le temps. Et que la diversité du genre *Eristalis* (Latreille, 1804) est plus importante actuellement qu'elle ne l'a été historiquement. L'objectif de cette hypothèse est de faire un suivi de la population d'éristales en Wallonie et de comparer la diversité des espèces en fonction de la période de collecte en utilisant les insectes présents dans la collection.

II. Synthèse bibliographique

A. Biodiversité

Walter Rosen est le premier à utiliser le terme de « Biodiversity » (Meine, Soulé, et Noss 2006) qui est la contraction de « biological diversity » (Marcon 2015). La définition parfaite a été proposée par Michel Loreau en 2005 qui est (Loreau 2005):

« La Terre abrite une extraordinaire diversité biologique, qui inclut non seulement les espèces qui habitent notre planète, mais aussi la diversité de leurs gènes, la multitude des interactions écologiques entre elles et avec leur environnement physique, et la variété des écosystèmes complexes qu'elles constituent. Cette biodiversité, qui est le produit de plus de 3 milliards d'années d'évolution, constitue un patrimoine naturel et une ressource vitale dont l'humanité dépend de multiples façons. »

Ce terme désigne, à l'heure actuelle, le plus souvent la richesse en espèces d'un écosystème (Marcon 2015). Il est important de tenir compte de la richesse mais aussi de l'abondance (équitabilité) (Whittaker 1965). La richesse en espèce correspond au nombre de classes différentes présentent dans le système d'étude. Plus simplement, il s'agit du nombre d'espèce S du système. L'abondance correspond à la régularité de la distribution des espèces qui est important pour la diversité. En effet, une espèce commune (abondante) ne contribue pas de la même manière qu'une espèce rare (peu abondante) à l'équilibre de l'écosystème (Marcon 2015).

Les indices de diversité tels que de Simpson et de Shannon permettent de mesurer la richesse et l'abondance en même temps, alors que les indices d'abondance ne dépendent pas de la richesse (Marcon 2015). Pour permettre d'estimer la richesse en espèce d'un système (Biotop, écosystème, zone géographique, ...) il faut tout d'abord que le terme d'espèce soit définie (Casetta 2014) et que celle-ci soit identifiée. Il a été dénombré 22 définitions différentes (Mayden 1997) et il existe quatre concepts d'espèces : espèce morphologique (Oliver et Beattie 1996), biologique (Dobzhansky 1937), phylogénétique et écologique (Marcon 2015).

Le concept d'**espèce morphologique** (*morphospecie*) classe des espèces entre elles en fonction de leurs caractéristiques morphologiques (Oliver et Beattie 1996), ainsi, les individus possédant les mêmes caractères morphologiques sont classés comme étant de la même espèce. Une **espèce biologique** constitue un « groupe de populations naturelles isolées reproductivement les unes des autres » (Mayr 1942). Des populations d'une même espèce mais séparées géographiquement (espèces allopatrique) sont classées de manière théorique dans la même espèce mais elles ne peuvent pas interagir entre elles (se reproduire) (Marcon 2015). Le concept d'**espèce phylogénétique** correspond au plus petit groupe identifiable d'individus avec un pattern commun d'ancêtres et de descendants » (Cracraft 1983). Ainsi, les populations allopatriques sont identifiées comme des espèces différentes (Marcon 2015). De ce fait, il y a bien plus d'espèces phylogénétiques que d'espèces biologiques (Marcon 2015). Enfin les **espèces écologiques** correspondent aux espèces qui sont classées selon leur niche écologique et non par les flux de gènes (Valen 1976). Selon la définition choisie, cela aura un impact sur l'évaluation de la richesse (Agapow et al. 2004). Aujourd'hui, les problèmes dus à la définition de l'espèce pour calculer la diversité ne sont toujours pas résolus (Marcon 2015). Il faut juste rester cohérent avec soi-même lorsque l'on compare deux communautés en utilisant la même définition d'espèce (Marcon 2015). Dans ce travail, la définition choisie d'une espèce est celle de l'espèce morphologique, du fait que nous nous basions sur des critères visuels présents sur des images pour classer les individus de telle ou telle espèce.

B. La numérisation

La numérisation désigne le fait de créer une image d'un objet physique (Willemse et al. 2020). Le terme de numérisation peut également faire référence à la numérisation des données (Willemse et al. 2020). La numérisation des données consiste à enregistrer électroniquement les informations d'une collection, comme des informations sur les unités de stockage (espèces présentes, informations des étiquettes, ...) (Willemse et al. 2020). Dans ce travail, le terme de numérisation signifie la création d'images à partir de spécimens physiques.

En plus des variations classiques (rotation, échelle, parallaxe, arrière-plan, ...), d'autres variations impactent les images d'insectes (Martineau et al. 2017). Il y a tout d'abord les variations dites de capture, notamment la pose et la déformation (ex : perte de membres) (Martineau et al. 2017). Puis il y a les variations spécifiques à l'insecte comme l'âge, le sexe, les mutations génétiques (Martineau et al. 2017). Il y a deux manières de réaliser une prise photographique soit à partir d'individus uniques ou bien des boîtes entomologiques comprenant un ensemble d'individus (Martineau et al. 2017). La reconnaissance des insectes sur photographies est régie par 3 étapes. La première étape est l'acquisition de l'image, puis l'extraction des caractéristiques de celle-ci et enfin la classification (Martineau et al. 2017). Le mode d'acquisition pourrait influencer les techniques utilisées pour l'identification des insectes, mais aussi le contexte d'application de ces algorithmes (Martineau et al. 2017). Afin de limiter l'influence de ces différents paramètres, le plus simple est de réaliser les prises photographiques dans un milieu contrôlé (laboratoire) (Martineau et al. 2017). De cette manière plusieurs paramètres seront contrôlés (éclairage, arrière-plan, distance du sujet, ...) (Degallier 2020). Les photos sont réalisées à partir d'individus morts, et idéalement d'individus récemment épinglés pour éviter la perte de couleur (Gurgel-Gonçalves et al. 2017).

Néanmoins, le principal inconvénient du réglage en laboratoire est la manipulation et l'utilisation du système de capture (positionnement de l'insecte, fixation de l'éclairage, etc.) (Martineau et al. 2017). Cette tâche manuelle est toutefois très fastidieuse et prend beaucoup de temps (Martineau et al. 2017).

L'automatisation de la prise d'image dépend de la station de numérisation utilisée et de la méthode appliquée (Nieva de la Hidalgo et al. 2019). Pour numériser, il existe trois degrés d'automatisation des stations. Il y a tout d'abord les stations manuelles, qui ont le plus besoin de l'intervention humaine pour leur fonctionnement (pose des échantillons, acquisition de l'image). Ensuite, il y a les stations semi-automatiques, soit la pose de l'échantillon ou l'acquisition est faite de manière automatique. Et enfin, il y a les stations totalement automatisées, où il faut juste intervenir pour monter et démonter les échantillons au fur et à mesure qu'ils sont numérisés (Nieva de la Hidalgo et al. 2019).

La numérisation de masse a été testée pour des spécimens d'herbier et pour des insectes épinglés (Nieva de la Hidalgo et al. 2019). Les techniciens doivent juste charger et décharger les spécimens dans la station et ensuite les reconditionner pour le stockage (Nieva de la Hidalgo et al. 2019). Idéalement, pour numériser les tiroirs d'insectes, serait une ligne entièrement automatique où il suffirait de déposer les tiroirs (Wu et al. 2019). Pour automatiser les manipulations des individus il faudrait dans ce cas, changer la manière dont ceux-ci sont stockés et manipulés (Nieva de la Hidalgo et al. 2019).

Les collections, à travers le monde, sont constituées pour la plus part de la moitié d'insectes (Wu et al. 2019). Cela représente environ un milliard d'individus en Europe (Wu et al. 2019). Actuellement, les meilleurs systèmes de numérisation peuvent digitaliser environ un millier d'individus/jour (Tegelberg et al. 2017; Price et al. 2018). Malheureusement, leur utilisation est fastidieuse, elles demande une grande précision ; les techniciens doivent faire des alternances toutes les 2 heures pour être efficaces (Tegelberg et al. 2017; Price et al. 2018).

La collection de la Faculté de Gembloux Agro-Bio Tech (Université de Liège) comprend environ 3 millions d'insectes (Francis et Haubruge 2012). En comparaison, le musée des Sciences Naturelles de Londres possède 25 millions de spécimens (Price et al. 2018). Il a été estimé qu'il faudrait que 65 personnes travaillent pendant 23 ans afin de numériser toute la collection du musée de Londres (Blagoderov et al. 2012).

1. Numérisation 2D des collections entomologiques

La numérisation 2D consiste en la prise de vue d'un objet sous un seul angle de vue sur un seul même plan de perspectives. Les images obtenues ne sont pas totalement en 2D. En effet, il y a la présence d'une perspective de profondeur (premier plan, second plan, ...). Si la numérisation d'objets en deux dimensions (2D) comme les feuilles d'herbier ou d'objets d'art s'est très développée, celle de collections d'insectes est plus compliquée et moins fréquente (Wu et al. 2019).

Afin d'accélérer le processus de digitalisation, il est possible de créer un cadre « multi-individus », soit en photographiant les boîtes en entier ou bien en découpant la boîtes en plusieurs zones à photographier. Ainsi, le temps de numérisation est réduit, en raison de la présence de plusieurs individus dans une seule capture (Martineau et al. 2017). Toutefois, le processus multi-individus doit faire face à plus de problèmes de traitement d'image, comme la détection de tous les insectes sur une image. Cette difficulté est moins présente sur des photographies où il n'y a qu'un seul spécimen, qui est de plus centré dans l'image. (Martineau et al. 2017). Cela permet de prendre en photographie des boîtes en entier qui peuvent contenir des centaines d'individus (Holovachov, Zatushevsky, et Shydlovsky 2014). Ainsi, la numérisation des collections sera plus rapide en numérisant les boîtes entomologiques contenant un ensemble de spécimens (Holovachov, Zatushevsky, et Shydlovsky 2014).

Cependant, des systèmes d'imagerie ou des appareils photos à haute résolution ont été développés et sont prometteurs comme GigaPan[®], GigaPanMicro[®], Sat-Scan[®], DScan[®] (Schmidt, Balke, et Lafogler 2012) et des appareils photos haute résolution (Wu et al. 2019). Le système optique de ces systèmes peut être fixe, être sur un support motorisé ou bien se déplacer sur des rails (Wu et al. 2019). Les images des boîtes entières peuvent ensuite être recadrées et/ou segmentées avec le logiciel open source Inselect (Hudson et al. 2015).

La numérisation 2D a ses limites lorsqu'il s'agit en réalité d'objets 3D (Nieva de la Hidalgo et al. 2019). Ainsi, la numérisation provoque une perte d'informations qui peuvent être utiles notamment pour l'identification, surtout si les caractéristiques se trouvent sur les côtés de l'insectes (Holovachov, Zatushevsky, et Shydlovsky 2014). De plus, il y a une perte de l'information présente sur les étiquettes (Wu et al. 2019), du fait que celle-ci soient placées en dessous des spécimens (Holovachov, Zatushevsky, et Shydlovsky 2014).

2. Numérisation 3D pour l'identification d'espèces

Pour pouvoir disposer des spécimens numérisés, les musées ou conservatoires doivent prendre en considération le développement d'images en 3D (Nieva de la Hidalgo et al. 2019).

Ainsi, pour avoir les critères taxonomiques optimaux sur les spécimens numérisés, ceux-ci doivent d'être de bonne qualité et identifiés avec certitude (Nieva de la Hidalgo et al. 2019). Dans le domaine de la recherche scientifique, la numérisation 3D pourrait être très utile, notamment lorsque les caractéristiques systématiques des individus ne peuvent pas être générés sur les images 2D (Anderson 2017). Pour cela, un ensemble d'images doivent être prises pour chaque individus sous différents angles ou un modèle 3D complet doit être réalisé (Nieva de la Hidalgo et al. 2019). La nécessité de la numérisation 3D a permis également le développement de différentes solutions (Nieva de la Hidalgo et al. 2019). Actuellement, le coût de la numérisation 3D ne permet de l'utiliser uniquement que sur des individus spécifiques qui ont des caractéristiques particulières (valeur scientifique, état de conservation, unicité) (Nieva de la Hidalgo et al. 2019).

Entre la 2D et la 3D, il existe d'autres pratiques telles que les vues de plans anatomiques (multiplans) (Häuser et Staatliches Museum für Naturkunde Stuttgart 2005), des séries de photographies à 360° (Brecko et Mathys 2020; « 3d Imaging Handbook » s. d.) et des vues à 360° (Van Zanten, Van Spronsen, et Altenburg 2005) qui sont qualifiées de 2D+ car il s'agit de représentation d'un individu avec plusieurs photos (deux ou plus) (Nieva de la Hidalgo et al. 2019). L'imagerie 2D+ est un ensemble de photos d'un même spécimen prises sous différents angles (Nieva de la Hidalgo et al. 2019). Cela permet de faire apparaître des particularités ou critères qui ne sont pas présent sur les photos 2D (Nieva de la Hidalgo et al. 2019).

Le modèle 3D est, quant à lui, constitué d'un ensemble de coordonnées définissant des sommets, des arrêtes et/ou des plans afin de représenter la surface d'un objet réel (Nieva de la Hidalgo et al. 2019). Dans ce cas, il est également possible d'ajouter la texture et la couleur sur des modèles 3D (Nieva de la Hidalgo et al. 2019).

Plusieurs méthodes d'acquisition d'images 3D ont été testées pour la numérisation des collections d'insectes, notamment (Dusoulier 2014; Brecko et Mathys 2020) : photographie multi-plans (avec ou sans empilement de mise au point) (2D +), photogrammétrie (avec ou sans empilement de mise au point - 2D + et 3D), balayage de la lumière structurée (3D), balayage infrarouge (3D), balayage laser (3D) et micro-CT (3D) (Nieva de la Hidalgo et al. 2019).

Parmi celles-ci, la photogrammétrie présente un des plus grands potentiels car elle peut servir pour une large gamme de collections et de tailles d'individus (Nguyen et al. 2017). Elle convient mieux pour le stockage et la valorisation des données à long terme, grâce à des données brutes enregistrées (Nieva de la Hidalgo et al. 2019).

Suite à l'acquisition, les images venant de la photographie multiplan doivent être traitées (empilement des images, masquages, correction des couleurs, netteté, contrôle de la qualité, vérifier les ensembles d'images, l'identification, lier les photographies aux données correspondantes et organiser les images pour la présentation) (Nieva de la Hidalgo et al. 2019). Des logiciels en open source permettent d'automatiser ces tâches (Nieva de la Hidalgo et al. 2019).

Il existe des traitements similaires pour modéliser des images 3D en partant d'images de photogrammétrie notamment avec : (1) calcul d'un nuage clairsemé et dense, (2) construction d'un maillage, (3) utilisation de cibles et de marqueurs pour aligner les images et mettre à l'échelle les objets (Nieva de la Hidalgo et al. 2019).

Les systèmes actuellement développés par des équipes de recherche ne sont actuellement pas disponibles pour la numérisation de masse (Wu et al. 2019). Kroupa et al. (2014) ont créé le système « ZooSphere » qui permet une vision à 360° de grande précision d'un spécimen (Wu et al. 2019). Ce système ne produit pas de modèle 3D (Wu et al. 2019). Adcock et al. (2014) utilisent une plateforme tournante qui prend des séries de photos en même temps (Wu et al. 2019). Ströbel et al. (2018) évoque un appareil capable de numériser et de modéliser en 3D de manière automatique (Wu et al. 2019). Il s'agit d'une combinaison d'une imagerie multiplan à profondeur de champ étendue et sur les différents côtés et faces (Wu et al. 2019).

Les scanners de bureau développés par Fraunhofer IGD sont intéressants pour la numérisation 3D de petits individus comme les insectes (Nieva de la Hidalgo et al. 2019). La station « Sertifer » sur convoyeur (automatique) est également intéressante pour les insectes (Nieva de la Hidalgo et al. 2019). Une alternative est possible en utilisant simultanément l'empilement de mises au point et la photogrammétrie (Brecko et Mathys 2020; « 3d Imaging Handbook » s. d.).

Les données obtenues lors de la numérisation 3D doivent permettre l'identification, le stockage, la récupération et l'affichage des individus (Nieva de la Hidalgo et al. 2019).

C. Identification

Pour l'identification, les experts utilisent parfois de subtiles critères morphologiques pour distinguer les espèces (Spiesman et al. 2021).

Plusieurs paramètres tels que la posture du spécimen, ses caractéristiques physiques (âge, sexe, taille, ...) ou bien la déformation de l'individu sur la photographie peuvent nuire à l'identification (Hansen et al. 2020; Martineau et al. 2017). Les couleurs sont également indispensables pour l'identification (S. Phillips, Green, et Weech 2014), nécessitant un bon éclairage (Nieva de la Hidalgo et al. 2019).

De plus, les biais dus à l'appareil photographique en lui-même comme la netteté de l'image, la netteté du mouvement ou encore la définition de l'image peuvent causer des problèmes (Degallier 2020). Les photos doivent être de très bonne qualité pour obtenir le plus de détails possibles des individus afin de les différencier des espèces voisines mais cela n'est pas toujours possible (Wu et al. 2019).

L'automatisation ou l'utilisation de l'intelligence artificielle dans le cadre de l'identification d'individus jusqu'à l'espèce s'est considérablement développée et les résultats obtenus sont très encourageants (Weinstein 2018).

Le système DAISY (Digital Automated Identification System) permet de reconnaître des images générales de toutes sortes d'organismes tels que des invertébrés, des poissons, des plantes et même du pollen (Weeks et al. 1999).

Certains se basent alors plutôt sur des photographies de partie du corps bien précises. En effet, le système ABIS permet de reconnaître les Hyménoptères grâce à leurs nervures sur les ailes (Arbuckle et al. 2001). Les photographies des spécimens, dans ces cas-là, se font généralement manuellement. D'autres ont mis au point un système semi-automatique pour tourner les individus afin de limiter le temps de manipulation (Lytle et al. 2010).

Pour permettre l'identification, il est important d'identifier les descripteurs des espèces d'insectes (Degallier 2020). Il existe trois niveaux de descripteurs (bas, moyen ou haut niveau). Les descripteurs de bas niveau (LLD pour low-level descriptor) se basent sur les couleurs, textures et formes (Martinet et Elsayad 2011). Le logiciel ABIS utilise ces descripteurs sur des photos d'ailes d'abeilles pour identifier la forme et les nervures (Arbuckle et al. 2001). Malheureusement, les descripteurs de formes ont besoin d'une échelle qui est la plupart du temps manquante sur les photos (Martineau et al. 2017).

Les descripteurs de moyens niveaux (MLD pour mid-level descriptor) correspondent à des mesures numériques continues ou discrètes construites sur base des LLD en utilisant des apprentissages supervisés, non supervisés ou des composantes principales (ACP). Ces MLD réduisent le manque de coïncidence entre les informations que l'on peut extraire des données visuelles et l'interprétation que ces données ont pour un utilisateur dans une situation donnée (Smeulders et al. 2000). Le logiciel DAISY (Digital automated identification system) utilise ces descripteurs en ACP (Weeks et al. 1999).

Au début, les recherches étaient basées sur l'apprentissage automatique mais leurs efficacités n'étaient pas assez fortes (> 70%) (Weinstein 2018). C'est le développement des apprentissages profonds qui a permis d'augmenter les performances de l'identification automatisée (Weinstein 2018).

Les descripteurs de hauts niveaux sont des méthodes de « deep learning », des réseaux neuronaux artificiels (Martineau et al. 2017). Ils sont capables de faire la segmentation et la classification (Degallier 2020). Pour cela, ils ont besoin d'un très grand nombre de photos d'entraînement pour développer le modèle (Oquab et al. 2014). Cette étape est primordiale pour permettre l'identification des insectes jusqu'à l'espèce car les caractéristiques qu'utilisent les taxonomistes ne sont généralement pas visibles sur photographie (Spiesman et al. 2021).

Si les images contiennent plusieurs insectes, la segmentation doit être faite de manière plus complexe pour permettre l'identification (Martineau et al. 2017).

Après avoir relevé les caractéristiques pour identifier les espèces, il faut identifier le nom d'espèce des individus présents sur les photographies (Degallier 2020). Les méthodes les plus utilisées sont celles des réseaux neuronaux convolutifs (CNN = « Convolutional Neural Networks ») (Hansen et al. 2020) ou des séparateurs à vastes marges (SVM) (Wen, Guyer, et Li 2009).

La capacité des classificateurs CNN est très importante, ils doivent être formés à l'aide d'exemples pour pouvoir apprendre plusieurs critères d'identifications (Oquab et al. 2014). Plus le nombre de critères est important, plus les CNN seront performants (Oquab et al. 2014). Cela dépend du niveau taxonomique voulu, en effet plus nous voulons nous rapprocher de l'espèce et plus le nombre de critères doit être élevé (Degailier 2020). Dès lors et déjà, ils sont utilisés dans la classification de nombreux taxa (arthropodes, mammifères, ...) (Hansen et al. 2020).

La difficulté pour les CNN est de distinguer une espèce qui n'a pas servi pour la formation du modèle. Ce manque d'apprentissage est dû au fait que par leurs raretés, des espèces, ne sont pas présentes dans les bases de données (Høye et al. 2021). En d'autre terme, ils doivent être capables de repérer les nouvelles espèces (Mayo et Watson 2007).

A la fin de l'identification, les modèles donnent comme résultats une liste d'espèces potentielles avec un pourcentage de sûreté (Annexe 1).

D. L'apprentissage profond

Les apprentissages profonds peuvent être très utiles pour l'analyse d'images (Wäldchen et Mäder 2018). Ils apprennent à faire des tâches lors de l'étape de formation qui consiste à leur présenter des exemples d'anciennes données. Ensuite, il s'agit de l'étape d'inférence qui consiste à réaliser une tâche apprise sur de nouvelles données. L'apprentissage profond est inspiré du fonctionnement des réseaux neuronaux biologique (LeCun, Bengio, et Hinton 2015).

Les réseaux neuronaux biologiques sont constitués de neurones reliés les uns aux autres. Ces neurones sont composés de dendrites, d'un corps cellulaire et d'un axone (Wäldchen et Mäder 2018). Les dendrites transmettent l'information électrique au corps cellulaire et l'axone, s'il est activé par le corps cellulaire, permet d'envoyer l'information à d'autres neurones ou à d'autres cellules pour produire une action (Wäldchen et Mäder 2018).

La couche, qui est tout à gauche, est la couche d'entrée alors que celle tout à droite est celle de sortie (Annexe 2) (Wäldchen et Mäder 2018). Entre ces couches, il y a des couches cachées. Contrairement aux réseaux neuronaux peu profonds (1-2 couches cachées), les apprentissages profonds contiennent de nombreuses couches cachées (Wäldchen et Mäder 2018). La couche d'entrée sert à collecter les données brutes (Wäldchen et Mäder 2018). Les neurones se transmettent les informations de la couche d'entrée jusqu'à la couche de sortie (Wäldchen et Mäder 2018).

Au début, les couches proches de la couche d'entrée fonctionnent comme des descripteurs de bas niveaux, c'est-à-dire qu'ils relèvent les textures, couleurs, ..., plus nous allons vers la couches de sortie et plus les caractéristiques d'identification seront précis (Wäldchen et Mäder 2018).

Le CNN est l'apprentissage profond le plus utilisé notamment à cause de ces performances pour classer des images (Krizhevsky, Sutskever, et Hinton 2017). Il est utilisé dans la vision par ordinateur pour reconnaître des objets dans une image. Il s'agit d'un empilement de couches convolutionnelles intercalées de couches de mise en commun (LeCun, Bengio, et Hinton 2015). Les CNN sont conçus pour travailler sur des images 2D (Wäldchen et Mäder 2018).

Il existe différents architectures d'apprentissage profond (AlexNet, NIN, VGG, GoogLeNet, ResNet, ...) (Norouzzadeh et al. 2018). D'après Norouzzadeh et al. 2018, l'architecture qui est la plus efficace pour détecter la présence d'animaux est celle de VGG.

E. Les collections entomologiques

« Une collection entomologique est le résultat de la collecte et de la conservation d'insectes morts, dans un but scientifique ou esthétique. » (Wikipédia 2021). Il existe quatre types de collections (Dusoulier 2006):

- Les **collections historiques** : elles conservent des exemples de l'entomofaune d'une région à une période historique donnée.
- Les **collections de références** : elles permettent aux entomologistes de comparer leurs échantillons avec des individus identifiés dans le passé.
- Les **collections régionales** : elles contiennent peu d'individus mais exposent les insectes les plus communs d'une région à une période donnée.
- Les **collections esthétiques** : elles regroupent des insectes notamment pour leur taille (grande) et leurs couleurs (vives), se sont principalement des insectes tropicaux.

Pour qu'une collection ait un attrait scientifique, l'accès et la localisation des individus doivent pouvoir être faciles (Dusoulier 2014). La présence de certaines informations est primordiale (propriétaire, provenance, identification, date de collecte, ...) (Dusoulier 2014).

Ces individus sont des sources d'information concernant le passé mais aussi pour la période actuelle (Artige 2020). Ainsi, il est indispensable de les conserver de manière optimale pour garder intacte leur morphologie ainsi que leur contenu génétique. La gestion d'une collection consiste aussi à s'assurer qu'un grand nombre de personnes ait accès à celle-ci. De ce fait, il ne s'agit plus d'accumuler des individus de façon esthétique mais également de s'assurer de la conservation à long terme de leurs données génétiques et de leurs données associées (couleur, texture, ...) (Artige 2020). Il y a trois types de collections entomologiques : les collections à sec, les collections en fluide et les collections fixées (entre lame et lamelle) (Artige 2020). La collection entomologique de Gembloux est une collection à sec, où les spécimens sont conservés de manière montée (Artige 2020). Mais il existe aussi les techniques en couches ou en papillotes (Artige 2020).

Pour conserver sur le long terme les insectes de manière montée, il faut utiliser des matériaux neutres, qui ont une qualité muséographique (Artige 2020). Les épingles doivent être en acier inoxydable ; il est impératif d'utiliser un papier neutre pour les étiquettes ; et les écritures doivent être faites soit à l'encre de Chine ou bien avec une imprimante laser (Artige 2020) (Figure 3a). Les boîtes peuvent être en bois ou en carton, la partie supérieure vitrée (permet l'observation sans ouvrir la boîte). Il est recommandé d'utiliser des feuilles d'émailène au fond des boîtes, ces feuilles ne sont pas sensibles au ravageur contrairement au bois et carton (Artige 2020).

Concernant les anciennes boîtes contenant de produits toxiques, il est conseillé de les ouvrir sous hotte avec des gants en nitrile (jetables) (Artige 2020). Sinon, il s'agit de bien se laver les mains après manipulation (Artige 2020).

La collection de Gembloux est principalement constituée par les collectes des étudiants de Gembloux Agro-Bio Tech – Université de Liège lors de la réalisation des "boîtes d'insectes", et des chercheurs lors des recherches sur le terrain permettant d'augmenter la collection. Enfin, il y a également les dons de collections d'entomologistes amateurs (Francis et Haubruge 2012). La Figure 3b est une photographie d'une boîte de collection type de la collection de Gembloux. En 2012, il y avait au total plus de deux millions d'insectes dans cette collection (Francis et Haubruge 2012).

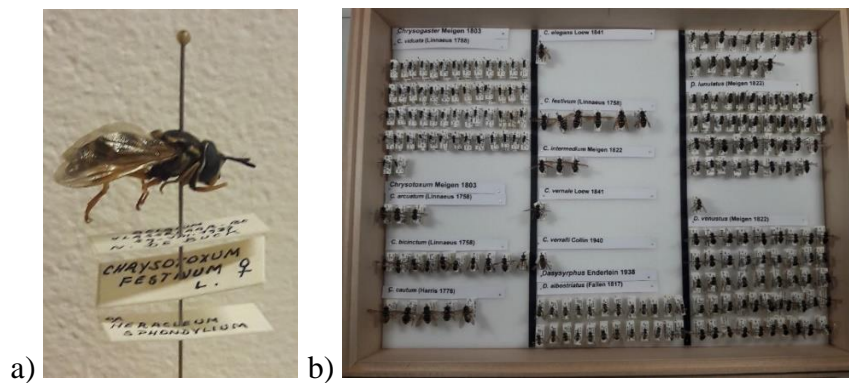


Figure 3 : a) Exemple d'un montage d'épingle type; b) Photographie d'une boîte de collection.

F. Les bénéfiques de la numérisation

1. Nouvelle méthode de sauvegarde

Les musées de sciences naturelles ont trois objectifs : la préservation, l'étude et la présentation de leurs collections (Brecko et Mathys 2020). Celles-ci peuvent malheureusement être endommagées, voire détruites lors de catastrophes naturelles ou bien anthropiques (Brecko et Mathys 2020). Les spécimens de collection peuvent également être détruits suite à des analyses destructives (Brecko et Mathys 2020). Les nouveaux individus récemment échantillonnés peuvent aussi être détruits pour des analyses (Brecko et Mathys 2020). Ainsi, la numérisation des collections et des nouveaux individus échantillonnés est indispensable pour les garder en collections même si physiquement ils n'existent plus (Brecko et Mathys 2020). « La numérisation massive des collections d'histoire naturelle est devenue un objectif majeur dans les musées du monde entier et a déjà donné lieu à de grands ensembles de données numériques » (Wäldchen et Mäder 2018).

La numérisation a également un autre avantage ; elle permet d'avoir accès à des collections qui ne peuvent pas être exportées pour les étudier (Brecko et Mathys 2020). Le jumeau numérique ne peut pas remplacer son double (physique) mais il offre la chance de continuer les recherches malgré l'absence de l'individu physique (Brecko et Mathys 2020). Et cela permet de travailler sur les spécimens sans les sortir de leurs boîtes de stockage, ce qui pourrait les détériorer (Brecko et Mathys 2020).

La digitalisation de collections entomologiques a pour but de stocker et de partager ces données de manière numérique (Degallier 2020). Cela permettrait de rassembler et de revaloriser des milliards de données (Ariño 2010).

2. Utilité dans la conservation

De plus, la numérisation des collections peut être utilisée dans la conservation des insectes et notamment dans la surveillance. La surveillance par image s'est considérablement développée pour les vertébrés ces dernières années (Norouzzadeh et al. 2018). Cette surveillance par image est très lentement en cours de développement afin de l'adapter sur les insectes (Wäldchen et Mäder 2018).

Les images obtenues peuvent être traitées avec des CNN, qui ont besoin d'entraînements pour correctement identifier les insectes sur base de photos (Xia et al. 2018). Pour cela, le nombre d'entraînements doit être relativement important afin d'obtenir les meilleurs résultats (Høye et al. 2021). Une centaine d'entraînements doivent être faits pour une seule espèce (Van Horn et al. 2018).

De ce fait, les entraînements sont lents notamment à cause du temps de collecte et d'identification manuelle qui doivent être faits en amont (Høye et al. 2021) ; c'est à cette étape que la numérisation des collections peut être utile. En effet, dans les collections, les spécimens sont déjà collectés et identifiés. Ainsi, la numérisation des collections pourrait fournir une base de données importante pour l'entraînement des CNN (Høye et al. 2021).

Ces CNN entraînés peuvent servir ensuite à identifier les insectes filmés par des pièges caméras (Annexe 3). Ces pièges sont moins susceptibles aux biais dus à l'observateur (Høye et al. 2021). Les écologistes utilisent particulièrement les pièges à caméra pour étudier la taille et la répartition des populations (Silveira, Jácomo, et Diniz-Filho 2003) mais aussi pour évaluer l'utilisation de l'habitat (Bowkett, Rovero, et Marshall 2007). Cette technologie a un gros potentiel dans la surveillance numérique des insectes (Pegoraro et al. 2020). De plus, la collecte de données peut s'étendre sur toutes les échelles de temps diurnes et saisonnières (Høye et al. 2021). Il est possible également d'ajouter des appâts aux pièges comme des phéromones, de la lumière, ... (Høye et al. 2021). Ou alors de placer les pièges sur des ressources naturelles (fleurs, fruits, excréments, champignons ou carcasses) (Høye et al. 2021). La caméra est couplée à un micro-ordinateur qui envoie les photographies à un serveur pour être analysé (identification et comptage) (Sun et al. 2018; Høye et al. 2021). L'avantage de ce système c'est qu'il est alimenté par des panneaux solaires, ce qui permet de l'installer dans des zones reculées voire inaccessibles (Høye et al. 2021).

Au final, les pollinisateurs pourront être détectés et identifiés de manière numérique (Potamitis, Eliopoulos, et Rigakis 2017). Grâce aux CNN il est également possible d'obtenir des approximations de l'abondance, de la biomasse et de la diversité des insectes (Høye et al. 2021). Cela permettra d'améliorer la surveillance et la gestion des populations d'insectes, des espèces mais aussi l'évaluation de la biodiversité (O'Connell, Nichols, et Karanth 2010).

Les CNN peuvent également avoir d'autres applications en écologie que pour l'identification. (Christin, Hervet, et Lecomte 2019) ont schématisé les différentes applications de l'apprentissage profond en biologie (Annexe 4).

3. Diminution de l'échantillonnage

La surveillance par piège caméra peut également avoir un impact sur l'échantillonnage. En effet, cela pourrait permettre de diminuer l'échantillonnage de spécimens vivants. Afin de faire une identification de manière précise, il faut le plus souvent la réaliser sur des individus morts (Tepedino et Stanton 1981).

Gezon et al. (2015) ont montré que l'échantillonnage n'est pas impactant sur les populations d'abeilles mais celui-ci doit respecter un cahier des charges bien précis. Les échantillonnages doivent être faits toutes les 2 semaines avec de grandes distances les séparant (min = 125 m, max = 2 400 m).

Ainsi, les échantillonnages utilisés pour le suivi des insectes pourraient avoir un impact négatif sur les pollinisateurs (Gezon et al. 2015) ; si ceux-ci sont réalisés de manière plus rapprochée dans le temps et l'espace. De ce fait, certifier que tuer des centaines d'insectes n'impacte pas leur population n'est pas valable (Fischer et Larson 2019). Des espèces habituellement communes peuvent être rares dans certaines localités (Fischer et Larson 2019).

Une étude a mis au point une méthode qui permet de prendre en photographie des insectes vivants ; ils capturent des insectes qu'ils placent dans une glacière (Arbuckle et al. 2001). Le froid permet d'endormir les individus, ce qui les rend transportables jusqu'au laboratoire tout en les gardant en vie (Arbuckle et al. 2001). De plus, les insectes endormis sont immobiles le temps de prendre quelques images (Arbuckle et al. 2001). Comme les individus ne bougent plus, il est également possible de faire les photographies directement sur le terrain en gardant des conditions de laboratoire (fond plan, luminosité, distance fixe entre les spécimens est l'objectifs, temps de pose, ...) (Degaillier 2020). Ensuite les insectes peuvent être relâchés (Degaillier 2020). Ainsi, cela permet d'obtenir des spécimens de manière numérique sans tuer d'insectes.

Mais il ne faut pas totalement supprimer l'échantillonnage ; pour certaines études il est encore indispensable. L'échantillonnage doit également continuer pour pouvoir garder des spécimens de manière physique dans les collections entomologiques. Mais l'utilisation de la surveillance numérique permet de s'inscrire dans le principe des 3R (Remplacer, Réduire et Raffiner) (Russell et Burch 1959).

G. Les syrphes

La familles des syrphes (Syrphidae ; Latreille, 1802) font partie de l'ordre des Diptères (Pétremand 2015). Cette famille compte 6674 espèces dans 284 genres (Dunn et al. 2020), environ 800 espèces sont présentes en Europe (Sarhou et Speight 2005) dont 357 en Belgique (Noel et al. 2021; Folschweiller et Drossart, s. d.). Il existe un grand nombre de morphologies différentes mais certaines espèces se caractérisent par le mimétisme (mimétisme batésien) avec des Hyménoptères (guêpes, abeilles et bourdon) (Sommaggio 1999). Les adultes mesurent entre 4 et 35 mm de long (Sommaggio 1999). Ils ont une grande capacité de vol (vol stationnaire (Pétremand 2015), avec des changements de direction vifs, rapides et peuvent se déplacer sur de longue distance (Sommaggio 1999)) d'où leur surnom d'« Hoverfly ».

1. Les caractéristiques d'identification

Les yeux des syrphes sont des yeux composés de couleur brun ou rougeâtre ; ils occupent une grande partie de la tête (Veen 2010). Ceux-ci peuvent servir à différencier les femelles des mâles (Veen 2010). En effet, les yeux des mâles sont holoptiques (se rejoignent au niveau de la partie supérieur de la tête) alors que les femelles ont des yeux dichoptiques (ne se rejoignent pas) (Veen 2010). Ce critère de différenciation ne fonctionne pas pour certain genre (*Microdon*, *Neoascia* et *Helophilus*) (Veen 2010). Dans ce cas, les mâles se distinguent avec la présence d'organes génitaux globulaires au bout de l'abdomen (Veen 2010).

Les syrphes ont deux antennes divisées en quatre partie, la quatrième partie (l'arista) est fixée sur la troisième. Les deux premières parties sont de petites tailles alors que la troisième est grande, l'arista ressemble à un cheveu (fine et longue). Au-dessus de la base des antennes se trouvent des lunules qui ont une forme de lune. Au sommet de la tête, non loin du thorax, se trouvent trois ocelles. Un bouton facial est présent au-dessus de la bouche (Veen 2010). Les schémas de la figure 4 permettent d'observer ces caractéristiques de la tête.

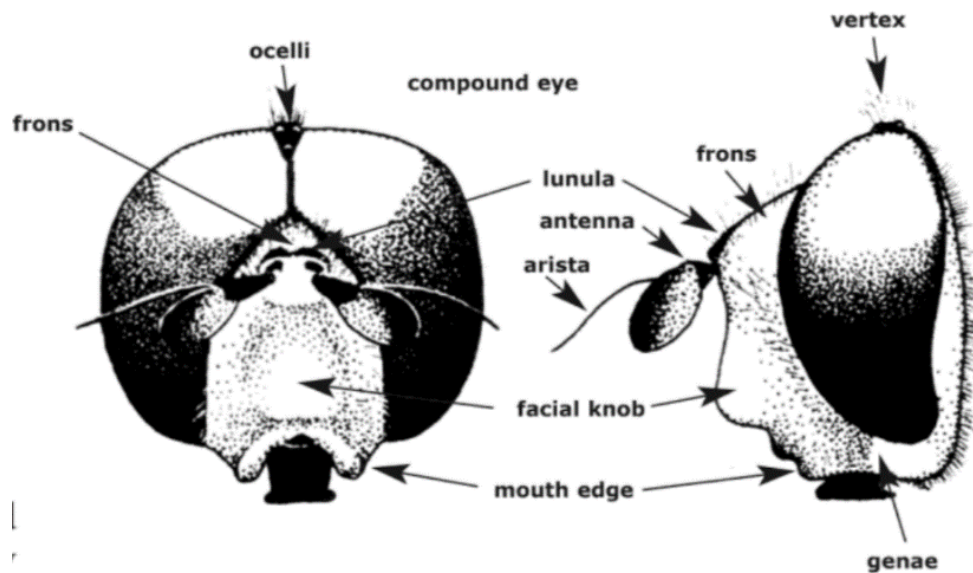


Figure 4 : Schéma d'une tête de syrpe (Veen 2010).

Les ailes des syrphes sont très utiles, pour les différencier de toutes, les autres familles de Diptères (Sommaggio 1999), notamment grâce aux veines (Veen 2010). Le plus caractéristique est la présence d'une « *spuria vena* », qui est un pli veineux dans l'aile (Veen 2010). Elle peut parfois être difficile à repérer et elle n'est absente que chez certaine espèce comme *Syritta flaviventris* Macquart, 1842 (Sommaggio 1999). Cette veine se trouve presque au milieu de l'aile, entre les veines R et M (Sommaggio 1999). Les veines R sont les rayons-veines situés près de la marge avant (Veen 2010). Alors que les veines M sont des veines médianes se trouvant au milieu de l'aile (Veen 2010). Au niveau de la marge se trouve les volets *alula* et *calypter* (Veen 2010) (Figure 5). De plus, les ailes permettent de différencier les syrphes des Hyménoptères avec qui elles peuvent avoir un mimétisme. Comme leurs noms l'indique, les diptères ont qu'une paire d'ailes dédiées au vol alors que les hyménoptères ont deux paires d'ailes qui s'accrochent entre elle part des *hamuli* (Lecointre et Le Guyader 2017). Des poils (microtrichies) peuvent être présents sur les cellules (zone entre les veines) (Veen 2010). Ces microtrichies ne sont visibles qu'avec une loupe ou au microscope binoculaire (Veen 2010).

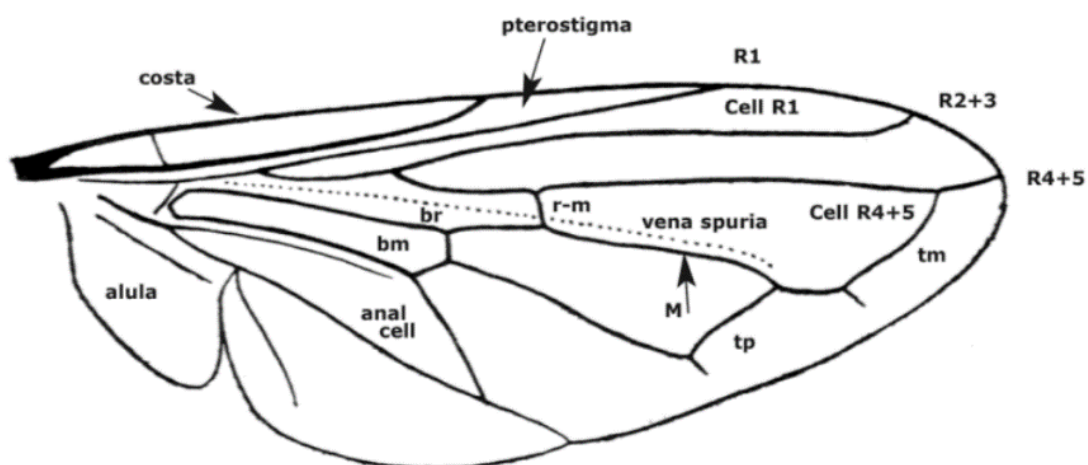


Figure 5 : Schéma d'une aile de syrpe (Veen 2010).

Les pattes sont divisées en cinq parties (coxa, trochanter, fémur, tibia et tarse) (Veen 2010). Le tarse est lui aussi divisé en cinq parties, la plus grande est le métatarse (Veen 2010). La dernière partie du tarse possède des crochets et des ventouses pour l'adhérence (Veen 2010) (Figure 6).

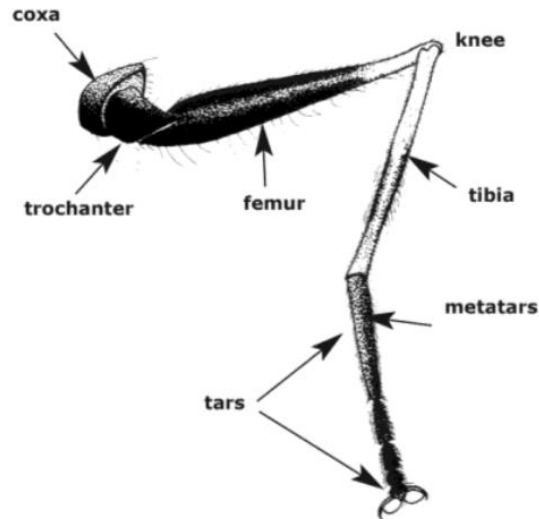


Figure 6 : Schéma d'une patte de syrpe (Veen 2010).

Lorsque l'on observe un spécimen du dessus, le thorax est composé d'un dos thoracique et a sa base il y a un scutellum semi-circulaire (Veen 2010) (Figure 7). Sur les parties latérales, la présence de poils ou de poussières sont des caractéristiques utiles pour le diagnostic (Veen 2010).

Les segments de l'abdomen sont composés en deux parties, une ventrale (sternite) et une dorsale (tergite) (Veen 2010). A l'extrémité de l'abdomen des mâles, se trouve le segment pré-génital (hypopygium) (Veen 2010) (Figure 7). La forme des organes génitaux est la caractéristique principale pour différencier les espèces (Veen 2010). Mais pour cela, il faut dérouler ces organes (Veen 2010).

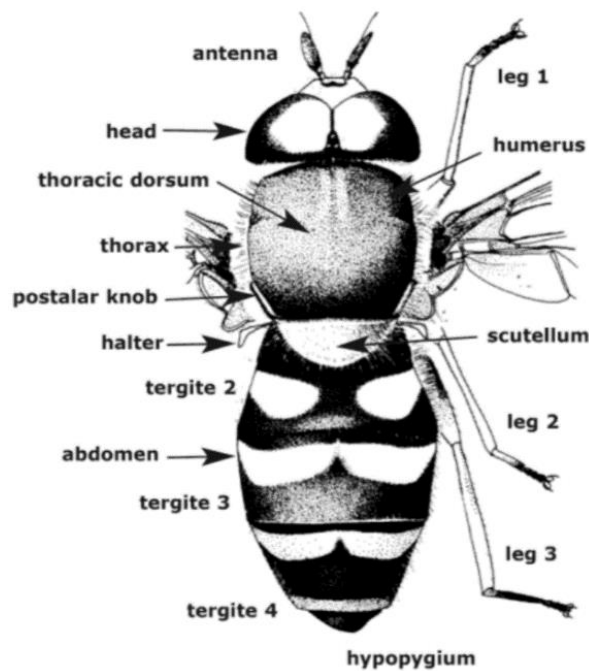


Figure 7 : Schéma du corps d'une syrpe (Veen 2010).

2. L'état des Syrphes

La Liste rouge européenne des syrphes est actuellement en cours d'élaboration, elle est réalisée par l'UICN en collaboration avec le groupe de spécialistes « Hoverfly (HSG) » sur une période de 3 ans (2019-2021) (« European Red List of Hoverflies » 2020).

Comme nous avons pu le voir au début, la diversité des syrphes en Belgique semble augmenter entre les périodes 1970-1989 et 1990-2009 (Figure 2) (Carvalho et al. 2013). Il s'avère que le nombre d'espèces de syrphes en Belgique est passé de 314 à 341 entre 1987 et 2011 (Meutter 2011). En 2011, treize espèces n'ont pas été observées depuis 1980 ; elles sont ainsi considérées comme éteintes localement (Meutter 2011). Cette même année, 38 espèces ont été observées pour la première fois depuis 1987 (Meutter 2011). D'après Frank Van de Meutter, le nombre d'espèces de syrphes en Belgique est de 357 espèces en 2021 (Noel et al. 2021; Folschweiller et Drossart, s. d.). A l'échelle de la Belgique, les données d'inventaires sont encore trop faibles concernant les syrphes (d'après Frank Van de Meutter (Noel et al. 2021)). Concernant les éristales, il y a au total 21 espèces en Europe (Speight 2010).

3. L'écologie et la biologie des syrphes

Les Syrphidae ont un cycle holométabole (4 stades différents) (Pétremand 2015). Le voltinisme (nombre de génération engendré sur une année) diffère selon les espèces, elles peuvent être univoltines, bivoltines ou plurivoltines (Pétremand 2015). La ponte des œufs se fait non loin de la nourriture des futures larves, de manière regroupée ou bien isolée (Séguy 1961). Lorsque l'hiver arrive les syrphes entrent en diapause (sous différents stades suivant les espèces, larve, puppe ou bien femelle fécondée (Raymond et al. 2014)) mais certaines espèces vont migrer au Sud durant l'automne, ainsi, elles ne font pas de diapauses (Pétremand 2015).

Le régime alimentaire des syrphes adultes est essentiellement composé de pollen (surtout chez les femelles) et de nectar (Speight et al. 2007). Elles ont une préférence pour les fleurs jaunes et blanches qui ont une corolle peu profonde étant donné leurs pièces buccales courtes (Speight et al. 2007). Parfois, les syrphes peuvent se nourrir également du miellat des pucerons ou du liquide coulant des plaies des arbres (Séguy 1961).

Contrairement au régime alimentaire homogène des adultes, qui se nourrissent presque tous de pollen ou de nectar, les larves de Syrphidae présentent un large spectre de régimes alimentaires et comprennent des phytophages, des mycophages, des saprophages et des zoophages (Sarhou et Speight 2005). Nous retrouvons chez un tiers des espèces européennes le régime zoophage au stade larvaire (Sarhou et Speight 2005). Ces larves zoophages se nourrissent principalement de pucerons (Raymond et al. 2014). Ainsi, elles interviennent dans la lutte biologique contre les ravageurs de cultures tels que les pucerons (Dunn et al. 2020). Les groupes de syrphes zoophages les plus importants sont : la sous-famille des Syrphinae (Latreille, 1802), les Pipizini (Williston, 1885) et les genres *Volucella* (Geoffroy, 1762) et *Microdon* (Meigen, 1803) (Pétremand 2015).

Dû aux préférences larvaires différentes en fonction des espèces, les syrphes ont une écologie variée (Pétremand 2015). Elles sont présentes dans tous les types d'habitats forestiers ou ouverts (Sarhou et Speight 2005). En fonction des espèces, elles occupent des zones différentes dans ces habitats qui sont connues (Speight 2010), ce qui peut permettre de prédire les espèces présentes dans un milieu précis (Speight et al. 2007). Ainsi, les syrphes ont un potentiel de bioindicateur important dû à leurs préférences larvaires (Sommaggio 1999). De ce fait, les syrphes sont plus sensibles aux modifications des terres (Dormann et al. 2008).

Étant donné leurs importances dans la pollinisation (2^{ème} plus important pollinisateurs après les abeilles (Larson, Kevan, et Inouye 2001; Doyle et al. 2020)), l'exigence des larvaires pour l'habitat en font des bioindicateurs et leurs régimes alimentaires en font des agents biologiques. Ainsi, il est primordial d'en apprendre davantage sur les syrphes pour mettre en œuvre des moyens de conservation.

III. Matériels et méthodes

Il a fallu tout d'abord connaître la taille de la collection de l'unité entomologique de Gembloux. Pour cela un inventaire, des boîtes présentes dans la collection a été réalisé. Grâce à cela, nous pouvons connaître le nombre de boîtes de syrphes, le nombre d'espèces présentes ainsi que leurs noms, le nombre de spécimens pour chaque espèce, où se trouvent les espèces et dans quelle boîte. Cet inventaire a été réalisé par un comptage manuel. Lors de cet inventaire, différentes informations ont été encodées dans un tableur Excel. Ces informations sont le numéro de la boîte, le genre, l'espèce, le nombre d'individus et le nombre de boîte qui contiennent les mêmes espèces. Toutes ces informations ont permis de trier les données par ordre alphabétique des genres et des espèces dans la collection.

En ce qui concernent les différents algorithmes utilisés dans ce travail, ils ont tous été écrits en langage Python. Il s'agit d'un langage de programmation informatique de type traduction littérale orienté objet (Arowolo, Adekunle, et Ade-Omowaye 2020). De plus les codes utilisés proviennent d'Open Source Computer Vision (OpenCV). OpenCV peut implémenter de nombreux algorithmes généraux de traitements d'images via des langages de programmation tels que le langage python (Arowolo, Adekunle, et Ade-Omowaye 2020). En effet, openCV est le seul outils capable de réaliser plusieurs tache dans la vision par ordinateur (décrire, compter et identifier) (Bradski 2000).

A. La numérisation 2D

Nous avons numérisé les boîtes d'insectes avec deux dispositifs. Pour le premier un appareil photo reflex a été utilisé et pour le second nous nous sommes servis d'une Webcam professionnel.

1. Matériels

a) Appareil photo

L'appareil photo utilisé est un Canon EOS 80D sur lequel est monté un objectif Canon zoom lens EF-S 18-55 mm 1 : 3.5-5.6 IS II. Il y a deux lampes MONAN Led Video Light qui ont une batterie 3.7V/2800 mAh. Ces lumières sont placées de chaque côté de l'appareil photo (Figure 8). L'appareil photo est fixé au-dessus d'une table à une hauteur de 37,5 cm ($\pm 0,1$ cm), pour le maintenir nous avons utilisé des fixations adaptées à l'appareil photo qui sont fixées sur un rail collé au mur. Les photographies s'enregistrent automatiquement sur un ordinateur qui est sous Debian 10.9, noyaux Linux 4.19.0-16-amd64. Le logiciel qui permet de contrôler l'appareil photo depuis l'ordinateur est « Entangle 2.0 » (Sami Yunus, communication personnelle).



Figure 8 : Photographie de l'installation de l'appareil photo pour la prise en photo des boîtes entomologique.

b) *Caméra sur une table XYZ*

Concernant le deuxième dispositif, il s'agit d'une table d'une graveuse laser dont la tête a été remplacée par une caméra (Figure 9a). La caméra utilisée est une C920 pro HD WEBCAM de la marque LOGITECH®, elle a été choisie car il est possible de régler l'autofocus et elle possède une faible distance focale (2-3 cm). Sur la caméra, deux LED ont été collé de part et d'autre de la lentille (Figure 9b). La caméra est déplacée par des moteurs pas à pas NEMA 17 (1 moteur latéral et 2 moteurs sur la hauteur). La caméra est placée à 11 cm de hauteur. Celle-ci est contrôlée par un autre ordinateur fonctionnant sous Windows 10 Professionnel version 20H2, avec le logiciel Python™ 3.9. Le logiciel utilisé pour visualiser les photographies est Honeyview version 5.35 (Sami Yunus, communication personnelle) car il permet de voir les images au fur et à mesure que celles-ci sont prises et de les faire défiler facilement. Nous avons utilisé le logiciel ImageJ bundled with 64-bit Java 1.8.0_172 (Sami Yunus, communication personnelle) afin de sélectionner les individus sur les photographies présent.

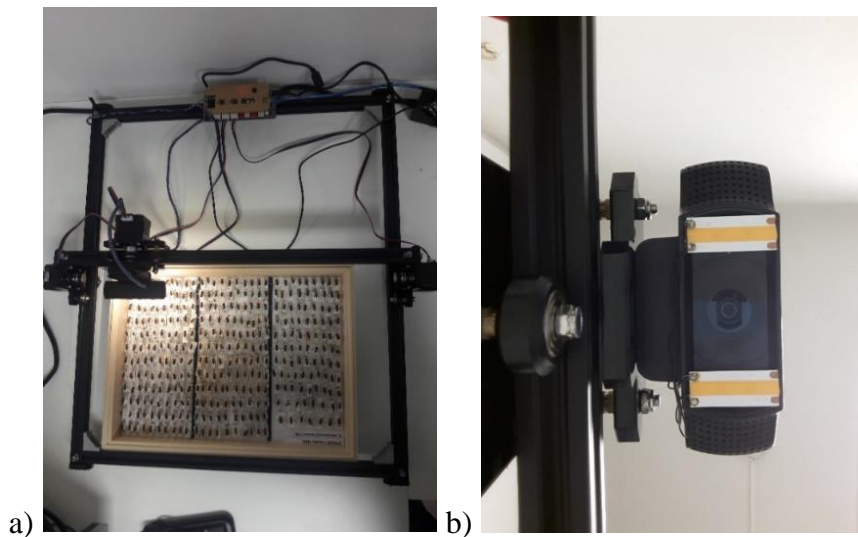


Figure 9 : Photographie de l'installation de la table XYZ. a) est une photo prise au-dessus de la table XYZ. b) est une photo de la caméra avec les deux LED de part et d'autre de la lentille.

c) *Jeu de données*

Nous avons utilisé deux espèces du genre *Eristalis* (Latreille, 1804). Nous avons choisi ce genre car il est très présent dans la collection et les espèces sont facilement identifiables à l'œil nu donc il est intéressant de commencer l'identification automatique avec des espèces faciles. Les espèces ont été choisies par rapport à leurs abondances (nombre de spécimens) dans la collection de Gembloux, il s'agit des espèces :

- *Eristalis arbustorum* (Linnaeus, 1758)
- *Eristalis tenax* (Linnaeus, 1758)

En plus de ces espèces, une espèce d'abeille (*Andrena nitida*, Müller 1776), et une espèce de guêpe (*Vespula germanica*, Fabricius 1793) ont été numérisées en tant que contrôle négatif afin de voir si le deep learning confond ces espèces avec les éristales sélectionnées.

Pour chaque espèce, nous avons décidé de sélectionner le même nombre d'individus (N=150), ce qui fait un total de 600 spécimens utilisés pour ce travail. Ils ont été choisis selon leurs états (s'il y avait la présence des pattes, des ailes, ...), malheureusement il n'était pas tout le temps possible d'avoir des spécimens en parfait état, ainsi, ceux sont les moins détériorés qui ont été choisis. Ceux-ci ont été placés dans une boîte vide et classés d'en le même ordre afin de pouvoir les ranger à leurs places d'origines lorsque la manipulation sera terminée.

2. Méthode

a) Numérisation

Le couvercle des boîtes a été retiré dans les deux dispositifs, afin d'éviter les reflets dus à la vitre.

(1) Appareil photo

Pour numériser les boîtes, une grille a été tracée sous l'appareil photo (Figure 10). Cette grille permet de placer la boîte dans 9 positions différentes. Entre chaque position la boîte est photographiée. Le sens de déplacement de la boîte est observable sur la figure 10. Les images obtenues font chacune 6000x4000 pixels. Les photographies ont des zones semblable entrent elles ce qui permettra de les superposer pour recréer une image de la boîte entière à partir des 9 photographies. L'appareil photo a été réglé avec une ouverture de f/5.6 et un zoom à 55mm. Le reste des réglages est lancé en automatique. Les images sont enregistrées en format brut (.cr2) pour éviter de perdre de l'information. Les lumières ont une chaleur de 4500K et leur luminosité est à 100%.

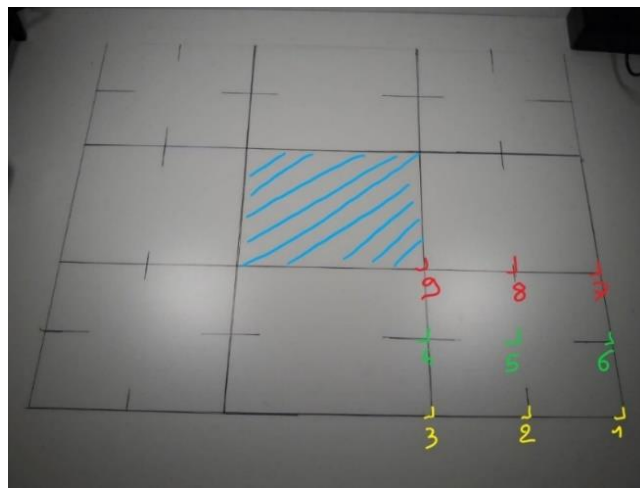


Figure 10 : Photographie de la grille de déplacement de la boîte. Les coins de couleurs représentent l'emplacement du coin droit-bas de la boîte, celle-ci doit être déplacé suivant l'ordre croissant. La zone en bleu est la zone qui est prise en photographie.

(2) Table XYZ

Une boîte est placée sous la table en la callant dans le coin gauche (Figure 9a). Afin de contrôler la table, un algorithme a été construit « Entomocam.py ». Dans cet algorithme, il est possible de modifier certains paramètres pour contrôler le déplacement de la caméra. Après différents essais, il s'avère que les paramètres idéaux sont les suivants :

- Paramètres pour la largeur : (0,16,3)

Le 0 est le numéro de la première colonne et le 16 de la dernière colonne. Le 3 signifie que la caméra doit faire des pas de 3 entre les colonnes. Ainsi, seules les colonnes 0, 3, 6, 9, 12 et 15 sont prises en photos.

- Paramètre pour la hauteur : (0,12,2)

Tout comme la largeur les deux premiers nombres correspondent aux numéros des lignes. Ici le pas est de 2, ce qui fait que les lignes 0, 2, 4, 6, 8 et 10 sont numérisées. Ils permettent d'avoir un compromis entre une superposition correcte et un temps de numérisation par boîte convenable. Au final, la boîte est divisée en 36 zones différentes. De plus, la résolution de la caméra a été réglée en haute définition (1920 x 1080 pixels). Chaque zone est photographiée 14 fois à des distances focales différentes (70, 75, 80, 85, 90, 95, 100, 105, 110, 115, 120, 125, 130 et 135 mm). Nous avons travaillé avec plusieurs focales car les insectes ne sont pas tous à la même hauteur sur l'épingle.

Grâce à cela, nous pouvons être sûrs d'obtenir une image nette de tous les spécimens d'une boîte, la table prend au totale 504 photographies par boîte.

Ensuite, il faut placer correctement la caméra, pour cela il faut demander à l'algorithme d'afficher l'aperçu de la caméra. Ainsi, il est possible de placer manuellement la caméra au point de départ. La caméra retrouvera ce point lorsque la digitalisation sera terminée. Étant donné que les boîtes font la même taille, normalement la caméra sera correctement placée pour les boîtes suivantes (il faut quand même vérifier la position de départ entre chaque boîte).

Enfin, suffit de lancer l'algorithme qui va prendre les photographies automatiquement. Lors de la numérisation, il faut penser à éteindre la lumière de la pièce pour éviter d'avoir des ondulations sur les images. De plus, il est important de ne pas faire bouger la table ce qui pourrait produire du flou de bouger. Les images sont enregistrées sous format «.bmp» dans le dossier qui contient l'algorithme. Après, l'observation des images obtenues, il s'avère qu'une distance focale ressort du lot (100 mm). Ainsi, nous avons sélectionné les individus avec ImageJ bundled with 64-bit Java 1.8.0_172 en utilisant les photographies qui ont une focale de 100 mm. Le nombre d'images obtenues correspond au nombre d'individus soit 600.

B. La numérisation 3D

1. Matériels

Pour numériser, nous avons utilisé deux systèmes, un système manuel et un système semi-automatique. De base le système manuel était un test pour voir comment numériser les individus sous différents angles. Nous avons décidé d'utiliser les images du système manuel pour pouvoir augmenter le nombre de spécimen dans la formation de l'algorithme d'identification.

a) *Système manuel*

Pour le système manuel, c'est l'insecte qui est tourné et la caméra qui est fixe. La caméra utilisée est du même modèle que celle qui est montée sur la table XYZ (une C920 pro HD WEBCAM de la marque LOGITECH®) (Figure 11). Nous avons utilisé trois lampes MONAN Led Video Light qui ont une batterie 3.7V/2800 mAh. Deux plaques de mousse en PE2000 ACAD107 (Format 360x260x10 mm) ont également été utilisées. L'une sert à poser les individus devant les caméras et l'autre permet d'avoir un fond blanc (Figure 11). Elles permettent également d'augmenter la luminosité. La caméra est contrôlée grâce à un ordinateur sous Debian 10.9, noyaux Linux 4.19.0-16-amd64 avec le logiciel guvcview 2.0.2.

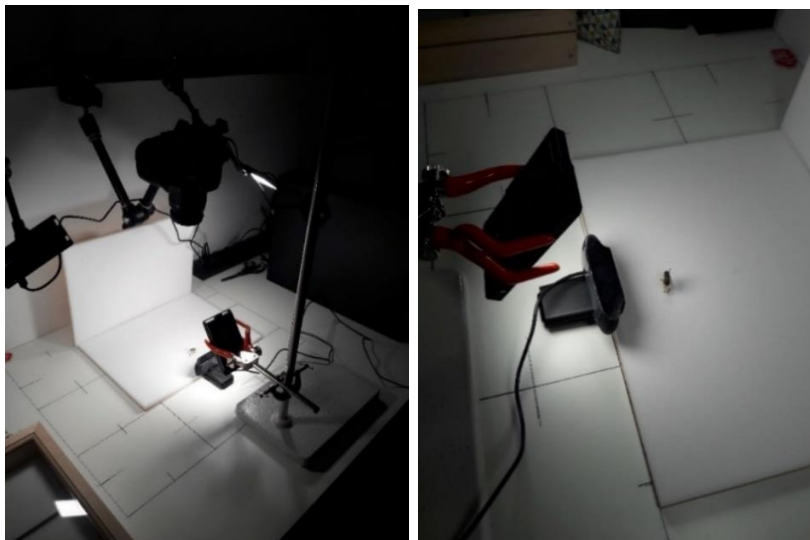


Figure 11 : Photographies de l'installation pour la numérisation sous différentes positions avec le système manuel.

b) *Système semi-automatique*

Le second système qui est quant à lui semi-automatique, le « rotoscan » (Figure 12). Il suffit de déposer l'insecte qui doit être numérisé, pour ce système c'est la caméra qui tourne autour de l'individu. La caméra utilisée n'est pas totalement identique car il s'agit d'une C922 pro HD WEBCAM mais également de LOGITECH ®. Comme pour la caméra de la table XYZ, celle du rotoscan est équipée de deux LED situées de part et d'autre de la lentille. Le moteur qui permet la rotation est un moteur pas à pas NEMA 17. Le tout est également contrôlé par un ordinateur sous Windows 10 Professionnel version 20H2 avec le logiciel Python™ 3.9. La visualisation des images se fait toujours avec le logiciel Honeyview 5.35.

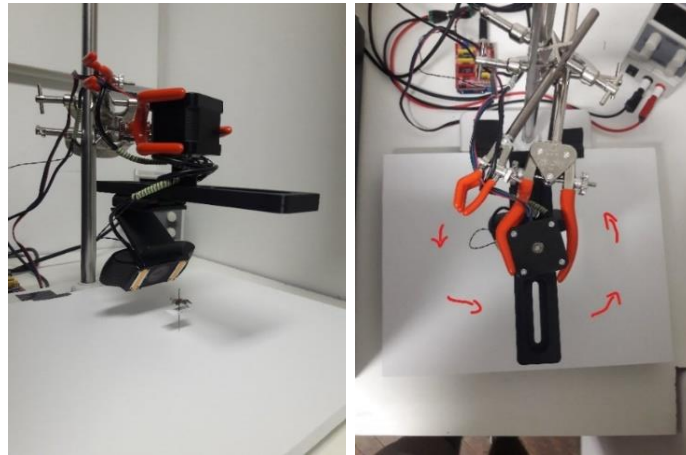


Figure 12 : Photographies du rotoscan. Les flèches indiquent le sens de rotation de la caméra.

c) *Jeu de données*

Le jeu de données utilisé pour la numérisation sous différents angles est le même que pour la numérisation en 2D au-dessus d'une boîte.

2. Méthodes

Chaque spécimen a été photographié selon quatre angles différents (latéral droit, latéral gauche, antérieur, postérieur). Comme expliqué plus haut, ceci n'est pas vraiment de la 3D mais de la 2D+. En effet comme le deep learning fonctionne sur des images 2D, nous avons préféré utiliser de la 2D+. La résolution des caméras a été programmée à 1920 x 1080 pixels afin que cela soit identique à celle de la caméra de la table XYZ.

a) *Système manuel*

Pour ce dispositif, la caméra a été placée à 6 cm des individus. Les paramètres ont été réglés directement sur le logiciel guvcview 2.0.2. Nous avons utilisé une mise au point de 235 mm qui a été choisie lorsque nous avons obtenu un aperçu le plus nette possible. Un zoom de 121% (maximum avec une mise au point de 235mm) a également été réglé sur l'ordinateur. Entre chaque point de vue, les spécimens doivent être tournés de 90° dans le sens contraire des aiguilles d'une montre de façon manuelle. Avec ce système, 50 individus de chaque espèce ont été photographiés sous les quatre angles, ainsi, le jeu de données contient au total 800 images du système manuel.

b) *Système semi-automatique*

En ce qui concerne le système semi-automatique (rotoscan), la caméra est placée à 3 cm avec une angle de 45° (Figure 12). Nous avons choisi un angle de 45° pour n'avoir comme fond que la plaque blanche (Figure 12). Le système est contrôlé par l'algorithme « Entomorotocam.py ». Dans celui-ci, il est possible de régler la mise au point. Ainsi, nous avons ouvert la caméra avec le logiciel Logitech Capture® 2.06.12 qui nous a permis de déterminer avec quelle mise au point l'individu devient nettes (mise au point = 235 mm).

Etant donné que la caméra est montée à l'envers, il a fallu rajouter à l'algorithme un code pour replacer correctement les images obtenues. Les insectes ont toujours été placés dans la même position, la tête sur la gauche et le corps plus parallèle à la caméra. Avec ce système nous avons photographié 100 individus de chaque espèce. Sur un tour complet, la caméra prend 200 images avec un déplacement de $1,8^\circ$ entre chaque photographie. Pour ce travail, seulement 4 angles nous intéressent. Comme les individus sont toujours positionnés de la même manière, cela permet d'avoir les angles voulus toujours aux mêmes numéros d'images. Ainsi, sur les 200 photographies pour chaque individu prisent par le système nous avons choisi d'utiliser les images 0, 50, 100 et 150. Au final, nous avons utilisé 1600 images venant du roscan, soit 400 images par espèces.

C. Identification

1. Matériels

a) *Jeu de données*

Afin de réaliser le travail sur l'identification numérique, nous avons utilisé les images obtenues par les différents systèmes de numérisation (Tableau 1).

Tableau 1: Nombre d'images du jeu de données pour chaque angle de vue et d'espèces.

	Table XYZ	Système manuel				Système semi-automatique			
	Dorsal	Latéral gauche	Latéral droite	Antérieur	Postérieur	Latérale gauche	Latéral droite	Antérieur	Postérieur
<i>Eristalis tenax</i>	150	50	50	50	50	100	100	100	100
<i>Eristalis arbustorum</i>	150	50	50	50	50	100	100	100	100
<i>Vespa germanica</i>	150	50	50	50	50	100	100	100	100
<i>Andrena nitida</i>	150	50	50	50	50	100	100	100	100

Nous avons au final un jeu de données avec un total de 3 000 images d'insectes.

b) *Le deep learning*

Nous avons décidé de travailler avec une méthode simple comme expérience préliminaire. Cette méthode utilisée s'inspire de la méthode de Haar, qui est la méthode en cascade avec laquelle on obtient les meilleurs résultats par rapport aux autres détecteurs en cascades (Vállez, Deniz, et Bueno 2015). Il s'agit d'une fonction en cascade qui est entraînée à partir d'un échantillon d'images positives et négatives (Vállez, Deniz, et Bueno 2015). C'est-à-dire qu'il faut sélectionner sur les photos, les zones qui nous intéressent (insectes) qui seront les photos positives. Et inversement, les photos négatives correspondent aux zones qui ne nous intéressent pas (épingle, étiquette, bandes noires, fond, ...). Les classificateurs en cascade basés sur les caractéristiques de Haar sont une méthode efficace de détection d'objets (Viola et Jones 2001). Cette approche basée sur l'apprentissage automatique est ensuite utilisée pour détecter des objets dans d'autres images (Arowolo, Adekunle, et Ade-Omowaye 2020).

Nous avons utilisé trois fichiers python (positif, négatif, détection). Les deux premiers servent à sélectionner les différentes zones pour la formation et le dernier pour questionner l'algorithme. Afin de créer le fichier cascade, nous avons utilisé le terminal de code sur Debian « Terminator 1.91 ». Toutes les étapes concernant le deep learning ont été faites sur un ordinateur sous Debian 10.9, noyaux Linux 4.19.0-16-amd64.

2. Méthodes

Avant de commencer, les images obtenues sous différents angles ont été converties en format .bmp grâce au logiciel reaConverter 7 Lite 7.655. Nous n'avons pas gardé le format .jpeg car celui-ci contient des artefacts de compression (Sami Yunus, communication personnelle).

a) Deep learning

Du fait, que la formation du deep learning prend du temps, nous avons décidé de former celui-ci uniquement positivement avec l'espèce *Eristalis tenax*. Nous avons choisi cette espèce car il s'agit de l'éristale la plus présente dans la collection, ce qui permet d'avoir un maximum d'individus en parfait état. Le fonctionnement du deep learning commence par une étape de formation. Celle-ci est divisée en deux parties. Concernant la première partie, il faut sélectionner les zones positives présentes sur les images destinées à la formation (il s'agit des individus d'*Eristalis tenax*). Afin de réaliser cela, nous avons utilisé un algorithme « ROIselectpos.py » qui doit être utilisé avec le logiciel Python™ 2.7 dans lequel nous avons sélectionné les spécimens en entier. La seconde partie est l'identification des zones négatives (arrière-plan, étiquettes, écriture, épingles), celles-ci sont sélectionnées sur les mêmes images que pour la formation positive. La sélection se fait toujours avec le même logiciel mais avec un second algorithme « ROIselectneg.py ». La deuxième étape est la formation du deep learning pour créer un fichier cascade avec le logiciel « Terminator 1.91 » dans lequel il faut encoder quelques lignes de codes pour qu'il puisse récupérer les zones sélectionnées (positives et négatives). Dans ces lignes de codes, il faut adapter le nombre total de zones positives et négatives pour chaque test réalisé. Nous avons demandé à Terminator 1.91 de former le deep learning en vingt étapes. Lorsque le fichier « cascade » est construit, il a suffi de tester les images dédiées à cet effet. Pour cela nous devons entrer le nom de chaque image dans l'algorithme « detect.py ». Si le deep learning reconnaît une zone positive dans les photographies testées alors celle-ci est encadrée d'un carré bleu. Tout cela a été fait pour les angles dorsal, latéral gauche, latéral droit, antérieur, postérieur, latéral gauche_droit et antérieur_postérieur. Il faut également savoir que nous avons utilisé les mêmes zones négatives pour les angles (antérieur, postérieur, antérieur_postérieur et postérieur_antérieur) et pour les angles (latéral gauche, latéral droit, latéral gauche_droit et latéral droit_gauche). Pour finir, les résultats ont été encodés dans un tableau Excel dans lequel nous avons entré un « 1 » lorsque l'individu est reconnu et un « 0 » si ce n'était pas le cas. Nous avons également encodé la présence d'erreurs d'identification avec le même système binaire.

b) Détection

Il a fallu tout d'abord s'assurer que le deep learning arrive à reconnaître la présence d'insectes sur les photographies. Pour cela nous avons utilisé les images de différents angles obtenus avec le système manuel pour *Eristalis tenax*. Sur les 50 individus, nous avons formé le deep learning avec 25 spécimens pour chaque angle de vue, soit avec 25 photographies. Pour tester l'algorithme, nous avons utilisé les 25 autres individus (25 images). Les individus pour la formation et le questionnement ont été déterminés par un tirage aléatoire sans remise qui a été fait avec Rstudio 4.0.5 (Annexe 5). La reconnaissance a été testée pour les différents angles (dorsal, latéral gauche, latéral droit, antérieur, postérieur). Nous avons également testé en regroupant certains angles (latéral gauche_droit et antérieur_postérieur, latéral gauche + latéral droit + antérieur + postérieur). Lorsque que les angles sont regroupés, nous avons utilisé les 25 images de chaque angle pour former le deep learning.

Nous avons ensuite essayé en augmentant le nombre d'individus pour la formation. La même procédure a été utilisée, mais 40 individus ont servi pour la formation et 10 insectes pour le questionnement (Annexe 6). Pour choisir, nous avons ajouté à la formation les 15 premiers spécimens qui ont servi au questionnement dans le test précédent. Un graphique pour chaque méthode a été construit directement sur le fichier Excel contenant les résultats des deux méthodes.

Pour analyser les résultats de la reconnaissance, nous avons utilisé le logiciel Rstudio 4.0.5 dans lequel nous avons réalisé un test Chi². Pour chaque angle, nous avons comparé les résultats attendus avec ceux du contrôle ; les résultats inattendus avec ceux du contrôle et enfin les erreurs avec les erreurs pour le contrôle. Pour la reconnaissance, le contrôle est constitué de 100% d'attendus, 0% d'inattendus et d'erreurs. Ceci permet de savoir si nos résultats suivent l'hypothèse H0. Si cette hypothèse est refusée alors nous acceptons l'hypothèse H1. L'hypothèse H0 est que le pourcentage de reconnaissance d'insectes par rapport au fond n'est pas significativement différent du contrôle. A l'inverse, l'hypothèse H1 est le fait que le pourcentage de reconnaissance d'insectes par rapport au fond semble significativement différent du contrôle.

c) Identification

Concernant l'identification sous différents angles, nous avons également formée le deep learning avec *Eristalis tenax* comme positif et les autres espèces en négatif. Nous avons tout d'abord essayé avec l'angle de vue dorsal. Ensuite, nous avons fait les mêmes choses pour les autres angles. L'algorithme a été formé avec 100 individus positifs (*Eristalis tenax*) et 100 individus négatifs (autre espèce). Le questionnement a également été fait avec 100 individus (50 *Eristalis tenax* et 50 de l'espèce testé). Nous avons testé l'algorithme avec *Eristalis tenax* seule, puis nous avons fait des comparaisons deux à deux entre *Eristalis tenax* en positif avec *Andrena nitida*, ensuite avec *Vespula germanica* et enfin avec *Eristalis arbustorum* en négatif. Nous supposons qu'il y aura un gradient d'identification sur base des différents motifs présents sur les insectes, c'est-à-dire que nous pensons que l'algorithme va identifier très bien *Eristalis tenax* de *Vespula germanica*, moyennement identifier *Eristalis tenax* d'*Andrena nitida* et faiblement identifier *Eristalis tenax* d'*Eristalis arbustorum*.

Pour savoir quel spécimen servira à la formation et au questionnement, un tirage aléatoire sans remise a été fait avec Rstudio 4.0.5 pour chaque système de numérisation. Ainsi la formation sera faite avec 25 individus numérisés manuellement (Annexe 5) et 75 spécimens numérisés par le rotoscan (Annexe 7). Le questionnement est fait avec les spécimens restant pour chaque système (Annexe 5 & 7).

Nous avons également construit les graphiques pour chaque test directement dans le fichier Excel des résultats. Tout comme la reconnaissance nous avons réalisé un test Chi² sur Rstudio 4.0.5 pour analyser les résultats obtenus pour l'identification. Pour chaque angle nous avons comparé les résultats attendus avec ceux du contrôle, les résultats inattendus avec ceux du contrôle et enfin les erreurs obtenues avec celles pour le contrôle. Pour la reconnaissance, le contrôle est constitué de 100% d'attendus, toutes les *Eristalis tenax* sont identifiées et aucun des spécimens de l'espèce comparée ne doit être identifié. Pour les résultats inattendus c'est l'inverse, aucune *Eristalis tenax* ne doivent être identifiées et tous les spécimens de l'espèce comparée doivent être identifiées et enfin, il ne doit pas y avoir erreurs. Ceci permet de savoir si nos résultats suivent l'hypothèse H0. Si cette hypothèse est refusée alors nous acceptons l'hypothèse H1. L'hypothèse H0 est que le pourcentage d'identification d'insectes présents sur les images n'est pas significativement différent du contrôle. A l'inverse, le pourcentage d'identification d'insectes présents sur les images semble significativement différent du contrôle.

D. Diversité et suivi

1. Matériels

a) *Jeu de données*

Le jeu de données utilisé pour mesurer la diversité des syrphes contient uniquement les espèces du genre des éristales venant de la collection de Gembloux et d'Observation.be. Nous nous consacrons à ce genre car il s'agit d'un genre bien présent dans la collection de Gembloux avec plusieurs espèces plus ou moins communes.

b) *Période de temps*

Etant donné que l'effort d'échantillonnage et que le nombre de données est très différent suivant les années, il est plus simple de traiter les données en les regroupant en période de temps ((Rollin et al. 2020). Ainsi, le jeu de données est divisé en trois périodes de temps, période 1 (1940-1969), période 2 (1969-1999) et période 3 (2000-2020). La collection de Gembloux ne contient pas de spécimen d'éristales datant après 2000. Les données concernant la période 3 ont été fournies par l'asbl Natagora, celles-ci sont visibles sur www.observations.be.

c) *Zone d'étude*

Du fait que le sujet de ce document porte sur la région Wallonne. Le suivi et la mesure de la diversité de syrphes en Wallonie sera faite sur l'échelle spatiale régionale (Wallonie). Le logiciel Qgis 3.10.10 avec l'emprise "Belge 1972 / Belgian Lambert 72" a été utilisé pour représenter la répartition des différents spécimens (cours SIG de Billen Roland). Nous avons également utilisé les couches shapefiles « communes_L72.shp » et « provinces_L72.shp » venant de (« Données cartographiques – Atlas de Belgique » s. d.) pour pouvoir se repérer sur la carte et avoir un fond de carte.

2. Méthodes

a) *Les spécimens de la collections*

Pour commencer, nous avons encodé les informations présentes sur les étiquettes dans un tableau Excel. Les informations relevées sont (Famille, Genre, Espèces, Genre_Espece, Parrain, Lieu, Commune, Province, Pays, Latitude et longitude (en degrés décimaux), Date, Année, Collecteur, Déterminateur, Plante et Sexe). Lors de l'encodage, il ne faut pas mettre d'accent, de caractères spéciaux (', -) et ni d'espaces. Les caractères spéciaux ainsi que les espaces doivent être remplacés par des underscores « _ ». Cela permettra de ne pas avoir d'erreurs lorsque le document sera utilisé dans Rstudio 4.0.5. Concernant les informations manquantes, les cellules sont laissées vides.

Ensuite le tableau est filtré pour ne travailler que sur les individus venant uniquement de Belgique. Les spécimens dont le pays n'est pas connu sont également retirés de la liste. Un second filtre est appliqué aux données de Belgique pour séparer les individus venant de la région Flamande de ceux de la région Wallonne (Brabant wallon, Hainaut, Liège, Luxembourg et Namur). Un dernier filtre a été réalisé pour classer les individus de Wallonie dans les différentes périodes de temps.

Afin de créer des cartes de répartition des différents individus nous avons besoin de la latitude et longitude de l'emplacement des différents échantillonnages. Les latitudes et longitudes ne sont pas présentes sur les étiquettes, pour avoir ces informations les communes des différents spécimens de Wallonie ont été rentrées dans Google Maps.

b) *Les spécimens d'Observation.be*

Le jeu de données contenait les données sur les syrphes pour toute la Belgique, il a fallu tout d'abord rajouter dans le jeu de données la colonne « Province » afin de trier les observations faites en Wallonie et en Flandre. Pour cela nous avons utilisé la colonne « locality ». Les différentes localités présentes dans le jeu de données ont été entrées dans « Google Maps » pour connaître la province dans laquelle se trouve chaque localité. Le jeu de données a ensuite été filtré en ne gardant que les provinces de Wallonie (Brabant Wallon, Hainaut, Liège, Luxembourg et Namur). Les observations possèdent également un statut de validation fait par Observation.be. Ceux-ci nous ont conseillé de principalement utiliser les observations qui ont le statut « approuvé ». Ainsi, nous avons appliqué un filtre sur les observations Wallonnes pour ne garder que celles qui ont été approuvées. Les observations « approuvées » signifient qu'une personne d'Observation.be a accepté l'observation car des preuves tangibles (principalement des photographies) ont été ajoutées par l'observateur. Enfin concernant la date, il a fallu modifier celles présentes dans le jeu de données qui sont sous la forme « 20140504 ». Etant donné que nous sommes intéressés que par l'année, nous avons extrait les 4 premiers chiffres qui correspondent à celle-ci. Ce qui donne au final une date sous la forme « 2014 ». Puis nous avons filtré les données pour supprimer les observations datant de 2021. Nous avons choisi de ne pas garder ces données car il s'agit de données venant de l'année en cours. Enfin, nous avons également décidé de supprimer les individus qui n'ont été identifiés que jusqu'au genre.

c) *Analyse statistique : la diversité*

Nous avons voulu tout d'abord vérifier l'accumulation et la raréfaction en espèce. Pour cela, nous avons construit un tableau pour chaque période de temps dans lesquelles la présence ou l'absence des espèces pour chaque année a été encodée (présence = 1 ; absence = 0). Ensuite nous avons calculé l'accumulation d'espèces en partant de la première année pour chacune des périodes. Les classeurs Excel des trois périodes ont été convertis en format .txt (séparateur : tabulation). Afin de faire des estimations sur les données les classeurs en format texte ont ensuite été importés dans le logiciel EstimateSwin 9.10 (cours Monitoring de la biodiversité et dynamique des populations de Hambuckers Alain). L'estimation a été faite en multipliant par trois le nombre d'année présente dans chaque période ($P1 = 3 \cdot 15$; $P2 = 3 \cdot 25$; $P3 = 3 \cdot 17$), ce qui permet d'avoir une estimation convenable pour la raréfaction. Nous avons également fait une estimation en regroupant les trois périodes ($P0 = 3 \cdot 56$). Dans un tableau final, nous avons entré le nombre d'années, l'accumulation calculer plus tôt pour les années du jeu de données de départ, concernant les années estimées l'accumulation a été encodée par « NA » et enfin la raréfaction qui correspond à la colonne « S(est) » du tableau obtenu sur EstimateSwin 9.10 pour chaque période de temps. Le tableau final a pour finir été convertit en .txt pour être importé dans Rstudio 4.0.5 pour tracer les courbes de raréfaction et d'accumulation pour chaque période de temps.

Concernant la mesure de la diversité, deux tableaux Excel ont été créés. Le premier contient l'effectif des espèces pour chaque année. Le deuxième est constitué des années, des périodes et l'effectif total en éristales pour chaque année. Ces deux tableaux ont été convertis en .csv (séparateur : point-virgule) pour être utilisés dans Rstudio 4.0.5. Ensuite nous avons commencé par relier les deux tableaux grâce à la colonne des années. Pour la richesse spécifique nous avons construit un graphique de la richesse spécifique observée pour chaque période. Nous avons ensuite voulu savoir si nos données suivent une loi normale en utilisant le test de Shapiro. Les périodes ont été comparées deux à deux avec le test Wilcoxon Mann-Whitney en utilisant la méthode d'Holm car elle est dominante sur la méthode de Bonferroni (Holm 1979).

Un second graphique représentant l'abondance pour chaque période a par la suite été tracé. Tout comme la richesse, nous avons vérifié si les données suivent une loi normale avec le test de Shapiro. Nous avons effectué des essais d'ANOVA unidirectionnels pour comparer l'abondance d'éristales entre chaque période. Par la suite, les tests post-hoc de Tukey ont été utilisés pour comparer chaque paire de période. En utilisant le package *vegan* (cours Méthodes d'analyse de la biodiversité : communauté et populations de Fayolle Adeline), nous avons fait une estimation non paramétrique avec l'estimateur Chao. Cela permet de vérifier les courbes d'accumulation obtenues précédemment. Pour finir, nous avons mesuré les indices de Shannon et Simpson.

D'après les résultats obtenus par (Carvalho et al. 2013) , nous supposons que la diversité d'éristales en Wallonie est plus importante actuellement qu'historiquement.

d) Analyse statistique : le suivi

Pour réaliser le suivi de la population d'éristales, nous avons réalisé un classeur Excel avec toutes les années présentes pour les trois périodes (1940-2020) et l'effectif total d'éristales pour chaque année. Nous avons ensuite supprimé les années où l'effectif était égal à zéro. Le fichier a été converti en format « .csv (séparateur : point-virgule) » pour être importé dans Rstudio 4.0.5. Nous avons fait un suivi de type PVA (Analyse de viabilité des populations) en utilisant des spécimens d'éristales adultes. Il s'agit d'un outil mis au point pour estimer le risque de disparition d'une espèce (Boyce 1992; Schultz et Hammond 2003). Afin de calculer la probabilité de disparition d'une population sur une échelle de temps donnée, quatre paramètres sont nécessaires : la taille initiale de la population, un seuil d'extinction, un μ (moyenne des données en logarithme) et un σ^2 (variance des données en logarithme) (Schultz et Hammond 2003). Pour réaliser cette PVA, nous avons utilisé le package *popbio* (cours Monitoring de la biodiversité et dynamique des populations de Delcourt Johann). Un graphique des effectifs en fonction du temps a tout d'abord été tracé. Tout comme Morris et al. (1999) et Schultz et Hammond (2003), nous avons utilisé une régression linéaire pour éliminer la dépendance au temps afin de calculer le taux de croissance (λG). En effet, l'intervalle de temps n'est pas régulier dans les jeux de données. Nous avons ensuite réalisé un graphique de 20 simulations sur les 30 prochaines années, celui-ci est sur une échelle logarithme ce qui permet d'avoir une distribution plus symétrique et plus lisible. Pour construire ce graphique nous avons besoin d'un seuil de quasi-extinction. Or pour déterminer celui-ci, il faut une connaissance précise de la biologie de l'espèce et des fluctuations de la population (Johann Delcourt, communication personnelle). De ce fait, nous avons décidé de travailler avec un seuil d'extinction ($Se=1$), ce qui signifie que si la population attend cette valeur, celle-ci disparaîtra.

Nous supposons que la population d'éristales présente en Wallonie possède assez d'individus pour être viable (durable dans le temps).

e) Cartographie

Nous avons tout d'abord utilisé les couches « communes_L72.shp » et « provinces_L72.shp » pour construire six autres couches, cinq couches regroupent les communes venant d'une même province wallonnes entre elles et une dernière couche regroupe toutes les communes de Flandre. Ensuite, les deux jeux de données ont été importés (collection de Gembloux et Observation.be). Pour cela les classeurs Excel de chaque période de temps ont été convertis en format .CSV (séparateur : point-virgule). Ce qui permet d'importer ces données en format texte dans QGIS. Une carte générale avec toutes les données pour chaque période de temps a tout d'abord été créée. Puis, nous avons réalisé des cartes pour chaque espèce en fonction des périodes, afin d'avoir des cartes un peu plus lisible pour connaître la répartition de chaque espèce. Nous supposons que le genre des éristales a une bonne répartition en Wallonie et que les espèces les plus rares sont celles qui ont une plus faible répartition.

IV. Résultats et discussion

A. Inventaire de la collection de Syrphes de Gembloux

Il y a au total 16 818 syrphes d'identifier dans la collection de Gembloux réparti dans 62 genres et 309 espèces (Tableau 2). Cette famille occupe 138 boîtes de la collection (Tableau 2). Du fait de ce grand nombre d'individus, nous avons choisi de travailler sur le genre *Eristalis* (Latreille, 1804). Il y a 2969 individus d'éristales dans la collection, ce qui est plus abordable.

Tableau 2 : Résultats de l'inventaire de la collection de Gembloux.

Nombre de boîtes	138	
Nombre de Genres	62	
	Avec les indéterminés	Sans les indéterminés
Nombre d'espèces	309	291
Nombre d'individus	17 054	16 818

Parmi ce genre, cinq espèces ressortent du lot par leurs effectifs (Tableau 3). Mais nous nous intéressons aux deux espèces d'éristales les plus présentes dans la collection pour l'identification numérique (*Eristalis tenax* et *Eristalis arbustorum*). Nous avons fait ce choix car cela nous permet d'avoir un maximum d'individus en bon état pour l'identification numérique. De plus, nous avons choisi seulement deux espèces car l'identification contient plusieurs étapes qui sont longues à réaliser. La partie diversité et suivi des populations sera faite avec toutes les espèces d'éristales venant de Wallonie présentes dans la collection de Gembloux et d'Observation.be.

Tableau 3 : Inventaire des éristales de la collection de Gembloux

Espèces	Parrain	Nombre d'individus	Nombre de boîtes	Numéro de boîte
<i>Eristalis aeneus</i>	Scopoli, 1763	94	1	38
<i>Eristalis arbustorum</i>	Linnaeus, 1758	695	4	120 ;127 ;131 ;134
<i>Eristalis horticola</i>	De Geer, 1776	218	2	39 ;120
<i>Eristalis intricaria</i>	Linnaeus, 1758	111	1	40 ;120
<i>Eristalis jugorum</i>	Egger, 1858	29	2	40 ;120
<i>Eristalis nemorum</i>	Linnaeus, 1758	425	3	41 ;114 ;119
<i>Eristalis pertinax</i>	Scopoli, 1763	469	4	42 ;43 ;118 ;127
<i>Eristalis picea</i>	Fallen,1816	7	1	120
<i>Eristalis pratorum</i>	Meigen,1822	4	1	120
<i>Eristalis rupium</i>	Fabricius, 1805	63	2	44 ;118
<i>Eristalis taeniops</i>	Meigen,1822	6	2	44 ;120
<i>Eristalis tenax</i>	Linnaeus, 1758	848	6	120 ;126 ;132 ;133 ;135 ;136
<i>Eristalis vitripennis</i>	Strobl,1893	1	1	120

B. Identification numérique

Théoriquement, les photographies obtenues avec l'appareil photo devaient être utilisées pour compter le nombre d'individus d'une boîte de manière automatique. Mais après discussion avec l'équipe, nous avons préféré nous consacrer à l'identification numérique plutôt qu'au comptage numérique. Pour l'identification, il s'avère que les images prises avec l'appareil photo (Figure 13a) contiennent moins de détails sur les insectes que celles prises avec la table XYZ (Figure 13b). Au final, nous n'avons pas utilisé les photographies obtenues avec l'appareil photo.

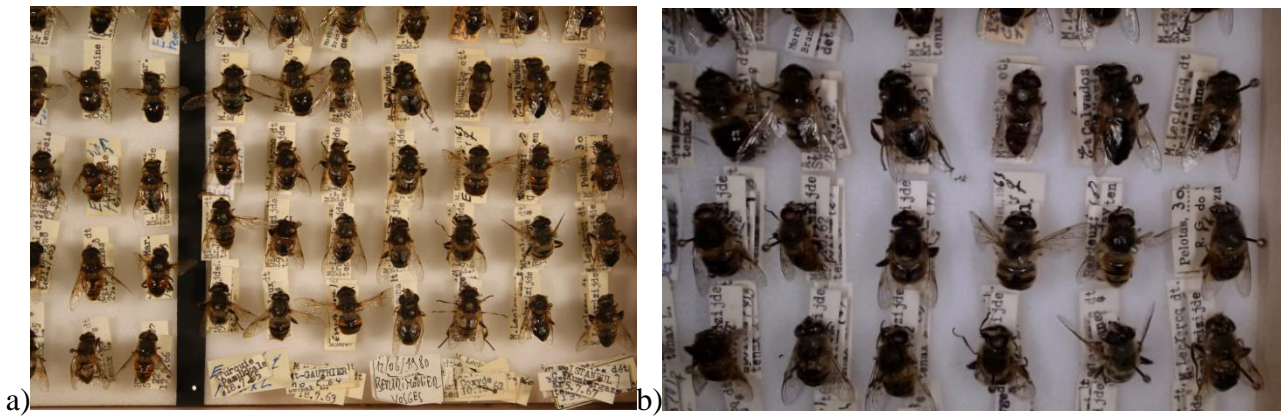


Figure 13 : a) Photographie prise avec l'appareil photo Canon et b) Photographie prise avec la table XYZ.

1. La reconnaissance des insectes

Nous avons au préalable commencé l'identification numérique par une reconnaissance des insectes par rapport à l'arrière-plan. Pour cela, nous avons utilisé les photographies obtenues avec le système manuel. Notre première méthode de détection contient autant d'images pour la formation (25 images) que pour le questionnement (25 images). La méthode 2 a ensuite été réalisée afin de voir si en augmentant le nombre d'images pour la formation (40 images) nous obtiendrons de meilleurs résultats. Nous avons remarqué que l'algorithme reconnaît mieux les insectes de l'arrière-plan quand le nombre d'images utilisé pour la formation est augmenté. En effet pour dix tests, la méthode 1 possède deux tests qui ont reconnu 100% des insectes présents sur les images (Annexe 8) alors que la méthode 2 possède sept tests avec une valeur de 100% (Annexe 9). Pour la méthode 1, nous avons obtenu en moyenne 78,4% de résultats attendus, 21,6% d'inattendus et 5,2% d'erreurs. Concernant la méthode 2, la moyenne des résultats obtenus est de 89% de résultats attendus, 11% d'inattendus et 12% d'erreurs. Le fort pourcentage d'erreurs est sûrement dû à une mauvaise formation des zones négatives, en effet, nous avons utilisé les mêmes zones négatives que la méthode 1 ; aucune zone négative n'a été sélectionnée sur les nouvelles images utilisées pour la formation. Il faut noter que pour la seconde méthode, nous avons utilisé 2,5 fois moins d'individus pour le questionnement de l'algorithme ($M1 = 25 > M2 = 10$).

Nous constatons que nos résultats attendus sont dans le même ordre de grandeur que pour d'autres études. Par exemple, Arowolo, Adekunle, et Ade-Omowaye (2020) ont obtenu une détection à 76%, Yao et al. (2014) ont pour leur part obtenu un résultat de détection de 85,2%. Contrairement à eux, nos résultats faux (inattendus et erreurs) regroupent ainsi les faux positifs et les faux négatifs, alors que pour leurs études, ils ont gardé comme résultats faux que les faux positifs. Ainsi nous ne pouvons comparer les résultats faux obtenus ici et les leurs.

Par la suite, nous avons essayé d'identifier *Eristalis tenax* par rapport aux autres espèces avec la méthode 2 (40 images pour la formation par espèces et 10 images pour le questionnement par espèces), mais il s'avère que cela ne fonctionne pas car le nombre de photographies pour former l'algorithme est encore trop faible. C'est pour cela que nous avons décidé d'augmenter le nombre d'insectes numérisés sous les cinq angles avant de travailler sur l'identification numérique.

2. L'identification des espèces

a) *Eristalis tenax* seul

Commencer l'identification avec uniquement *Eristalis tenax* permet de vérifier si les insectes sont convenablement reconnus de l'arrière-plan lorsque l'algorithme est formé avec 100 images positives. Nous constatons que les individus sont globalement bien reconnus par rapport à l'arrière-plan des images (Figure 14). En moyenne, 84,7% des insectes ont correctement été reconnus, nous avons obtenus 15,3% de résultats inattendus et 5,3% d'erreurs. Nos résultats correspondent à ceux obtenus lors des tests de reconnaissance. Les résultats attendus sont en accord avec ceux obtenus dans d'autres études (Arowolo, Adekunle, et Ade-Omowaye 2020; Yao et al. 2014). Il y a deux angles qui ressortent vraiment du lot avec une bonne reconnaissance des spécimens et les faibles présences d'erreurs pour les modalités dorsale et postérieure. Pour ces angles, 98% et 96% des insectes ont respectivement été correctement reconnus. Les résultats les moins performant sont obtenus avec l'angle latéral droit (72% d'attendus) et latéral gauche (52% d'attendus), ces observations peuvent être causées par les ailes. En effet, la présence des ailes produisent du flou sur les images lorsqu'elles sont dépliées ou bien elles cachent complètement le flan des insectes lorsqu'elles sont repliées. Concernant les erreurs d'identification, celles-ci, sont très présentes pour les angles antérieur, antérieur_postérieur et postérieur_antérieur. Ces erreurs se sont retrouvées globalement au même endroit sur les photographies, il s'agit de la zone sous les insectes au niveau de l'étiquette et de l'épingle. Nous supposons qu'il s'agit d'une erreur causée lors de la formation des zones négatives. Contrairement aux autres angles, nous avons sélectionné cette zone dans sa globalité, alors que nous aurions dû diviser celle-ci en plusieurs petites zones.

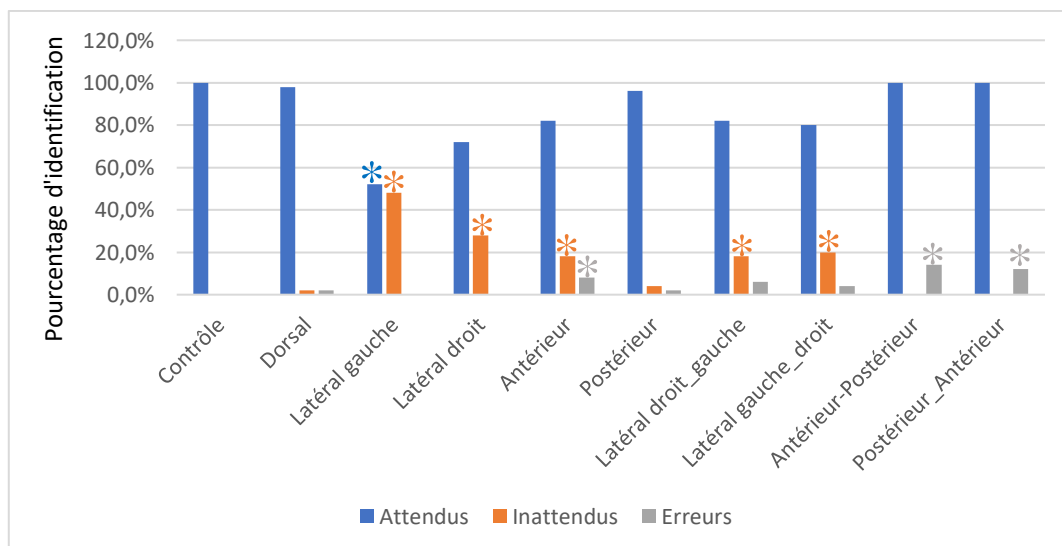


Figure 14 : Graphique de reconnaissance d'*Eristalis tenax* par rapport à l'arrière-plan. Les * indiquent que les résultats sont significativement différents du contrôle correspondant à leur couleur, d'après le test Chi² avec ddl = 1 et $\alpha = 0,05$.

Ainsi, d'après cette figure les angles qui permettent de mieux reconnaître les insectes par rapport à l'arrière-plan sont les angles de vue dorsale et postérieure. Pour lesquels les résultats attendus, inattendus et les erreurs sont significativement proches de ceux du contrôle. Nous constatons également que lorsque les angles opposés sont regroupés, le pourcentage de résultats attendus augmente et il y a une diminution du pourcentage d'inattendus. Cette observation peut s'expliquer par le fait que lorsque les angles sont regroupés, le nombre d'images positives pour la formation est doublé passant de 100 images à 200. Les angles antérieur et postérieur sont également très intéressants lorsque ceux-ci sont regroupés, le pourcentage de reconnaissance atteint alors les 100%. Les erreurs présentes pour les angles antérieur et postérieur sont dues au même problème cité plus haut.

b) *Eristalis tenax* vs *Vespula germanica*

Lorsque nous observons la figure 15, aucun test ne ressort complètement du lot. Tous nos angles de vues sont significativement différents du contrôle. La moyenne d'identification correcte est de 50,4%, le pourcentage moyen de résultats inattendus est de 49,6%, enfin nous avons en moyenne 4,2% d'erreurs. Il y a quand même deux résultats (dorsal et postérieur) pour lesquels le pourcentage de réponses attendues est supérieur aux résultats inattendus. Nous observons l'inverse pour le reste des angles de vue. Le meilleur résultat est obtenu avec l'angle de vue dorsale avec 67% des insectes correctement identifiés. Nous avons toujours la présence d'erreurs pour l'angle antérieur, antérieur_postérieur et postérieur_antérieur étant donné que pour *Eristalis tenax* nous avons utilisé les mêmes zones négatives que lorsque cette espèce était seule. Il faut noter également que les étiquettes pour *Vespula germanica* sont écrites de manière numérique et non manuscrite comme *Eristalis tenax*.

Concernant les angles regroupés, le fait d'avoir deux fois plus d'images en formations positives n'a pas permis d'avoir une meilleure identification entre ces deux espèces. Nous constatons que les résultats sont proches des résultats lorsque les angles sont seuls.

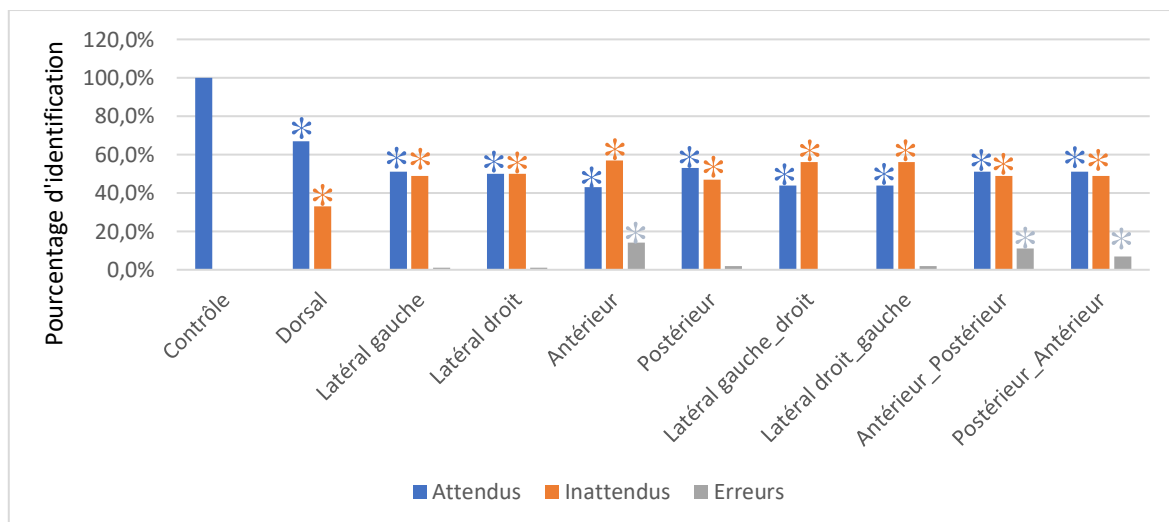


Figure 15 : Graphique d'identification d'*Eristalis tenax* contre *Vespula germanica*. Les * indiquent que les résultats sont significativement différents du contrôle correspondant à leur couleur, d'après le test Chi² avec ddl = 1 et $\alpha = 0,05$.

c) *Eristalis tenax* vs *Andrena nitida*

Lorsque que nous comparons *Eristalis tenax* avec *Andrena nitida*, nous obtenons en moyenne 58,6% de résultats attendus, 41,4% d'inattendus et 3,8% d'erreurs. Nous observons que les meilleurs résultats obtenus sont pour « dorsale » et « postérieur », même si ces résultats sont significativement différents du contrôle (Figure 16). Ils ont respectivement 65% et 69% de résultats attendus. Tout comme les précédentes figures, il y a toujours la présence d'erreurs au niveau des mêmes angles, il faut également noter ici que les étiquettes d'*Andrena nitida* sont numériques. Nous constatons ici que les résultats attendus pour les angles (latéral droit et antérieur) sont supérieurs aux résultats inattendus. Parmi les angles regroupés, nous observons que les angles antérieur_postérieur et postérieur_antérieur peuvent être intéressants pour reconnaître *Eristalis tenax* d'*Andrena nitida*, avec respectivement un pourcentage de résultats attendus de 64% et 65%. Il ne faut quand même pas oublier que ces résultats sont toujours significativement différents du contrôle.

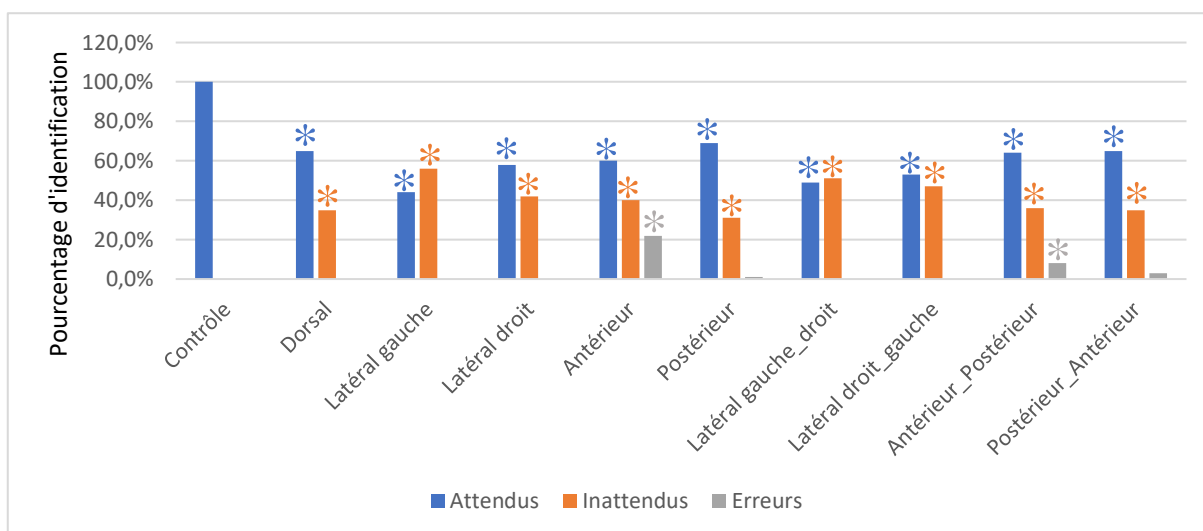


Figure 16 : Graphique d'identification d'*Eristalis tenax* contre *Andrena nitida*. Les * indiquent que les résultats sont significativement différents du contrôle correspondant à leur couleur, d'après le test Chi² avec ddl = 1 et $\alpha = 0,05$.

d) *Eristalis tenax* vs *Eristalis arbustorum*

D'après la figure 17, nous constatons globalement les mêmes résultats qu'avec les autres espèces. En effet, la moyenne des résultats sont dans les mêmes ordres de grandeurs, 51,8% d'attendus, 48,1% d'inattendus et 1% d'erreurs. C'est toujours pour l'angle « dorsal » qu'il y a une meilleure identification, avec 62% de résultats attendus. De plus les angles qui ont des résultats attendus supérieurs aux résultats inattendus, sont latéral gauche (54% d'attendus), antérieur (53% d'attendus) et postérieur (53% d'attendus). Par contre, nous constatons ici que les pourcentages d'erreurs pour n'importe quel angle ne sont pas significativement différents du contrôle pourtant comme pour les autres espèces nous avons utilisé les mêmes zones négatives pour *Eristalis tenax* que lorsqu'elle était seule. Cette diminution d'erreurs s'explique par le fait que les étiquettes d'*Eristalis arbustorum* sont manuscrites comme celles d'*Eristalis tenax*. De plus, comme nous avons terminé par cette comparaison, il se peut que pour les zones négatives d'*Eristalis arbustorum* nous avons mieux sélectionné les zones sous les individus au niveau de l'étiquette et de l'épingle.

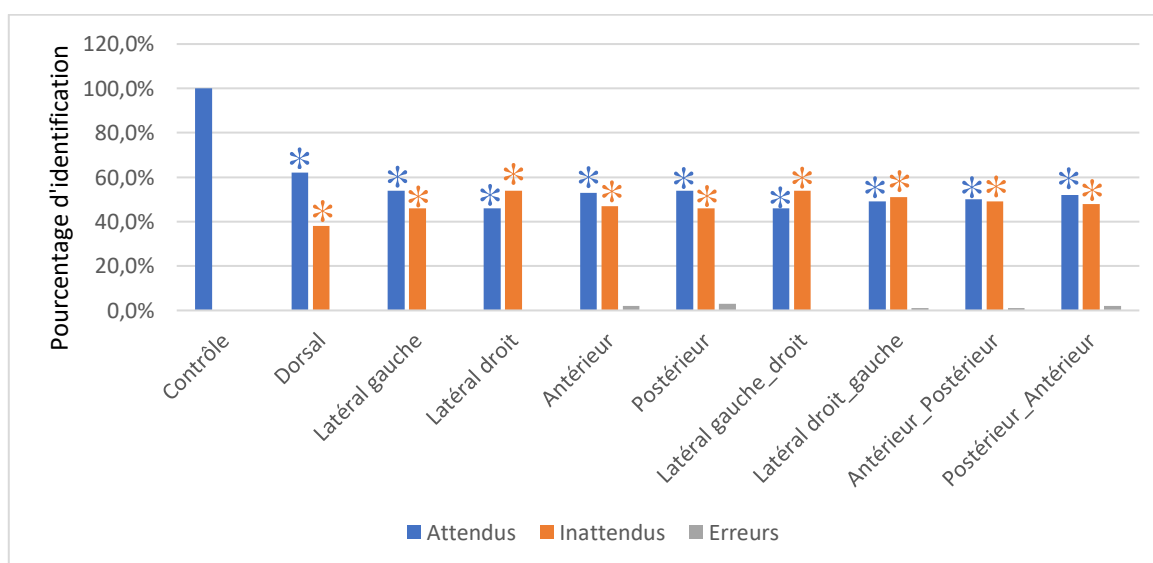


Figure 17 : Graphique d'identification d'*Eristalis tenax* contre *Eristalis arbustorum*. Les * indiquent que les résultats sont significativement différents du contrôle correspondant à leur couleur, d'après le test Chi² avec ddl = 1 et $\alpha = 0,05$.

Ainsi, en essayant d'identifier *Eristalis tenax* des autres espèces, nous constatons que notre algorithme est moyennement performant pour l'identification, les moyennes des résultats attendus vont de 50,4% à 58,6%. Il s'avère que ces résultats correspondent aux observations faites dans d'autres études, comme celles de Degallier (2020) où suivant l'application les résultats vont de 36 à 54% de syrphes identifiés jusqu'à l'espèce. De plus, nous observons que le gradient d'identification entre les espèces est différent de celui attendu. En effet, *Eristalis tenax* a mieux été identifiée lorsqu'elle est comparée à *Andrena nitida*, ensuite avec *Eristalis arbustorum* et enfin c'est avec *Vespula germanica* que nous avons obtenu les résultats les moins performants.

Il semblerait que ces faibles résultats d'identification soient dus à deux causes. La première cause possible est le manque de photographies utilisées pour la formation de l'algorithme. Ce système proposé peut être amélioré pour avoir une plus grande précision avec un plus grand ensemble de données d'images positives et négatives (Arowolo, Adekunle, et Ade-Omowaye 2020). En effet, l'un des problèmes de la méthode de Haar est qu'elle nécessite une énorme base de données (Taha et Gumaa 2014), plus le nombre d'images utilisées à la formation est important, meilleure sera l'identification des individus (Weeks et al. 1999). Des études ont utilisés des milliers de photographies pour former leurs deep learning (Taha et Gumaa 2014; Hansen et al. 2020; Spiesman et al. 2021). Mais il s'avère que d'autres études ont utilisé une centaine d'images pour identifier les espèces (Wen, Guyer, et Li 2009; Weinstein 2018; Mayo et Watson 2007). Il faut noter que même avec une base de données convenable, nous aurons toujours la présence de résultats inattendus car les faux positifs sont fréquents dans la méthode de Haar (Taha et Gumaa 2014).

La seconde cause possible est le fait que la méthode de Haar est à la base une méthode pour détection d'objets sur une photographie (Viola et Jones 2001). En effet, les études utilisant la méthode de Haar afin de détecter des êtres vivants sur une image, l'ont couplé ensuite à des CNN notamment des machines à vecteurs de support (SVM) pour l'identification (Larios et al. 2010; Tenório et al. 2019; Yao et al. 2014). Ainsi, cela explique pourquoi nous obtenons des résultats plus performants pour la reconnaissance des insectes de l'arrière-plan et que les résultats de l'identification sont moyens.

Nous n'avons pas essayé d'améliorer davantage l'identification à cause du temps qui nous est imparti. Pour le travail effectué sur l'identification dans cette étude, nous avons mis environ 2 mois entre le début de la construction de l'algorithme à l'obtention des résultats (Tableau 4). En effet, le temps de travail est également un problème avec la méthode de Haar, celle-ci est très laborieuse (Taha et Gumaa 2014). Il est donc impossible de reprendre le test d'identification avec un autre système de deep learning. De plus, le nombre de photographies n'a pas été augmenté car cela prend également beaucoup de temps, cela signifie qu'il faut numériser de nouveaux individus, refaire les formations, le temps global de formation est encore assez important, ce qui entraîne des heures, des jours et des semaines de temps de formation (Soo 2014). Et enfin, il faudrait refaire le questionnement de l'algorithme.

Tableau 4 : Temps de travail pour l'identification

Etapes	Temps de travail
Création de l'algorithme	30 jours
Système manuel (50 ind. / espèces)	9 jours
Système semi-automatique (100 ind./espèces)	9 jours
Formation	10 jours
Questionnement	5 jours

A propos des angles de vue, il semblerait que les insectes soient mieux différenciés les uns des autres lorsque nous utilisons deux angles de vue, qui sont dorsale et postérieure. Concernant l'angle dorsal, cela concorde avec d'autres études qui prennent en photographie les insectes (Degailier 2020; Hansen et al. 2020). La reconnaissance semble également fonctionner avec l'angle postérieur, cela s'explique par le fait que cet angle contient des informations de reconnaissance identique à l'angle dorsal qui sont les motifs au niveau de l'abdomen des insectes. Ainsi, il semblerait que pour reconnaître les espèces de syrphes entre elles et avec des hyménoptères, il faudrait de préférence utiliser des images dorsales et/ou postérieures. Ceci est potentiellement due au fonctionnement de l'algorithme. En effet, la caractéristique de type Haar est que dans la zone sélectionnée pour la formation, celle-ci est divisée en quatre sous-sections (Annexe 10) (Soo 2014), elles sont comme le noyau convolutif (Arowolo, Adekunle, et Ade-Omowaye 2020). Pour chaque sous-section, l'algorithme additionne les intensités de pixels et calcule la différence de ces sommes entre les carrés blanc et noir (Annexe 10) (Arowolo, Adekunle, et Ade-Omowaye 2020; Soo 2014). Ici, nous avons travaillé sur les insectes entiers mais il serait intéressant de tester l'identification des syrphes en ne sélectionnant que l'abdomen.

Au final, même si nos résultats pour l'identification ne sont pas totalement concluants, nous pouvons dire que la numérisation des insectes présents dans les collections entomologiques ont quand même une place dans la conservation et la gestion des pollinisateurs. En effet, avec la méthode testée, nous pouvons correctement détecter la présence d'insectes sur des images. Ainsi la méthode de Haar peut être utilisée pour détecter la présence d'insectes sur des photographies prises par des pièges photographiques. Cela permet de faire un premier tri dans les images prises par le piège pour éliminer les images ne contenant pas d'insectes. Celles-ci peuvent être dues au vent qui provoque le mouvement de la végétation. Pour aller plus loin, il faudrait commencer par obtenir une base de données avec un nombre d'images convenable. Lorsque la détection sur des images en laboratoire est correcte, il serait intéressant d'essayer avec des photographies prises sur le terrain. Et enfin, si l'augmentation du nombre d'images ne permet pas d'améliorer la distinction entre les espèces, il serait alors judicieux d'utiliser une autre méthode. Wäldchen et Mäder (2018) ont regroupé les meilleurs résultats pour chaque taxon, il s'avère que pour identifier les insectes, c'est l'architecture « ResNet-101 » qui obtint le meilleur résultat (98.7%) (Cheng et al. 2017).

C. Suivi des populations

1. Jeu de données de la collection de Gembloux

Deux problèmes se sont présentés pour cette partie. Le premier est le fait qu'il y a de nombreux spécimens venant de l'étranger. Les éristales de la collection proviennent de 36 Pays. Il y a seulement 57% d'éristales venant de Belgique (Annexe 11) c'est-à-dire 1680 individus. Après la Belgique, c'est la France qui est le plus représentée avec 16% des insectes. L'Allemagne et l'Espagne représentent chacune 6% de la collection. Il faut noter qu'il y a 4% des spécimens d'éristales pour lesquelles soit le pays n'est pas indiqué sur l'étiquette ou soit celui-ci n'est pas lisible principalement à cause de l'écriture manuscrite. Parmi les individus de la collection venant de Belgique, 80% viennent de Wallonie (1341 individus), près de la moitié d'entre-eux (47%) viennent de la province de Namur (Annexe 12). Cela est due au fait que le campus Gembloux Agro-Bio Tech se trouve dans la province de Namur.

Le second problème est le fait qu'il n'y ait peu de spécimens datant d'après 1999 dans la collection de Gembloux (Annexe 13). En effet, des spécimens d'une seule étude datant après 2000 (étude de 2019) sont présents dans la collection. La répartition dans le temps des spécimens de la collection de Gembloux est inégale.

Certaines années ressortent plus que les autres, 18% des éristales ont été échantillonnées en 2019, 11% des éristales ont été échantillonnées en 1993, 8% en 1979, 7% en 1964 et 1968, 6% en 1963 et 5% en 1981 (Annexe 13). A elles seules, ces années regroupent 62% des éristales. Il faut noter que deux spécimens n'ont pas été pris en compte du fait de leur date de prélèvement extrême (1864 et 1926). Nous avons également écarté trois spécimens pour lesquels aucune date d'échantillonnage n'était présente sur l'étiquette. Ainsi, la collection de Gembloux est composée de 1336 insectes qui nous sont utiles pour cette étude. Il y a 438 spécimens pour la période 1, 663 individus datant de la période 2 et il faut ajouter également les 235 insectes qui ont été échantillonnés durant l'étude de 2019.

Pour pallier à ces deux problèmes nous voulions tout d'abord utiliser les données informatiques de précédentes études faites par l'unité entomologique de Gembloux. Mais malheureusement ces données n'ont pas été retrouvées. Nous avons alors contacté Observation.be afin d'obtenir leurs données sur les éristales de Belgique. Or les données fournies permettent uniquement d'obtenir des données comprises dans la période P3, cela est dû au fait qu'Observation.be n'existait pas avant les années 2000. Nous avons ensuite contacté plusieurs spécialistes belges afin d'augmenter le nombre d'individus échantillonnés entre les périodes P1 et P2. Fautes de réponses de leurs parts, après plusieurs relances, nous avons décidé de faire sans leurs données.

2. Jeu de données d'Observation.be

Il faut noter qu'il y a également 7 419 données de Belgique qui n'ont pas pu être envoyées car les observateurs ont choisi l'option « mes données ne peuvent pas être partagées ». Sur les 131 948 individus du jeu de données seulement 4 977 sont intéressants pour notre étude (Tableau 5). Cela est dû au fait que nous nous intéressons uniquement aux spécimens de Wallonie (19 641 individus), ce qui représente 14,89% du jeu de données (Annexe 14).

Tableau 5 : Effectif en syrphes dans les données d'Observation.be

	Observations	Effectifs
Données Brut	40 822	131 948
Données de Wallonie	6 052	19 641
Données Approuvées	2 409	5 377
Données Période 3	2157	5106
Données espèce	2069	4977

Parmi les 19 641 individus Wallons, nous avons gardé que 27% des spécimens, soit 5 377 syrphes venant de Wallonie qui ont été approuvés. La validation de l'identification est due à la présence de photographies qui ont été enregistrées avec l'observation, ce qui a permis aux valideurs de vérifier l'observation. Enfin, le jeu de données envoyé par Natagora contenait également des données de l'année 2021. Nous avons décidé de ne pas utiliser ces données, l'année 2021 n'étant pas terminée, celles-ci peuvent encore changer. Au final, nous avons travaillé avec 3,77% (4 977 insectes) du jeu de données initiales d'Observation.be. En regroupant les deux jeux de données, nous obtenons un total de 6 313 éristales intéressants pour ce travail. Les périodes 1, 2 et 3 contiennent respectivement 438, 663 et 5 212 individus.

3. Diversité

a) Accumulation et raréfaction

D'après la figure 18, nous constatons que sur la période totale de l'étude, le nombre d'espèces échantillonnées correspond à l'estimation faite. Il faut noter que le nombre d'espèces observées est un peu plus faible que le maximum de la courbe de raréfaction. Cela peut s'expliquer par le fait que sur les 80 ans de la période, il n'y a que pour 56 années où des individus ont été enregistrés.

L'estimateur Chao valide également ces observations, celui-ci est égal à 16,49 alors que nous avons observé 15 espèces.

Courbe de raréfaction et d'accumulation d'éristales en Wallonie

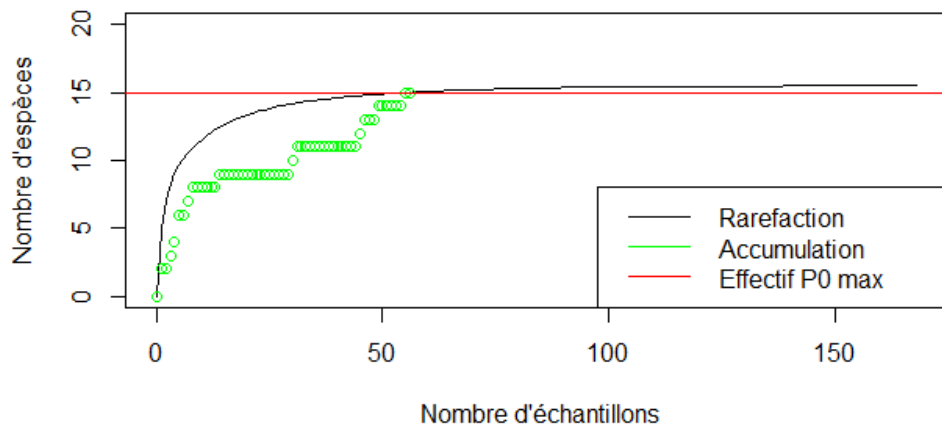


Figure 18 : Courbe de raréfaction et d'accumulation d'éristales en Wallonie pour la période P0 (1940-2020)

Concernant la période 1, nous pouvons voir que le nombre d'espèces échantillonnées est plus faible que la courbe de raréfaction (Annexe 15). Nous constatons la même chose avec l'estimateur Chao, celui-ci estime la présence de 10.93 espèces alors que nous avons observé 10 espèces. Ceci s'explique par le fait que le nombre d'années échantillonnées est trop faible (15 années) sur les 30 ans. Nous pouvons voir que si nous avions les 30 années échantillonnées, le nombre d'espèces observées aurait atteint le maximum de la raréfaction.

Globalement la période 2 a été bien échantillonnée (Annexe 16). Ceci est validé avec l'estimateur Chao, qui estime que nous devrions avoir la présence de 12.48 espèces et nous avons observé 12 espèces. En effet, le nombre d'années échantillonnées est de 25 années sur les 30 années possibles. Nous pouvons voir qu'il faudrait échantillonner 40 années pour atteindre le maximum de la raréfaction. Ainsi, la période 2 n'est pas assez longue pour observer la totalité des espèces d'éristales.

La période 3 a atteint les estimations du nombre d'espèces pouvant être échantillonnée car le nombre d'espèces observées est égal au maximum de la courbe de raréfaction (Annexe 17). L'estimateur Chao valide ce résultat, il estime la présence de 14, ce qui est identique au nombre d'espèces observées.

Ainsi, les périodes de temps ont globalement été correctement échantillonnées. Il faut quand même ne pas oublier que la période 1 a été sous échantillonnée et que pour la période 2 nous ne pouvons pas atteindre le maximum de la raréfaction.

b) Richesse spécifique et abondance

En observant la figure 19, nous constatons aucune différence significative entre la richesse spécifique de la période 1 et la période 2. C'est également le cas entre la période 1 et la période 3. Par contre, nous obtenons une différence légèrement significative entre la période 2 et 3, la p-valeur (0,046) entre la période 2 et 3 est proche de 0,05. Cela signifierait que la richesse en espèce a légèrement diminué entre période 1 et 2 (mais sans qu'elle soit différente de manière significative) et qu'ensuite la richesse spécifique a augmenté entre la période 2 et 3. Nos résultats concordent avec ceux de l'étude de Carvalheiro et al. (2013) (Figure 2). Les scientifiques ont également obtenu aucune baisse significative de la richesse en espèces de syrphes en Belgique entre la première période (1950-1969) et la seconde (1969-1989) (Carvalheiro et al. 2013).

Comme évoqué dans l'introduction, cette diminution est notamment due aux activités humaines. L'agriculture intensive a provoqué la modification des habitats (Winfrey et al. 2009), une forte utilisation de produits phytosanitaires (Brittain et al. 2010). Le transport de marchandise entre différentes régions du monde a favorisé la propagation des pathogènes (Stout et Morales 2009), l'importation des espèces exotiques (Thomson 2006). De plus, de part de nombreuses activités (industrie, transport motorisés, ...) l'homme a contribué au changement climatique rapide (Dormann et al. 2008). C'est l'accumulation de tous ces facteurs qui est la cause de la perte de la diversité en pollinisateurs (Tylianakis et al. 2008; González-Varo et al. 2013).

Alors que les chercheurs ont également observé une augmentation significative de la richesse en syrphes entre la seconde période (1969-1989) et la troisième (1990-2009) (Carvalho et al. 2013). Cette augmentation peut-être due à deux phénomènes, l'un plutôt positif et l'autre plutôt négatif. La première cause possible, la prise de conscience par la population humaine de l'impact de leurs activités sur le déclin des pollinisateurs (Isbell et al. 2011), ce qui a permis des changements de politique en matière de la protection de la biodiversité, plusieurs de ces changements ont vu le jour depuis les années 1990 (Kleijn et Sutherland 2003). En effet, les Etats membres de l'Union européenne ont été obligés de mettre en place un « programme de méthodes agro-environnementales » à partir de 1994 (Natagriwal 2015a). En Wallonie, le premier programme agro-environnemental est lancé en 1995, son démarrage fut lent et les agricultures s'engageaient principalement à maintenir des haies (Natagriwal 2015a). C'est en 1999 que le programme décolle réellement avec la création de l'asbl Agrenwal, afin de suivre administrativement les agriculteurs (Natagriwal 2015a). Création du programme MAE à partir de 2005 ; Cela permet d'avoir des méthodes ciblées, avec un cahier des charges adapté à la situation de l'exploitation agricole (Natagriwal 2015a). En 2013, 54% des agriculteurs participent à au moins une des mesures proposées par l'asbl (Natagriwal 2015a). Ainsi, en 2015, le programme a permis l'entretien de 12 000 km de haies et de 4 000 mares, l'installation de 2 500 km de tournières enherbées et de 1 215 km de bandes aménagées, ou encore la conservation de 6 500 ha de prairies de haute valeur biologique (Natagriwal 2015a). De plus en 2001, il y a eu la mise en œuvre de Natura 2000 en Wallonie (Natagriwal 2014). Après avoir transposé les directives européennes (Oiseaux et Faune – Flore – Habitats) en droit wallon, des sites ont été sélectionnés selon des critères biologiques (présence d'habitats ou d'espèces) et des critères structurels (topographie et réseau hydrographique) (Natagriwal 2014). En 2009, le Gouvernement wallon a adopté les premiers arrêtés (8 en 2009) de désignation des sites Natura 2000 (Natagriwal 2014). Le réseau Natura 2000 de Wallonie compte 240 sites protégeant 221000 ha (13 % du territoire), avec 75 % de forêts (soit 30 % des superficies forestières de Wallonie) et 15 % de prairies (soit 5 % des superficies agricoles de Wallonie) (Natagriwal 2015b).

La seconde cause potentielle de l'augmentation de richesse spécifique de syrphes est le réchauffement climatique. En effet, l'une des conséquences du réchauffement climatique est l'élargissement des aires de répartition des espèces généralistes (Parmesan et al. 1999). Ainsi, cela se traduit par un déplacement des espèces du Sud vers le Nord. Les espèces migratrices sont ainsi, avantagées par leur forte mobilité pour réagir rapidement aux variations climatiques (Parmesan et al. 1999). Or, il s'avère que les syrphes sont des Diptères extrêmement mobiles, capable de voler sur des centaines de kilomètres (Wotton et al. 2019; Sommaggio 1999).

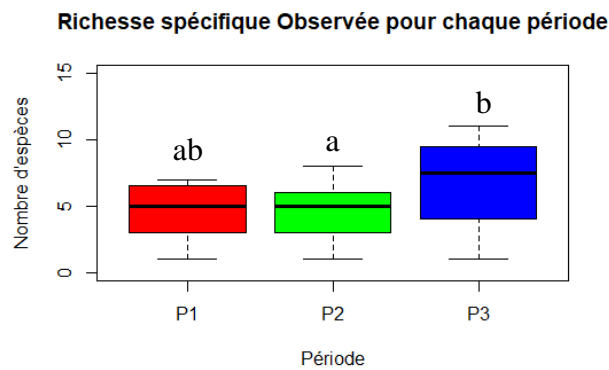


Figure 19 : Graphique de la richesse spécifique observée pour chaque période de temps. Les lettres au-dessus des boîtes à moustaches représentent les comparaisons par paire de Wilcoxon Mann-Withney.

Nous constatons que l'abondance n'est pas significativement différente entre les période 1 et 2 (Figure 20), la p-valeur est de 0,970. A l'inverse, la période 3 possède une abondance significativement supérieure aux périodes 1 et 2 (Figure 20), ces périodes ont respectivement une p-valeur de 0,033 et de 0,008 avec la période 3. Cette augmentation de l'abondance entre les périodes historiques (P1 et P2) et la période actuelle (P3) peut également s'expliquer de la même manière que l'augmentation de la richesse spécifique. La mise en place d'une meilleure conservation des habitats et le déplacement de l'aire de répartition vers le Nord peuvent également avoir un impact positif sur l'abondance d'éristales en Wallonie. Nous nous attendions à ce résultat due aux effectifs d'éristales pour chaque période. En effet, pour les périodes 1 et 2 le nombre d'éristales utilisés pour cette étude est de 1336 individus pour un période de temps de 60 ans. Alors que la période 3 contient 4977 spécimens sur 20 ans. Cela montre que l'effort d'échantillonnage n'est pas le même entre les périodes 1, 2 et 3.

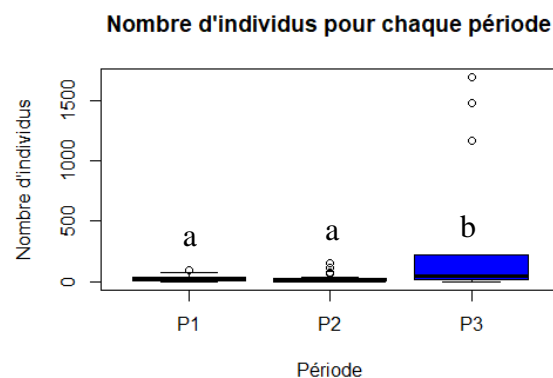


Figure 20 : Graphique de l'abondance en espèce en fonction des périodes. Les lettres au-dessus des boîtes à moustaches représentent les comparaisons post-hoc de Tukey.

A propos des indices de Shannon⁴ (Figure 21a) et de Simpson⁵ (Figure 21b), les tendances des boîtes à moustaches sont identiques pour les deux indices. C'est pour la période 1 que les indices sont les plus élevés. Pour l'indice de Shannon, les périodes 2 et 3 ont des médianes similaires.

Alors que pour l'indice de Simpson, la période 2 possède une médiane légèrement supérieure à celle de la période 3. Par contre, il faut tenir compte que c'est la période 3 qui s'étale sur une plus grande gamme pour les deux indices. Suite à l'analyse statistique, les différences observées entre les périodes ne sont pas significativement différentes pour les deux indices.

⁴ Indice permettant de quantifier l'hétérogénéité de la biodiversité d'un milieu (au plus il est élevé, au plus la diversité est hétérogène).

⁵ Indice indiquant la probabilité que deux individus appartiennent à la même espèce dans une communauté de taille donnée.

Concernant l'indice de Shannon, celui-ci révèle qu'il y a une plus grande hétérogénéité en éristales pour la période 1 et que l'hétérogénéité est identique entre les périodes 2 et 3. Ceci peut s'expliquer par le fait que les périodes n'ont pas la même taille de temps. En effet, la période 1 contient seulement 15 années échantillonnées sur les 30 possibles. La période 2 a quant à elle 25 années échantillonnées sur les 30 possibles. Et enfin, la période 3 possède 16 années échantillonnées sur les 20 possibles. Tout cela couplé au fait qu'il y a moins d'individus pour la période 1 (438 insectes), alors que la période 2 et 3 en contiennent respectivement 663 et 5212 individus.

D'après l'indice de Simpson, la période 3 possède une diversité spécifique plus importante que les périodes 1 et 2 car la probabilité d'avoir deux individus de la même espèce est plus faible que pour P1 et P2. Ainsi, la période 2 a donc également une diversité supérieure à la période 1.

Il ne faut pas oublier que les indices de Shannon et de Simpson possèdent des biais. Le premier problème est le fait que ces deux indices ne mesurent pas les mêmes quantités, il est donc compliqué de justifier le choix de ces indices pour représenter la diversité (Roswell, Dushoff, et Winfree 2021). De plus, ces indices se comportent d'une manière qui n'a pas de sens pour une mesure de la diversité (Roswell, Dushoff, et Winfree 2021). En effet, malgré une diminution importante de la diversité entre deux traitements, les indices ne donnent qu'une faible différence (Jost 2006). Par exemple, si une communauté diversifiée qui perd 1/3 de ses espèces, les indices traditionnels de Shannon et de Simpson ne montrent que de faibles changements proportionnels (Roswell, Dushoff, et Winfree 2021). C'est également la même chose pour une perte de 2/3 des espèces, cela n'entraîne pas de changements spectaculaires dans les valeurs de l'indice (Roswell, Dushoff, et Winfree 2021).

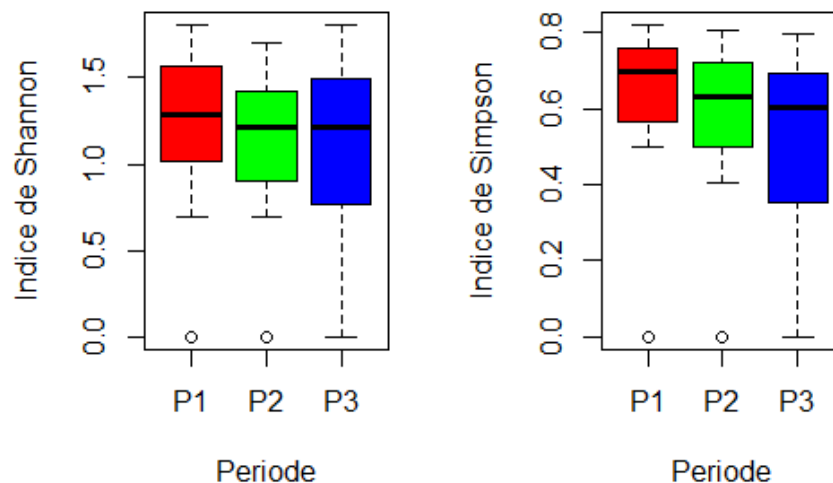


Figure 21: Graphique des indices de Shannon (a) et Simpson (b).

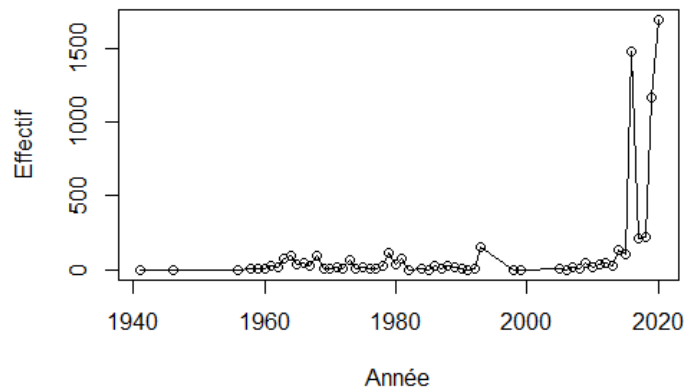
Ainsi, nous constatons qu'en Wallonie la diversité d'éristales est plus importante actuellement qu'elle ne l'a été sur les 80 dernières années. Il faut noter que nous n'avons pas réalisé la mesure de la diversité en utilisant uniquement les insectes présents dans la collection. Ceci est dû à l'important manque de données notamment pour la période actuelle (P3).

4. Suivi de la population d'éristales en Wallonie

Le nombre d'éristales présents en Wallonie semble avoir augmenté avec le temps (Figure 22). Nous constatons que nous avons un gros manque de données pour les années 40 et 50. Il y a la présence de deux autres trous dans les données au niveau du début des années 90 et au début des années 2000. Mais l'augmentation de l'effectif d'éristales est confirmée avec la courbe de régression linéaire (Annexe 18).

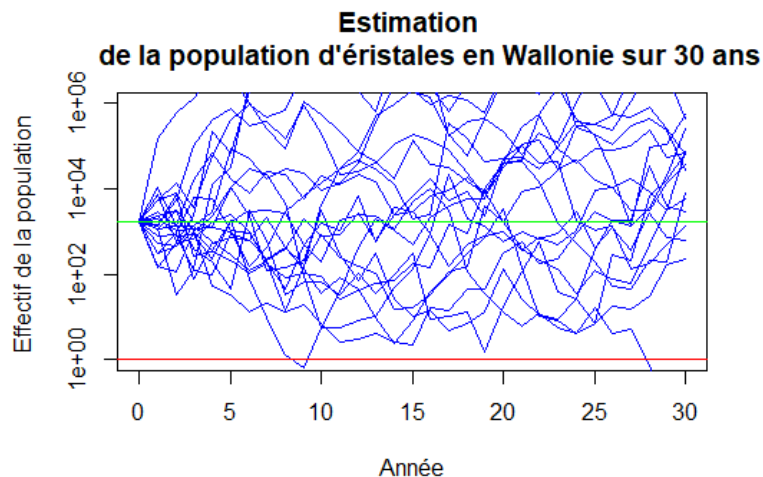
Nous pouvons voir que la droite présente sur ce graphique (Annexe 18) va dans le sens d'une augmentation. Grâce à ce graphique, il est possible d'obtenir $\mu(=0.08530057)$ qui est le coefficient de la droite et $\sigma^2(=2.12641320)$ la variance des points. Ainsi, nous obtenons le taux de croissance ($\lambda G = \exp(\mu)$), ici le taux de croissance est de 1.089044. Cela confirme que la population d'éristales augmente de 8,9% sur la période de temps testée.

Nombre d'éristales sur les 80 dernières années



[Figure 22](#) : Graphique des effectifs d'éristales en fonction du temps.

Durant les 30 prochaines années les éristales seront toujours présents en Wallonie (Figure 23). D'après les estimations obtenues, la population d'éristales disparaîtrait de Wallonie pour deux simulations sur vingt (Figure 23). Nous pouvons observer que les simulations oscillent entre augmentation et diminution, ce qui est dû au fait que souvent les insectes peuvent avoir une stratégie r de reproduction qui conduit à des explosions démographiques sur de brèves périodes mais qui peut aussi rapidement retomber (Johann DELCOURT, communication personnelle). Ce modèle a été proposé par MacArthur et Wilson (1967), cette stratégie est utilisée par les espèces qui ont de nombreux descendants et un taux de croissance rapide afin de compenser une mortalité importante (B.E.T - Eviter l'impact 2017; Conservation Nature s. d.), cela explique les fortes diminutions et augmentation de l'effectif. Plusieurs caractéristiques permettent de savoir si une espèce a une stratégie r, fort fécondité, un investissement parental faible, un cycle de vie court, une maturité sexuelle précoce et une grande capacité de dispersion (B.E.T - Eviter l'impact 2017; Conservation Nature s. d.). Il ne faut pas oublier non plus que la PVA ne prend pas en compte l'effet de migration. Ce qui pose quelques difficultés à estimer la viabilité des éristales en Wallonie car certaines espèces migrent au Sud pour passer l'hiver.



[Figure 23](#) : Graphique de vingt simulations de la population d'éristales en Wallonie sur trente ans.

Dans une dizaine d'années, il y aura une forte probabilité d'extinction de la population d'éristales en Wallonie car les valeurs de CDF sont proches de 0 (Annexe 19). Afin que la probabilité d'extinction passe en dessous de 20% dans 20 ans, il faudra que la population d'éristales en Wallonie soit supérieure à 2000 individus (Annexe 20), ce qui est actuellement largement le cas.

Concernant le test de la corrélation entre la densité et la taille de la population, il s'avère que le coefficient de la droite (Annexe 21) est négatif (-0.1821795). De plus la p-valeur obtenue est supérieure à 0,05 (ddl = 53, p-value = 0.1831), ce qui signifie qu'il n'y a pas de corrélation entre la densité/taille de la population dans la gamme que nous étudions. Cela prouve que la densité en éristales n'a pas d'impact sur la taille de population et que la diminution de la population n'est pas due à une trop forte densité.

D'après la figure 24, nous constatons une autocorrélation environnementale. En effet, la p-valeur est inférieure à 0,05 (ddl = 52, p-value = 0.00107) ce qui signifie que la pente de la droite est significativement différente de zéro, ainsi, il y a un effet significatif d'autocorrélation environnementale. Les impacts des facteurs environnementaux sont dépendants d'une année à l'autre. Nous pouvons dire que la population d'éristales de Wallonie est sensible aux facteurs environnementaux. Il est donc important de préserver l'environnement pour permettre à la population d'éristales de Wallonie de se restituer convenablement.

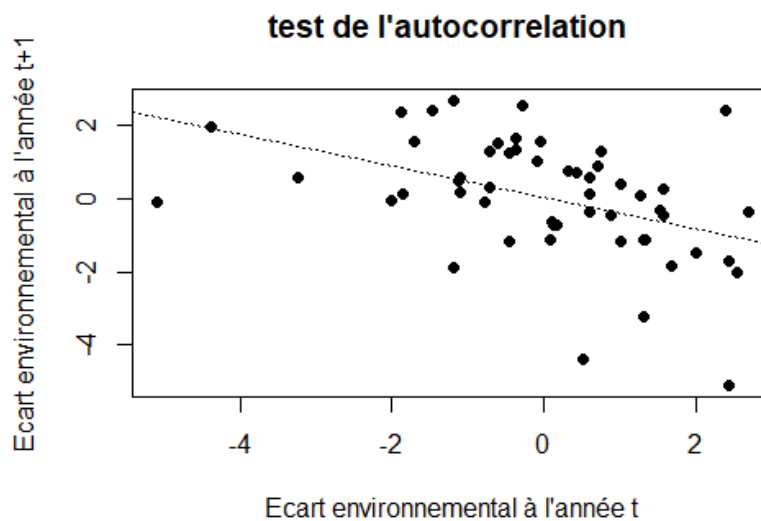


Figure 24 : Graphique de l'autocorrélation environnementale.

En effet, les activités humaines ont eu différents impacts sur l'environnement, qui fait que celui-ci a été détérioré. Ainsi, une restauration convenable des habitats naturels est nécessaires pour permettre à la population d'éristales de Wallonie de se rétablir correctement.

Toute d'abord, il est nécessaire de reconstituer des milieux hétérogènes avec une mosaïque de types de végétation, cela permet le développement des différentes étapes du cycle de vie des espèces d'éristales (Ricarte, Ángeles Marcos-García, et Moreno 2011). Ce sont surtout les larves qui sont le plus affectées par les modifications environnementales du fait de leurs spécificités pour des types de végétations ou de micro-habitats (Ricarte, Ángeles Marcos-García, et Moreno 2011). Il s'avère que ce sont les sites boisés qui offrent un large éventail de ressources, avec une grande diversité et d'abondance en micro-habitats (Ricarte, Ángeles Marcos-García, et Moreno 2011). Les forêts peuvent également servir de zones refuges à court terme quand les conditions environnementales deviennent défavorables (vent et pluie, températures extrêmes et irradiation solaire, rareté de l'eau ou prédateurs, etc.) dans les zones plus ouvertes (Ricarte, Ángeles Marcos-García, et Moreno 2011).

Afin de reconstruire des habitats détériorés, la première solution est la création d'aires protégées, qui est la méthode la plus courante et la plus ancienne (Groom et al. 2006; Guiasu 2008). Malheureusement, les habitats de toutes les espèces ne sont pas compris dans ces zones protégées, surtout pour les invertébrés tels que les Syrphidae qui sont moins connus par le grand public (Vujić et al. 2016). En effet, les politiques de conservation de la nature sont régulièrement tournées vers un faible nombre d'espèces qui ont une couverture environnementale insuffisante (Vujić et al. 2016). Par exemple, dans les instruments juridiques tels que les annexes sur la protection des espèces de la directive Habitats de l'UE, les principaux groupes de pollinisateurs (abeilles et mouches volantes) sont absents (Vujić et al. 2016). De plus, de nombreuses aires protégées ont été créées pour des raisons anthropiques (p. ex. esthétiques, culturelles, religieuses) plutôt que pour améliorer la conservation de la biodiversité (Oldfield et al. 2004).

Une augmentation de la superficie des parcelles, de la connectivité et de l'hétérogénéité de l'habitat a des effets positifs sur la richesse des syrphes (Ouin et al. 2006). Il a été démontré qu'une légère augmentation de la surface des zones protégées accentue significativement la conservation des Syrphidae (Vujić et al. 2016). Ainsi, différentes mesures agro-environnementales ont été créées en Wallonie pour permettre une restauration de l'environnement. En contrepartie de la participation des agriculteurs pour au moins l'une des mesures disponibles, ceux-ci touchent une subvention annuelle (Ouellet 2013). Les mesures sont réalisées sur une période de minimum 5 ans renouvelables (Ouellet 2013). Le programme MAE propose onze méthodes (Annexe 22), six "méthodes de base" qui sont accessibles à tous les agriculteurs et cinq "méthodes ciblées" qui sont uniquement accessibles sur avis d'expert ; ces méthodes sont réparties sur cinq axes (« <https://www.natagriwal.be/fr/mesures-agro-environnementales/liste-des-mae/fiches> » s. d.).

Les bordures de route sont une source d'habitats et de corridors qui a un très fort potentiel dans la conservation des Syrphidae (B. B. Phillips et al. 2020). Leur atout majeur est la superficie qu'ils couvrent (B. B. Phillips et al. 2020), le réseau routier wallon s'étend sur environ 8 300km (« Réseau Routier Régional » s. d.), ce qui fait un total de 16 600km de bordures de route. La restauration de ces bords de routes aura des effets non négligeables sur la biodiversité (B. B. Phillips et al. 2020). Pour cela différents moyens sont disponibles (B. B. Phillips et al. 2020) :

- Créer une diversité d'habitat de qualité sur les nouveaux bords de routes ;
- Contrôler ou éliminer les plantes non indigènes envahissantes ;
- Modifier la méthode de fauchage :
 - Faucher entre 0 et 2 fois/an
 - Ne pas faucher entre le printemps et la fin de l'été
- Faire une mosaïque de fauche (différentes hauteurs de végétation) ;
- Identifier les zones avec la plus forte mortalité des pollinisateurs et mettre des mesures d'atténuation.

5. Cartographie de répartition des éristales en Wallonie

Avec les deux jeux de données, la répartition du genre *Eristalis* (Latreille, 1804) recouvre toute la Wallonie (Figure 25). Il y a une meilleure répartition pour le jeu de données venant d'Observation.be dû au fait qu'il y a un nombre plus important de personnes participant à l'encodage d'observation. Ce qui permet d'avoir un recouvrement de la Wallonie plus important. Il y a également presque 2 fois (1,8 fois) plus d'individus venant du jeu de données d'Observation.be que du jeu de données de la collection de Gembloux. Même si cela n'a pas un impact, lorsque nous regardons la répartition à l'échelle de la Belgique (Figure 25). Il faut noter que pour les spécimens de la collection de Gembloux, ceux venant du même village possèdent les mêmes coordonnées géographiques alors qu'ils ne viennent pas forcément de la même zone de collecte.

Carte de répartition des spécimens d'Eristales de la en Wallonie.

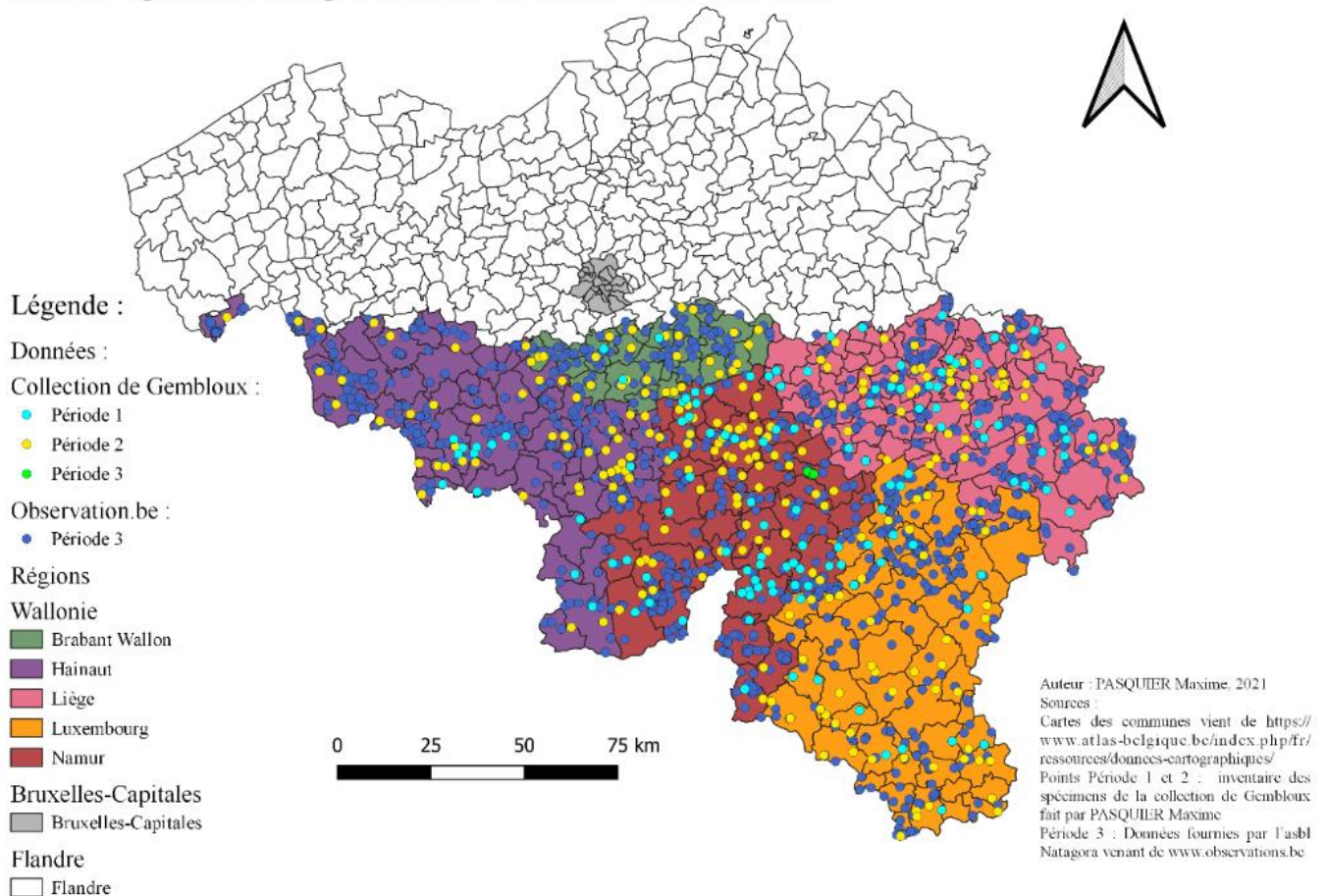


Figure 25 : Carte de répartition des éristales venant de la collection de Gembloux et d'Observation.be en Wallonie.

Par contre lorsque nous observons la répartition pour chaque espèce en fonction des différentes périodes (Annexe 23 à 37). Certaines espèces ont une faible répartition sur la Wallonie. Bien entendu, le premier facteur qui intervient est le nombre de spécimen pour chaque espèces. En effet une espèce bien présente dans nos jeux de données aura plus de chance d'avoir une meilleure répartition qu'une espèces peu présente. Les espèces qui sont présentes dans toute la Wallonie sont celles qui ont un statut « Commun » et « Relativement commun » sur Observation.be (Tableau 6). Et inversement les espèces qui ont une faible répartition sont les espèces qui sont classées comme « Rare » ou « Très rare » (Tableau 6). *Eristalis picea* est un peu entre deux. En fait, il y a peu de points présents sur la carte (Annexe 32) mais cette espèce semble être présente sur le centre de la Wallonie. Concernant *Eristalis aeneus*, nous n'avons pas de données de la part d'Observations.be dû au fait que cette espèce semble avoir un autre nom sur leur page internet (*Eristalinus aeneus* ; Scopoli, 1763), ce qui fait que nous n'avons pas obtenu de données pour cette espèce. Mais *Eristalinus aeneus* est classée comme Rare donc la répartition aurait sûrement été faible avec les données pour la période 3. Nous avons une situation similaire pour *Eristalis pratorum*, qui n'est pas présente dans le jeu de données d'Observation.be. Nous n'avons pas trouvé si elle porte un autre nom.

Tableau 6 : Tableau de répartitions des espèces d'Eristalis en Wallonie.

Espèces	Statut	Périodes	Répartition	Carte
<i>Eristalis abusiva</i>	Relativement commun	P3	Présent dans toute la Wallonie.	Annexe 23
<i>Eristalis aeneus</i>	Rare	P1 et P2	Faible P1 (Hainaut) P2 (Hainaut et Sud de Luxembourg)	Annexe 24
<i>Eristalis alpina</i>	Très rare	P3	Faible (Est de Liège)	Annexe 25
<i>Eristalis arbustorum</i>	Commun	P1, P2 et P3	Présent dans toute la Wallonie.	Annexe 26
<i>Eristalis horticola</i>	Relativement commun	P1, P2 et P3	Présent dans toute la Wallonie. (Faible dans le Hainaut)	Annexe 27
<i>Eristalis intricaria</i>	Relativement commun	P1, P2 et P3	Présent dans toute la Wallonie.	Annexe 28
<i>Eristalis jugorum</i>	Très rare	P1, P2 et P3	Faible (Liège)	Annexe 29
<i>Eristalis nemorum</i>	Commun	P1, P2 et P3	Présent dans toute la Wallonie.	Annexe 30
<i>Eristalis pertinax</i>	Commun	P1, P2 et P3	Présent dans toute la Wallonie.	Annexe 31
<i>Eristalis picea</i>	Relativement commun	P2 et P3	Faible, centre de la Belgique	Annexe 32
<i>Eristalis pratorum</i>		P2	Faible (Hainaut)	Annexe 33
<i>Eristalis pseudorupium</i>	Très rare	P3	Faible (Est de Liège)	Annexe 34
<i>Eristalis rupium</i>	Rare	P1, P2 et P3	Faible (Est de Liège)	Annexe 35
<i>Eristalis similis</i>	Relativement commun	P3	Présent dans toute la Wallonie	Annexe 36
<i>Eristalis tenax</i>	Commun	P1, P2 et P3	Présent dans toute la Wallonie	Annexe 37

Nous constatons sur les cartes de répartition des espèces en Wallonie que leurs répartitions correspondent à leurs statuts de conservation, une espèce déroge à cela (*Eristalis picea*) qui est une espèce relativement commune, donc nous nous attendions à voir une plus grande répartition de cette espèce en Wallonie. La répartition a augmenté pour quatre espèces (*E. abusiva*, *E. alpina*, *E. pseudorupium* et *E. similis*) tout simplement car nous n'avons pas d'individu de ces espèces pour les périodes 1 et 2. Concernant *Eristalis alpina*, cette espèce semblait éteinte de Belgique en 2014 (Speight 2010) or nos observations de cette espèce date de 2019, ce qui montre qu'elle est toujours présente sur le territoire belge ou bien qu'elle est revenue suite à l'amélioration de l'environnement. La présence d'*Eristalis similis* à la période 3 est due au fait que celle-ci est devenue de plus en plus fréquente dans le Nord et elle continue de migrer vers la Norvège (Nielsen et al. 2010).

Nous avons également quatre espèces (*E. aeneus*, *E. jugorum*, *E. pratorum* et *E. rupium*) qui ont vu leur répartition en Wallonie diminuée. Il est normal que la répartition est diminuée pour *E. aeneus* et *E. pratorum* car celles-ci ne sont pas présentes dans le jeu de données venant d'observation.be. A propos des deux autres espèces, il s'agit d'espèces rares, ce qui fait qu'elles ont de base une faible répartition. *Eristalis jugorum* est une espèce présente en Belgique seulement dans les Ardennes (Speight 2010), nous observons cela, mais elle n'est présente que dans l'Est de la province liégeoise.

Pour les autres espèces, celles-ci semblent avoir la même répartition entre les périodes. De plus nous observons qu'il s'agit d'espèces qui sont présentes sur toute la Wallonie, sauf pour *Eristalis picea*. Parmi ces espèces, les deux espèces les plus fréquentes et qui ont une grande répartition en Wallonie sont *Eristalis tenax* et *Eristalis arbustorum*, cela s'explique par leur forte capacité de vol et de migration (Aubert et Goeldin de Tiefenau 1981; Speight 2010).

Au final, la répartition est globalement restée identique entre les périodes, le genre *Eristalis* est bien présent dans toute la Wallonie. Il faut noter que pour quatre espèces la répartition a augmentée et deux espèces ont eu une diminution de l'aire de répartition. Par manque de données, nous avons également deux espèces pour qui la répartition a diminuée entre les périodes historiques et actuelles.

V. Conclusion

Malgré le fait que les résultats de l'identification des espèces n'est pas convenable, la numérisation des collections entomologiques peut-être utile dans la conservation et gestion des pollinisateurs. En effet, les résultats pour la détection des insectes sur les photographies sont satisfaisants. Il est ainsi probablement possible de pouvoir détecter la présence d'insecte sur des images de surveillance prises par des pièges caméras. De ce fait, d'autres études sont nécessaires afin de s'assurer de l'efficacité de la méthode pour la détection d'insectes sur base de photographies. La première chose à faire est d'augmenter le nombre d'images de la base de données. Ensuite il faut tester l'algorithme avec des photographies de terrains. Concernant l'identification, la méthode utilisée ne semble pas efficace, il serait toutefois également intéressant de vérifier cela avec une base de données plus importante. Si le fait d'augmenter le nombre de photographies dans la base de données, il faudra alors envisager d'utiliser des algorithmes plus performant dans l'identification. A propos de l'angle de vue, que ce soit pour la détection et l'identification il semble plus intéressant de photographier les insectes sous les angles dorsal et postérieur pour optimiser les résultats.

Il n'a pas été possible de réaliser la mesure de la diversité et de faire un suivi convenable en utilisant uniquement les individus présents dans la collection. Le manque de données est trop important pour pouvoir comparer les données dans le temps. A l'avenir, il serait judicieux de mieux conserver les spécimens capturés lors d'études ou d'au-moins conserver les informations informatiques de manière à les retrouver. Actuellement, la diversité en espèces et la population d'éristales en Wallonie sont plus importantes qu'historiquement. Toutefois, la population est encore faible due à la sensibilité des espèces aux changements environnementaux. Ainsi, il est important de continuer à mettre en place des projets de conservations.

VI. Bibliographie

- « 3d Imaging Handbook ». s. d. Consulté le 8 avril 2021. http://biowikifarm.net/v-mfn/3d-handbook/3d_Imaging_Handbook:Main_Page.
- Abe, Tetsuto, Shun'ichi Makino, et Isamu Okochi. 2008. « Why Have Endemic Pollinators Declined on the Ogasawara Islands? » *Biodiversity and Conservation* 17 (6): 1465-73. <https://doi.org/10.1007/s10531-008-9355-y>.
- Adcock, Matt, Chuong Nguyen, David Lovell, et John La Salle. 2014. « Accelerating entomology with Web3D insects ». In *Proceedings of the 19th International ACM Conference on 3D Web Technologies*, 143. Web3D '14. New York, NY, USA: Association for Computing Machinery. <https://doi.org/10.1145/2628588.2635851>.
- Agapow, Paul-Michael, Olaf R P Bininda-Emonds, Keith A Crandall, John L Gittleman, Georgina M Mace, Jonathon C Marshall, et Andy Purvis. 2004. « The Impact of Species Concept on Biodiversity Studies ». *The Quarterly Review of Biology* 79 (2): 161-79. <https://doi.org/10.1086/383542>.
- Anderson, N. I. 2017. « Item Driven Image Fidelity (IDIF) or “HITTING the Digital Capture Sweet Spot” ». Smithsonian Digitization.
- Arbuckle, Tom, Stefan Schröder, Volker Steinhage, et Dieter Wittmann. 2001. « Biodiversity Informatics in Action: Identification and Monitoring of Bee Species Using ABIS », 6.
- Ariño, Arturo H. 2010. « Approaches to Estimating the Universe of Natural History Collections Data ». *Biodiversity Informatics* 7 (2). <https://doi.org/10.17161/bi.v7i2.3991>.
- Arowolo, Oluwole, Adefemi A. Adekunle, et Joshua A. Ade-Omowaye. 2020. « A Real Time Image Processing Bird Repellent System Using Raspberry Pi ». *FUOYE Journal of Engineering and Technology* 5 (2). <https://doi.org/10.46792/fuoyejet.v5i2.496>.
- Artige, Emmanuelle. 2020. « Gestion d'une collection entomologique au CBGP: une infrastructure dédiée », 13.
- Ashman, Tia-Lynn, Tiffany M. Knight, Janette A. Steets, Priyanga Amarasekare, Martin Burd, Diane R. Campbell, Michele R. Dudash, et al. 2004. « Pollen Limitation of Plant Reproduction: Ecological and Evolutionary Causes and Consequences ». *Ecology* 85 (9): 2408-21. <https://doi.org/10.1890/03-8024>.
- Aubert, J, et P Goeldin de Tiefenau. 1981. « Observation sur les migrations des syrphides (Dipt.) dans les alpes de Suisse occidentale ». *OBSERVATIONS SUR LES MIGRATIONS DE SYRPHIDES (DIPT.) DANS LES ALPES DE SUISSE OCCIDENTALE*.
- B.E.T - Eviter l'impact. 2017. « Prendre en compte la stratégie démographique des espèces pour leur conservation ». *B.E.T - Eviter l'impact* (blog). 16 mars 2017. <https://bet-barussaud.fr/prendre-compte-strategie-demographique-especes-conservation/>.
- Biesmeijer, J. C., S. P. M. Roberts, M. Reemer, R. Ohlemüller, M. Edwards, T. Peeters, A. P. Schaffers, et al. 2006. « Parallel Declines in Pollinators and Insect-Pollinated Plants in Britain and the Netherlands ». *Science* 313 (5785): 351-54. <https://doi.org/10.1126/science.1127863>.
- Bjerknes, Anne-Line, Ørjan Totland, Stein Joar Hegland, et Anders Nielsen. 2007. « Do Alien Plant Invasions Really Affect Pollination Success in Native Plant Species? » *Biological Conservation* 138 (1): 1-12. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2007.04.015>.
- Blagoderov, Vladimir, Ian J. Kitching, Laurence Livermore, Thomas J. Simonsen, et Vincent S. Smith. 2012. « No specimen left behind: industrial scale digitization of natural history collections ». *ZooKeys*, n° 209 (juillet): 133-46. <https://doi.org/10.3897/zookeys.209.3178>.
- Blowes, Shane A., Sarah R. Supp, Laura H. Antão, Amanda Bates, Helge Bruelheide, Jonathan M. Chase, Faye Moyes, et al. 2019. « The Geography of Biodiversity Change in Marine and Terrestrial Assemblages ». *Science* 366 (6463): 339-45. <https://doi.org/10.1126/science.aaw1620>.

- Bowkett, Andrew, Francesco Rovero, et Andrew Marshall. 2007. « The use of camera-trap data to model habitat use by antelope species in the Udzungwa Mountain forests, Tanzania ». *African Journal of Ecology* 46 (novembre): 479-87. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2028.2007.00881.x>.
- Boyce, M S. 1992. « Population Viability Analysis ». *Annual Review of Ecology and Systematics* 23 (1): 481-97. <https://doi.org/10.1146/annurev.es.23.110192.002405>.
- Bradski, G. 2000. « The OpenCV library ». *Dr Dobb's J. Software Tools* 25: 120-25.
- Brecko, Jonathan, et Aurore Mathys. 2020. « Handbook of Best Practice and Standards for 2D+ and 3D Imaging of Natural History Collections ». *European Journal of Taxonomy*, n° 623 (avril). <https://doi.org/10.5852/ejt.2020.623>.
- Brittain, C. A., M. Vighi, R. Bommarco, J. Settele, et S. G. Potts. 2010. « Impacts of a Pesticide on Pollinator Species Richness at Different Spatial Scales ». *Basic and Applied Ecology* 11 (2): 106-15. <https://doi.org/10.1016/j.baae.2009.11.007>.
- Cameron, Sydney A., Jeffrey D. Lozier, James P. Strange, Jonathan B. Koch, Nils Cordes, Leellen F. Solter, et Terry L. Griswold. 2011. « Patterns of Widespread Decline in North American Bumble Bees ». *Proceedings of the National Academy of Sciences* 108 (2): 662-67. <https://doi.org/10.1073/pnas.1014743108>.
- Carvalho, Luísa Gigante, William E. Kunin, Petr Keil, Jesus Aguirre-Gutiérrez, Willem Nicolaas Ellis, Richard Fox, Quentin Groom, et al. 2013. « Species Richness Declines and Biotic Homogenisation Have Slowed down for NW-European Pollinators and Plants ». *Ecology Letters* 16 (7): 870-78. <https://doi.org/10.1111/ele.12121>.
- Casetta, E. 2014. « Évaluer et conserver la biodiversité face au problème des espèces ». In *La biodiversité en question. Enjeux philosophiques, éthiques et scientifiques.*, par E. Casetta et J. Delord, Editions Matériologiques., Chap. 5:139-54. Paris.
- Cheng, Xi, Youhua Zhang, Yiqiong Chen, Yunzhi Wu, et Yi Yue. 2017. « Pest Identification via Deep Residual Learning in Complex Background ». *Computers and Electronics in Agriculture* 141 (septembre): 351-56. <https://doi.org/10.1016/j.compag.2017.08.005>.
- Christin, Sylvain, Éric Hervet, et Nicolas Lecomte. 2019. « Applications for Deep Learning in Ecology ». *Methods in Ecology and Evolution* 10 (10): 1632-44. <https://doi.org/10.1111/2041-210X.13256>.
- Conservation Nature. s. d. « Les stratégies démographiques ». Conservation Nature. Consulté le 23 août 2021. <https://www.conservation-nature.fr/ecologie/strategies-demographiques/>.
- Cracraft, Joel. 1983. « Species Concepts and Speciation Analysis ». In *Current Ornithology*, édité par Richard F. Johnston, 159-87. Current Ornithology. New York, NY: Springer US. https://doi.org/10.1007/978-1-4615-6781-3_6.
- Degaillier, S. 2020. « De la vipérine pour les toitures végétales et du numérique pour l'étude des interactions avec les butineurs », 93.
- Dobzhansky, Th. 1937. « Genetics and the origin of species. », 1937, University Press édition. « Données cartographiques – Atlas de Belgique ». s. d. Consulté le 14 juillet 2021. <https://www.atlas-belgique.be/index.php/fr/ressources/donnees-cartographiques/>.
- Dormann, Carsten F., Oliver Schweiger, P. Arens, I. Augenstein, St Aviron, Debra Bailey, J. Baudry, et al. 2008. « Prediction Uncertainty of Environmental Change Effects on Temperate European Biodiversity ». *Ecology Letters* 11 (3): 235-44. <https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2007.01142.x>.
- Dornelas, Maria, Laura H. Antão, Faye Moyes, Amanda E. Bates, Anne E. Magurran, Dušan Adam, Asem A. Akhmetzhanova, et al. 2018. « BioTIME: A Database of Biodiversity Time Series for the Anthropocene ». *Global Ecology and Biogeography* 27 (7): 760-86. <https://doi.org/10.1111/geb.12729>.
- Doyle, Toby, Will L. S. Hawkes, Richard Massy, Gary D. Powney, Myles H. M. Menz, et Karl R. Wotton. 2020. « Pollination by hoverflies in the Anthropocene ». *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 287 (1927): 20200508. <https://doi.org/10.1098/rspb.2020.0508>.

- Dunn, Lucinda, Manuel Lequerica, Chris R. Reid, et Tanya Latty. 2020. « Dual Ecosystem Services of Syrphid Flies (Diptera: Syrphidae): Pollinators and Biological Control Agents ». *Pest Management Science* 76 (6): 1973-79. <https://doi.org/10.1002/ps.5807>.
- Dusoulier, François. 2006. « Les collections entomologiques ». In , 90-97.
- . 2014. « Le récolement des collections entomologiques ». *La Lettre de l'OCIM. Musées, Patrimoine et Culture scientifiques et techniques*, n° 153 (juin). <https://doi.org/10.4000/ocim.1375>.
- « European Red List of Hoverflies ». 2020. IUCN. 31 janvier 2020. <https://www.iucn.org/regions/europe/our-work/biodiversity-conservation/european-red-list-threatened-species/european-red-list-hoverflies>.
- Fischer, Bob, et Brendon M. H. Larson. 2019. « Collecting Insects to Conserve Them: A Call for Ethical Caution ». *Insect Conservation and Diversity* 12 (3): 173-82. <https://doi.org/10.1111/icad.12344>.
- Folschweiller, Morgane, et Maxime Drossart. s. d. « © C. Seignez - Baccha elongata est un petit syrpe au corps », 2.
- Francis, Frédéric, et Eric Haubruge. 2012. « Le Conservatoire entomologique de Gembloux: lieu de conservation et de valorisation du patrimoine wallon ». *Entomologie Faunistique*, n° 65: 6.
- Gallai, Nicola, Jean-Michel Salles, Josef Settele, et Bernard E. Vaissière. 2009. « Economic Valuation of the Vulnerability of World Agriculture Confronted with Pollinator Decline ». *Ecological Economics* 68 (3): 810-21. <https://doi.org/10.1016/j.ecolecon.2008.06.014>.
- Gezon, Zachariah J., Eli S. Wyman, John S. Ascher, David W. Inouye, et Rebecca E. Irwin. 2015. « The Effect of Repeated, Lethal Sampling on Wild Bee Abundance and Diversity ». *Methods in Ecology and Evolution* 6 (9): 1044-54. <https://doi.org/10.1111/2041-210X.12375>.
- Godfray, H. C. J., S. Knapp, Kevin J. Gaston, et Mark A. O'Neill. 2004. « Automated species identification: why not? » *Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences* 359 (1444): 655-67. <https://doi.org/10.1098/rstb.2003.1442>.
- González-Varo, Juan P., Jacobus C. Biesmeijer, Riccardo Bommarco, Simon G. Potts, Oliver Schweiger, Henrik G. Smith, Ingolf Steffan-Dewenter, Hajnalka Szentgyörgyi, Michał Woyciechowski, et Montserrat Vilà. 2013. « Combined Effects of Global Change Pressures on Animal-Mediated Pollination ». *Trends in Ecology & Evolution* 28 (9): 524-30. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2013.05.008>.
- Goulson, D., G.C. Lye, et B. Darvill. 2008. « Decline and Conservation of Bumble Bees ». *Annual Review of Entomology* 53 (1): 191-208. <https://doi.org/10.1146/annurev.ento.53.103106.093454>.
- Groom, M. J., G. K. Meffe, C. R. Carroll, et S. J. Andelman. 2006. « Principles of Conservation Biology », Sinauer Associates, , n° i9780878935185: 5.
- Guiasu, Radu. 2008. « “A Primer of Conservation Biology” by Richard B. Primack. 2008. [book review] ». *The Canadian Field-Naturalist* 122 (janvier): 89. <https://doi.org/10.22621/cfn.v122i1.535>.
- Gurgel-Gonçalves, Rodrigo, Ed Komp, Lindsay P. Campbell, Ali Khalighifar, Jarrett Mellenbruch, Vagner José Mendonça, Hannah L. Owens, Keynes de la Cruz Felix, A. Townsend Peterson, et Janine M. Ramsey. 2017. « Automated Identification of Insect Vectors of Chagas Disease in Brazil and Mexico: The Virtual Vector Lab ». *PeerJ* 5 (avril): e3040. <https://doi.org/10.7717/peerj.3040>.
- Hallmann, Caspar A., Martin Sorg, Eelke Jongejans, Henk Siepel, Nick Hofland, Heinz Schwan, Werner Stenmans, et al. 2017. « More than 75 Percent Decline over 27 Years in Total Flying Insect Biomass in Protected Areas ». *PLOS ONE* 12 (10): e0185809. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0185809>.

- Hallmann, Caspar A., Axel Ssymank, Martin Sorg, Hans de Kroon, et Eelke Jongejans. 2021. « Insect Biomass Decline Scaled to Species Diversity: General Patterns Derived from a Hoverfly Community ». *Proceedings of the National Academy of Sciences* 118 (2). <https://doi.org/10.1073/pnas.2002554117>.
- Hansen, Oskar L. P., Jens-Christian Svenning, Kent Olsen, Steen Dupont, Beulah H. Garner, Alexandros Iosifidis, Benjamin W. Price, et Toke T. Høye. 2020. « Species-Level Image Classification with Convolutional Neural Network Enables Insect Identification from Habitus Images ». *Ecology and Evolution* 10 (2): 737-47. <https://doi.org/10.1002/ece3.5921>.
- Häuser, Christoph L., et Staatliches Museum für Naturkunde Stuttgart, éd. 2005. *Digital Imaging of Biological Type Specimens: A Manual of Best Practice ; Results from a Study of the European Network for Biodiversity Information*. Stuttgart: Staatliches Museum für Naturkunde.
- Hegland, Stein Joar, Anders Nielsen, Amparo Lázaro, Anne-Line Bjercknes, et Ørjan Totland. 2009. « How Does Climate Warming Affect Plant-Pollinator Interactions? » *Ecology Letters* 12 (2): 184-95. <https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2008.01269.x>.
- Holm, Sture. 1979. « A Simple Sequentially Rejective Multiple Test Procedure ». *Scandinavian Journal of Statistics* 6 (2): 65-70.
- Holovachov, Oleksandr, Andriy Zatushevsky, et Ihor Shydlovsky. 2014. « Whole-Drawer Imaging of Entomological Collections: Benefits, Limitations and Alternative Applications ». *Journal of Conservation and Museum Studies* 12 (1): Art. 9. <https://doi.org/10.5334/jcms.1021218>.
- Høye, Toke T., Johanna Ärje, Kim Bjerge, Oskar L. P. Hansen, Alexandros Iosifidis, Florian Leese, Hjalte M. R. Mann, Kristian Meissner, Claus Melvad, et Jenni Raitoharju. 2021. « Deep Learning and Computer Vision Will Transform Entomology ». *Proceedings of the National Academy of Sciences* 118 (2): e2002545117. <https://doi.org/10.1073/pnas.2002545117>.
- « <https://www.natagriwal.be/fr/mesures-agro-environnementales/liste-des-mae/fiches> ». s. d. Text. Natagriwal. Consulté le 6 août 2021. <https://www.natagriwal.be/fr/mesures-agro-environnementales/liste-des-mae/fiches>.
- Hudson, Lawrence N., Vladimir Blagoderov, Alice Heaton, Pieter Holtzhausen, Laurence Livermore, Benjamin W. Price, Stéfan van der Walt, et Vincent S. Smith. 2015. « Insect: Automating the Digitization of Natural History Collections ». *PLOS ONE* 10 (11): e0143402. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0143402>.
- Isbell, Forest, Vincent Calcagno, Andy Hector, John Connolly, W. Stanley Harpole, Peter B. Reich, Michael Scherer-Lorenzen, et al. 2011. « High Plant Diversity Is Needed to Maintain Ecosystem Services ». *Nature* 477 (7363): 199-202. <https://doi.org/10.1038/nature10282>.
- Jost, Lou. 2006. « Entropy and Diversity ». *Oikos* 113 (2): 363-75. <https://doi.org/10.1111/j.2006.0030-1299.14714.x>.
- Kelly, Martyn G., Susanne C. Schneider, et Lydia King. 2015. « Customs, Habits, and Traditions: The Role of Nonscientific Factors in the Development of Ecological Assessment Methods ». *WIREs Water* 2 (3): 159-65. <https://doi.org/10.1002/wat2.1068>.
- Kleijn, David, et William J. Sutherland. 2003. « How Effective Are European Agri-Environment Schemes in Conserving and Promoting Biodiversity? » *Journal of Applied Ecology* 40 (6): 947-69. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2664.2003.00868.x>.
- Klein, Alexandra-Maria, Bernard E Vaissière, James H Cane, Ingolf Steffan-Dewenter, Saul A Cunningham, Claire Kremen, et Teja Tscharntke. 2007. « Importance of pollinators in changing landscapes for world crops ». *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 274 (1608): 303-13. <https://doi.org/10.1098/rspb.2006.3721>.

- Krizhevsky, Alex, Ilya Sutskever, et Geoffrey E. Hinton. 2017. « ImageNet Classification with Deep Convolutional Neural Networks ». *Communications of the ACM* 60 (6): 84-90. <https://doi.org/10.1145/3065386>.
- Kroupa, Alexander, Pluta, Bernhard Schurian, et Falko Glöckler. 2014. *ZooSphere - A tool for automated spheric image capturing and interactive 3D visualization of biological collection objects*.
- Larios, N., B. Soran, L.G. Shapiro, G. Martínez-Muñoz, J. Lin, et T.G. Dietterich. 2010. « Haar Random Forest Features and SVM Spatial Matching Kernel for Stonefly Species Identification ». In *2010 20th International Conference on Pattern Recognition*, 2624-27. <https://doi.org/10.1109/ICPR.2010.643>.
- Larson, B. M. H., P. G. Kevan, et D. W. Inouye. 2001. « Flies and flowers: taxonomic diversity of anthophiles and pollinators ». *The Canadian Entomologist* 133 (4): 439-65. <https://doi.org/10.4039/Ent133439-4>.
- Lecointre, Guillaume, et Hervé Le Guyader. 2017. *Classification phylogénétique du vivant*. 4ème édition. Vol. 2. Paris: Belin.
- LeCun, Yann, Yoshua Bengio, et Geoffrey Hinton. 2015. « Deep Learning ». *Nature* 521 (7553): 436-44. <https://doi.org/10.1038/nature14539>.
- Liao, Min-Sheng, Cheng-Long Chuang, Tzu-Shiang Lin, Chia-Pang Chen, Xiang-Yao Zheng, Po-Tang Chen, Kuo-Chi Liao, et Joe-Air Jiang. 2012. « Development of an Autonomous Early Warning System for *Bactrocera Dorsalis* (Hendel) Outbreaks in Remote Fruit Orchards ». *Computers and Electronics in Agriculture* 88 (octobre): 1-12. <https://doi.org/10.1016/j.compag.2012.06.008>.
- Loreau, M. 2005. « Discours de clôture ». In *Actes de la Conférence internationale Biodiversité Science et Gouvernance.*, par J.-P. Le Duc Barbault, IRD Editions, 254-56. Paris, France.
- Lytle, David A., Gonzalo Martínez-Muñoz, Wei Zhang, Natalia Larios, Linda Shapiro, Robert Paasch, Andrew Moldenke, Eric N. Mortensen, Sinisa Todorovic, et Thomas G. Dietterich. 2010. « Automated processing and identification of benthic invertebrate samples ». *Journal of the North American Benthological Society* 29 (3): 867-74. <https://doi.org/10.1899/09-080.1>.
- MacArthur, R. H., et E. O. Wilson. 1967. « The theory of island biogeography. » *Princeton University Press*, 1967.
- Marcon, Eric. 2015. « Mesures de la Biodiversité », 284.
- Marques, Alan Caio R., Marcos M. Raimundo, Ellen Marianne B. Cavaleiro, Luis F. P. Salles, Christiano Lyra, et Fernando J. Von Zuben. 2018. « Ant Genera Identification Using an Ensemble of Convolutional Neural Networks ». *PLOS ONE* 13 (1): e0192011. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0192011>.
- Martineau, Maxime, Donatello Conte, Romain Raveaux, Ingrid Arnault, Damien Munier, et Gilles Venturini. 2017. « A Survey on Image-Based Insect Classification ». *Pattern Recognition* 65 (mai): 273-84. <https://doi.org/10.1016/j.patcog.2016.12.020>.
- Martinet, Jean, et Ismail Elsayad. 2011. *Chapter X - Mid-level image descriptors*. In: *Intelligent Multimedia Databases and Information Retrieval: Advancing Applications and Technologies*.
- Mayden, R. L. 1997. « A Hierarchy of Species Concepts: The Denouement in the Saga of the Species Problem ». In *Species: The units of diversity*, édité par M. F. Claridge, H. A. Dawah, et M. R. Wilson, 381-423. Chapman & Hall.
- Mayo, Michael, et Anna T. Watson. 2007. « Automatic Species Identification of Live Moths ». *Knowledge-Based Systems, AI* 2006, 20 (2): 195-202. <https://doi.org/10.1016/j.knosys.2006.11.012>.
- Mayr, E. 1942. « Systematics and the origin of species from the viewpoint of a zoologist. », 1942, University Press édition.

- Meine, Curt, Michael Soulé, et Reed F. Noss. 2006. « “A Mission-Driven Discipline”: The Growth of Conservation Biology ». *Conservation Biology* 20 (3): 631-51. <https://doi.org/10.1111/j.1523-1739.2006.00449.x>.
- Meutter, F. van de. 2011. « An Annotated Catalogue of the Hoverflies (Diptera: Syrphidae) of Belgium. » *Studia Dipterologica* 18 (1/2): 55-75.
- Moen, A., et A. Lillethun. 1999. *National atlas of Norway: vegetation*. Norwegian Mapping Authority.
- Montgomery, Graham A., Robert R. Dunn, Richard Fox, Eelke Jongejans, Simon R. Leather, Manu E. Saunders, Chris R. Shortall, Morgan W. Tingley, et David L. Wagner. 2020. « Is the Insect Apocalypse upon Us? How to Find Out ». *Biological Conservation* 241 (janvier): 108327. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2019.108327>.
- Morris, William, Daniel Doak, Martha Groom, Peter Kareiva, John Fieberg, Leah Gerber, Peter Murphy, et Diane Thomson. 1999. « A Practical Handbook for Population Viability Analysis », janvier.
- Natagriwal. 2014. « Natura 2000 en Wallonie : historique ». Text. Natagriwal. 8 décembre 2014. <https://www.natagriwal.be/fr/natura-2000/historique>.
- . 2015a. « 1995 – 2015 : 20 années de Mesures Agro-Environnementales (MAE) en Wallonie ». https://www.natagriwal.be/sites/default/files/kcfinder/files/Newsletter/Dossier_presse_20_ans_MAE.pdf.
- . 2015b. « Natura 2000 en Wallonie : En quelques mots ». Text. Natagriwal. 18 février 2015. <https://www.natagriwal.be/fr/natura-2000/en-quelques-mots-1>.
- Nguyen, C., M. Adcock, S. Anderson, D. Lovell, N. Fisher, et J. La Salle. 2017. « Towards High-Throughput 3D Insect Capture for Species Discovery and Diagnostics ». In *2017 IEEE 13th International Conference on e-Science (e-Science)*, 559-60. <https://doi.org/10.1109/eScience.2017.90>.
- Nielsen, Tore R, Andreas Tore Andreassen, Arjen Leendertse, et Svein Svendsen. 2010. « A Migration of the Hoverfly *Helophilus Trivittatus* (Fabricius, 1805) (Diptera, Syrphidae) to SW Norway in 2010 », 3.
- Nieva de la Hidalga, Abraham, Paul Rosin, Xianfang Sun, Myriam van Walsun, et Zhengzhe Wu. 2019. « Rapid 3D Capture Methods in Biological Collections and Related Fields ». Zenodo. <https://doi.org/10.5281/zenodo.3469531>.
- Noel, G., J. Bonnet, S. Everaerts, A. Danel, A. Calderan, A. de Liedekerke, et L. Serteyn. 2021. « Distribution of wild bee (Hymenoptera: Anthophila) and hoverfly (Diptera: Syrphidae) communities within farms undergoing ecological transition. » *Biodiversity Data Journal*, n° 9: e60665.
- Norouzzadeh, Mohammad Sadegh, Anh Nguyen, Margaret Kosmala, Alexandra Swanson, Meredith S. Palmer, Craig Packer, et Jeff Clune. 2018. « Automatically Identifying, Counting, and Describing Wild Animals in Camera-Trap Images with Deep Learning ». *Proceedings of the National Academy of Sciences* 115 (25): E5716-25. <https://doi.org/10.1073/pnas.1719367115>.
- O’Connell, Allan F., James D. Nichols, et K. Ullas Karanth. 2010. *Camera Traps in Animal Ecology: Methods and Analyses*. Springer Science & Business Media.
- Oldfield, Thomasina E. E, Robert J Smith, Stuart R Harrop, et Nigel Leader-Williams. 2004. « A Gap Analysis of Terrestrial Protected Areas in England and Its Implications for Conservation Policy ». *Biological Conservation* 120 (3): 303-9. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2004.03.003>.
- Oliver, Ian, et Andrew J. Beattie. 1996. « Invertebrate Morphospecies as Surrogates for Species: A Case Study ». *Conservation Biology* 10 (1): 99-109. <https://doi.org/10.1046/j.1523-1739.1996.10010099.x>.

- Ollerton, Jeff, Rachael Winfree, et Sam Tarrant. 2011. « How Many Flowering Plants Are Pollinated by Animals? » *Oikos* 120 (3): 321-26. <https://doi.org/10.1111/j.1600-0706.2010.18644.x>.
- Oquab, Maxime, Leon Bottou, Ivan Laptev, et Josef Sivic. 2014. « Learning and Transferring Mid-Level Image Representations using Convolutional Neural Networks ». In , 1717-24. https://openaccess.thecvf.com/content_cvpr_2014/html/Oquab_Learning_and_Transferring_2014_CVPR_paper.html.
- Ouellet, Benjamin. 2013. « L’habitat des pollinisateurs en milieu agricole : éléments à considérer pour en assurer la conservation et la restauration au Québec », 139.
- Ouin, Annie, Jean-Pierre Sarthou, Bernard Bouyjou, Marc Deconchat, Jean-Paul Lacombe, et Claude Monteil. 2006. « The Species-Area Relationship in the Hoverfly (Diptera, Syrphidae) Communities of Forest Fragments in Southern France ». *Ecography* 29 (2): 183-90. <https://doi.org/10.1111/j.2006.0906-7590.04135.x>.
- Parmesan, Camille, Nils Ryrholm, Constantí Stefanescu, Jane K. Hill, Chris D. Thomas, Henri Descimon, Brian Huntley, et al. 1999. « Poleward Shifts in Geographical Ranges of Butterfly Species Associated with Regional Warming ». *Nature* 399 (6736): 579-83. <https://doi.org/10.1038/21181>.
- Pegoraro, Luca, Oriane Hidalgo, Ilija J. Leitch, Jaume Pellicer, et Sarah E. Barlow. 2020. « Automated video monitoring of insect pollinators in the field ». *Emerging Topics in Life Sciences* 4 (1): 87-97. <https://doi.org/10.1042/ETLS20190074>.
- Pétremand, Gaël. 2015. *Pratiques agricoles et biodiversité: impact de l'enherbement viticole sur l'entomofaune auxiliaire (Diptera: Syrphidae, Coleoptera: Carabidae)*. <https://doi.org/10.13140/RG.2.1.3421.4562>.
- Phillips, Benjamin B., Claire Wallace, Bethany R. Roberts, Andrew T. Whitehouse, Kevin J. Gaston, James M. Bullock, Lynn V. Dicks, et Juliet L. Osborne. 2020. « Enhancing Road Verges to Aid Pollinator Conservation: A Review ». *Biological Conservation* 250 (octobre): 108687. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2020.108687>.
- Phillips, S., L. Green, et M.H. Weech. 2014. « Optimal digitisation pilot study, SYNTHESYS3, Deliverable 3.3 », <https://www.synthesys.info/wp-content/uploads/2014/01/NA3-Del.-3.3-Review-of-Digitisation-workflows-and-equipment.pdf>.
- Potamitis, Ilyas, Panagiotis Eliopoulos, et Iraklis Rigakis. 2017. « Automated Remote Insect Surveillance at a Global Scale and the Internet of Things ». *Robotics* 6 (3): 19. <https://doi.org/10.3390/robotics6030019>.
- Potts, S., K. Biesmeijer, R. Bommarco, T. Breeze, et L. Carvalheiro. 2015. « Status and trends of European pollinators. » Key findings of the STEP project.
- Potts, Simon G., Jacobus C. Biesmeijer, Claire Kremen, Peter Neumann, Oliver Schweiger, et William E. Kunin. 2010. « Global Pollinator Declines: Trends, Impacts and Drivers ». *Trends in Ecology & Evolution* 25 (6): 345-53. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2010.01.007>.
- Potts, Simon G., Stuart P. M. Roberts, Robin Dean, Gay Marris, Mike A. Brown, Richard Jones, Peter Neumann, et Josef Settele. 2010. « Declines of managed honey bees and beekeepers in Europe ». *Journal of Apicultural Research* 49 (1): 15-22. <https://doi.org/10.3896/IBRA.1.49.1.02>.
- Price, Benjamin Wills, Steen Dupont, Elizabeth Louise Allan, Vladimir Blagoderov, Alice Jenny Butcher, James Durrant, Pieter Holtzhausen, et al. 2018. « ALICE: Angled Label Image Capture and Extraction for high throughput insect specimen digitisation ». OSF Preprints. <https://doi.org/10.31219/osf.io/s2p73>.
- Rasmont, P., et P. Mersch. 1988. « Première estimation de la derive faunique chez les bourdons de la Belgique (Hymenoptera, Apidae). », n° 118: 141-47.
- Raymond, Lucie, Jean-Pierre Sarthou, Manuel Plantegenest, Bertrand Gauffre, Sylvie Ladet, et Aude Vialatte. 2014. « Immature Hoverflies Overwinter in Cultivated Fields and May

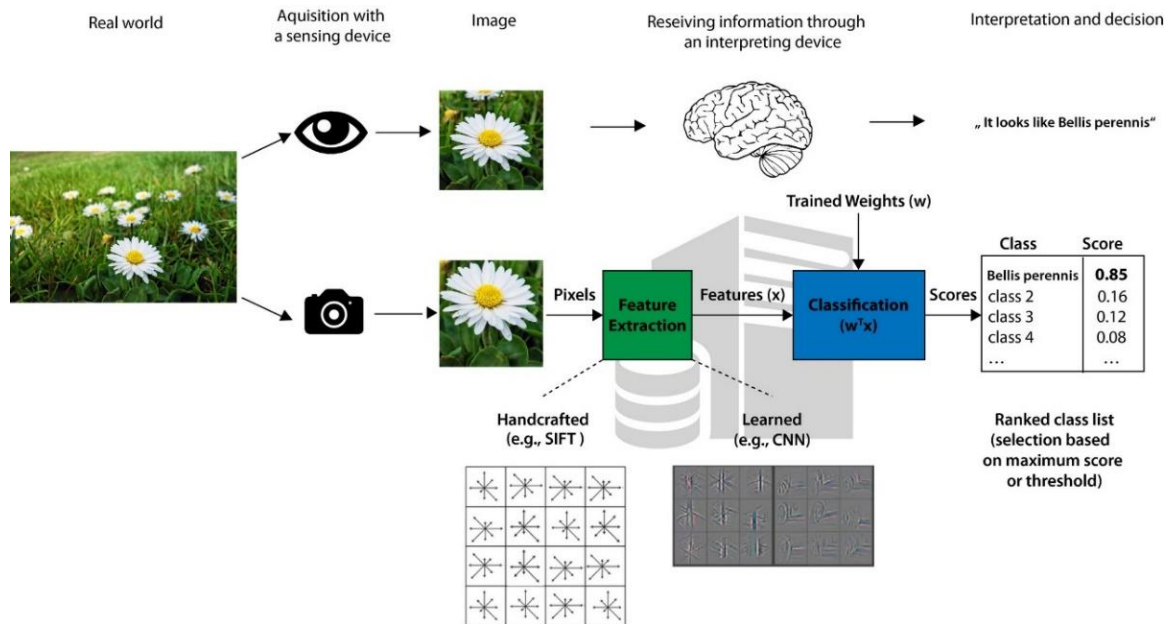
- Significantly Control Aphid Populations in Autumn ». *Agriculture, Ecosystems & Environment* 185 (mars): 99-105. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2013.12.019>.
- « Réseau Routier Régional ». s. d. Consulté le 6 août 2021.
<http://geoportail.wallonie.be/catalogue/bdcb789c-4b02-4c0c-863a-98dac4ed0240.html>.
- Ricarte, Antonio, M. Ángeles Marcos-García, et Claudia E. Moreno. 2011. « Assessing the Effects of Vegetation Type on Hoverfly (Diptera: Syrphidae) Diversity in a Mediterranean Landscape: Implications for Conservation ». *Journal of Insect Conservation* 15 (6): 865-77. <https://doi.org/10.1007/s10841-011-9384-9>.
- Rollin, Orianne, Sarah Vray, Nicolas Dendoncker, Denis Michez, Marc Dufrêne, et Pierre Rasmont. 2020. « Drastic Shifts in the Belgian Bumblebee Community over the Last Century ». *Biodiversity and Conservation* 29 (8): 2553-73.
<https://doi.org/10.1007/s10531-020-01988-6>.
- Roswell, Michael, Jonathan Dushoff, et Rachael Winfree. 2021. « A Conceptual Guide to Measuring Species Diversity ». *Oikos* 130 (3): 321-38.
<https://doi.org/10.1111/oik.07202>.
- Russell, W., et R. Burch. 1959. « PRILIMINERY AND CONTENTS ».
- Sarthou, Jean-Pierre, et Martin C.D. Speight. 2005. « Les Diptères Syrphidés, peuple de tous les espaces ». *Insectes*, n° 137: 3-8.
- Schmidt, Stefan, Michael Balke, et Stefan Lafogler. 2012. « DScan – a high-performance digital scanning system for entomological collections ». *ZooKeys*, n° 209 (juillet): 183-91. <https://doi.org/10.3897/zookeys.209.3115>.
- Schultz, Cheryl B., et Paul C. Hammond. 2003. « Using Population Viability Analysis to Develop Recovery Criteria for Endangered Insects: Case Study of the Fender's Blue Butterfly ». *Conservation Biology* 17 (5): 1372-85. <https://doi.org/10.1046/j.1523-1739.2003.02141.x>.
- Séguy, Eugène. 1961. « Dipteres Syrphides de l'Europe occidentale. »
- Silveira, Leandro, Anah T. A. Jácomo, et José Alexandre F. Diniz-Filho. 2003. « Camera Trap, Line Transect Census and Track Surveys: A Comparative Evaluation ». *Biological Conservation* 114 (3): 351-55. [https://doi.org/10.1016/S0006-3207\(03\)00063-6](https://doi.org/10.1016/S0006-3207(03)00063-6).
- Smeulders, A. W. M., M. Worrying, S. Santini, A. Gupta, et R. Jain. 2000. « Content-based image retrieval at the end of the early years ». *IEEE Transactions on Pattern Analysis and Machine Intelligence* 22 (12): 1349-80. <https://doi.org/10.1109/34.895972>.
- Sommaggio, Daniele. 1999. « Syrphidae: Can They Be Used as Environmental Bioindicators? » *Agriculture, Ecosystems & Environment* 74 (1): 343-56.
[https://doi.org/10.1016/S0167-8809\(99\)00042-0](https://doi.org/10.1016/S0167-8809(99)00042-0).
- Soo, Sander. 2014. « Object Detection Using Haar-Cascade Classifier », 13.
- Speight, M. C. D., V. Sarthou, J. P. Sarthou, et E. Castella. 2007. « Le Syrphé, l'ordinateur et la gestion de la biodiversité. Rapport du Conservatoire Départemental des Espaces Naturels de Haute-Savoie (Asters) ».
- Speight, M.C. D. 2010. « , « Species accounts of European Syrphidae (Diptera) 2010. » Syrph the Net, the database of European Syrphidae 59.285 (): 1-285. »
- Spiesman, Brian J., Claudio Gratton, Richard G. Hatfield, William H. Hsu, Sarina Jepsen, Brian McCornack, Krushi Patel, et Guanghui Wang. 2021. « Assessing the Potential for Deep Learning and Computer Vision to Identify Bumble Bee Species from Images ». *Scientific Reports* 11 (1): 7580. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-87210-1>.
- Stork, Nigel E. 2018. « How Many Species of Insects and Other Terrestrial Arthropods Are There on Earth? » *Annual Review of Entomology* 63 (1): 31-45.
<https://doi.org/10.1146/annurev-ento-020117-043348>.
- Stout, Jane C., et Carolina L. Morales. 2009. « Ecological Impacts of Invasive Alien Species on Bees ». *Apidologie* 40 (3): 388-409. <https://doi.org/10.1051/apido/2009023>.
- Ströbel, Bernhard, Sebastian Schmelzle, Nico Blüthgen, et Michael Heethoff. 2018. « An automated device for the digitization and 3D modelling of insects, combining extended-

- depth-of-field and all-side multi-view imaging ». *ZooKeys*, n° 759 (mai): 1-27.
<https://doi.org/10.3897/zookeys.759.24584>.
- Sun, Yu, Xuanxin Liu, Mingshuai Yuan, Lili Ren, Jianxin Wang, et Zhibo Chen. 2018.
 « Automatic In-Trap Pest Detection Using Deep Learning for Pheromone-Based
 Dendroctonus Valens Monitoring ». *Biosystems Engineering* 176 (décembre): 140-50.
<https://doi.org/10.1016/j.biosystemseng.2018.10.012>.
- Taha, Mohamed, et El Motasim Gumaa. 2014. « Automated Inspection of Apple Moth :
 Machine Vision Using OpenCV and Raspberry Pi ». Fi=AMK-opinnäytetyö|sv=YH-
 examensarbete|en=Bachelor's thesis|. Hämeen ammattikorkeakoulu. 2014.
<http://www.theseus.fi/handle/10024/78200>.
- Tegelberg, R., J. Kahanpää, J. Karppinen, T. Mononen, Z. Wu, et H. Saarenmaa. 2017. « Mass
 Digitization of Individual Pinned Insects Using Conveyor-Driven Imaging ». In *2017
 IEEE 13th International Conference on e-Science (e-Science)*, 523-27.
<https://doi.org/10.1109/eScience.2017.85>.
- Tenório, Gabriel L., Felipe F. Martins, Thiago M. Carvalho, Antonio C. Leite, Karla
 Figueiredo, Marley Vellasco, et Wouter Caarls. 2019. « Comparative Study of
 Computer Vision Models for Insect Pest Identification in Complex Backgrounds ». In
2019 12th International Conference on Developments in eSystems Engineering (DeSE),
 551-56. <https://doi.org/10.1109/DeSE.2019.00106>.
- Tepedino, V. J., et N. L. Stanton. 1981. « Diversity and Competition in Bee-Plant Communities
 on Short-Grass Prairie ». *Oikos* 36 (1): 35-44. <https://doi.org/10.2307/3544376>.
- « The IUCN Red List of Threatened Species ». 2021. IUCN Red List of Threatened Species.
 2021. <https://www.iucnredlist.org/en>.
- Thomson, Diane M. 2006. « Detecting the Effects of Introduced Species: A Case Study of
 Competition between Apis and Bombus ». *Oikos* 114 (3): 407-18.
<https://doi.org/10.1111/j.2006.0030-1299.14604.x>.
- Tscharntke, Teja, Alexandra M. Klein, Andreas Kruess, Ingolf Steffan-Dewenter, et Carsten
 Thies. 2005. « Landscape Perspectives on Agricultural Intensification and Biodiversity
 – Ecosystem Service Management ». *Ecology Letters* 8 (8): 857-74.
<https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2005.00782.x>.
- Tylianakis, Jason M., Raphael K. Didham, Jordi Bascompte, et David A. Wardle. 2008.
 « Global Change and Species Interactions in Terrestrial Ecosystems ». *Ecology Letters*
 11 (12): 1351-63. <https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2008.01250.x>.
- Valen, Leigh Van. 1976. « Ecological Species, Multispecies, and Oaks ». *Taxon* 25 (2/3):
 233-39. <https://doi.org/10.2307/1219444>.
- Vállez, Noelia, Oscar Deniz, et Gloria Bueno. 2015. « Sample Selection for Training Cascade
 Detectors ». *PLOS ONE* 10 (7): e0133059.
<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0133059>.
- Van Horn, Grant, Oisín Mac Aodha, Yang Song, Yin Cui, Chen Sun, Alex Shepard, Hartwig
 Adam, Pietro Perona, et Serge Belongie. 2018. « The INaturalist Species Classification
 and Detection Dataset ». In , 8769-78.
https://openaccess.thecvf.com/content_cvpr_2018/html/Van_Horn_The_INaturalist_Species_CVPR_2018_paper.html.
- Van Zanten, H. V., E. Van Spronsen, et R. Altenburg. 2005. *3D Imaging for a Virtual Museum:
 Bird Type Specimens of the Zoological Museum Amsterdam. In: Häuser et al. (eds.):
 Digital Imaging of Biological Type specimens. A Manual of Best Practice. Results from
 a study of the European Network for Biodiversity Information.* Stuttgart.
- Veen, M. P. van. 2010. *Hoverflies of Northwest Europe: Identification Keys to the Syrphidae.*
 BRILL.
- Viola, P., et M. Jones. 2001. « Rapid Object Detection Using a Boosted Cascade of Simple
 Features ». In *Proceedings of the 2001 IEEE Computer Society Conference on*

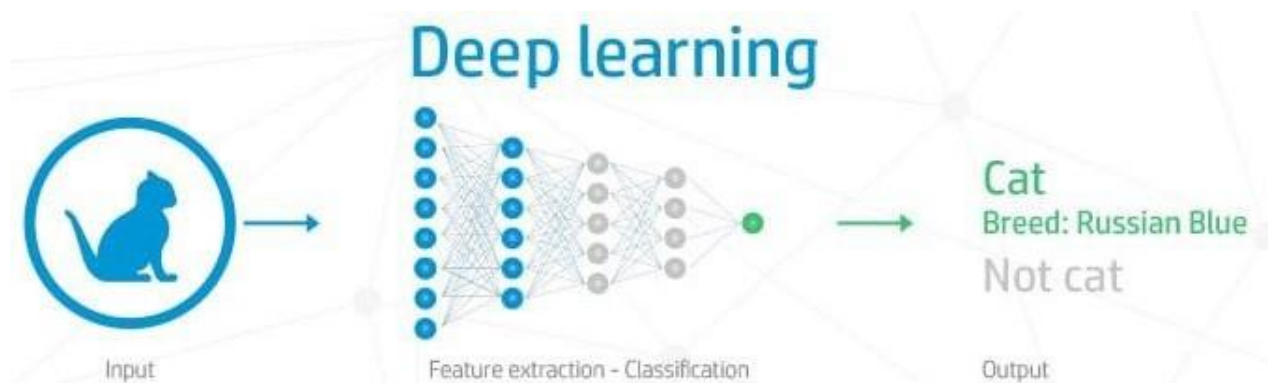
- Computer Vision and Pattern Recognition. CVPR 2001*, 1:I-511-I-518. Kauai, HI, USA: IEEE Comput. Soc. <https://doi.org/10.1109/CVPR.2001.990517>.
- Vujić, A., S. Radenković, T. Nikolić, D. Radišić, S. Trifunov, A. Andrić, Z. Markov, et al. 2016. « Prime Hoverfly (Insecta: Diptera: Syrphidae) Areas (PHA) as a Conservation Tool in Serbia ». *Biological Conservation* 198 (juin): 22-32. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2016.03.032>.
- Wäldchen, Jana, et Patrick Mäder. 2018. « Machine Learning for Image Based Species Identification ». *Methods in Ecology and Evolution* 9 (11): 2216-25. <https://doi.org/10.1111/2041-210X.13075>.
- Weeks, P. J. D., M. A. O'Neill, K. J. Gaston, et I. D. Gauld. 1999. « Automating Insect Identification: Exploring the Limitations of a Prototype System ». *Journal of Applied Entomology* 123 (1): 1-8. <https://doi.org/10.1046/j.1439-0418.1999.00307.x>.
- Weinstein, Ben G. 2018. « A Computer Vision for Animal Ecology ». *Journal of Animal Ecology* 87 (3): 533-45. <https://doi.org/10.1111/1365-2656.12780>.
- Wen, Chenglu, Daniel E. Guyer, et Wei Li. 2009. « Local Feature-Based Identification and Classification for Orchard Insects ». *Biosystems Engineering* 104 (3): 299-307. <https://doi.org/10.1016/j.biosystemseng.2009.07.002>.
- Whittaker, R. H. 1965. « Dominance and Diversity in Land Plant Communities: Numerical Relations of Species Express the Importance of Competition in Community Function and Evolution ». *Science* 147 (3655): 250-60. <https://doi.org/10.1126/science.147.3655.250>.
- Wikipédia. 2021. « Collection d'insectes ». In *Wikipédia*. https://fr.wikipedia.org/w/index.php?title=Collection_d%27insectes&oldid=178644784.
- Willemse, Luc, Veljo Runnel, Hannu Saarenmaa, Ana Casino, et Karsten Gödderz. 2020. « Digitisation of Private Collections », janvier. <https://doi.org/10.5281/zenodo.3598303>.
- Winfree, Rachael, Ramiro Aguilar, Diego P. Vázquez, Gretchen LeBuhn, et Marcelo A. Aizen. 2009. « A Meta-Analysis of Bees' Responses to Anthropogenic Disturbance ». *Ecology* 90 (8): 2068-76. <https://doi.org/10.1890/08-1245.1>.
- Wotton, Karl R., Boya Gao, Myles H. M. Menz, Roger K. A. Morris, Stuart G. Ball, Ka S. Lim, Don R. Reynolds, Gao Hu, et Jason W. Chapman. 2019. « Mass Seasonal Migrations of Hoverflies Provide Extensive Pollination and Crop Protection Services ». *Current Biology* 29 (13): 2167-2173.e5. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2019.05.036>.
- Wu, Zhengzhe, Anne Koivunen, Hannu Saarenmaa, Myriam Van Walsum, Agnes Wijers, Luc Willemse, et Toivo Ylinampa. 2019. « State of the Art and Perspectives on Mass Imaging of Pinned Insects », octobre. <https://doi.org/10.5281/zenodo.3520667>.
- Xia, Denan, Peng Chen, Bing Wang, Jun Zhang, et Chengjun Xie. 2018. « Insect Detection and Classification Based on an Improved Convolutional Neural Network ». *Sensors* 18 (12): 4169. <https://doi.org/10.3390/s18124169>.
- Yao, Qing, Ding-xiang Xian, Qing-jie Liu, Bao-jun Yang, Guang-qiang Diao, et Jian Tang. 2014. « Automated Counting of Rice Planthoppers in Paddy Fields Based on Image Processing ». *Journal of Integrative Agriculture* 13 (8): 1736-45. [https://doi.org/10.1016/S2095-3119\(14\)60799-1](https://doi.org/10.1016/S2095-3119(14)60799-1).

VII. Annexes

Annexe 1 : Schéma de comparaison entre l'identification humaine et numérique (Wäldchen et Mäder 2018).



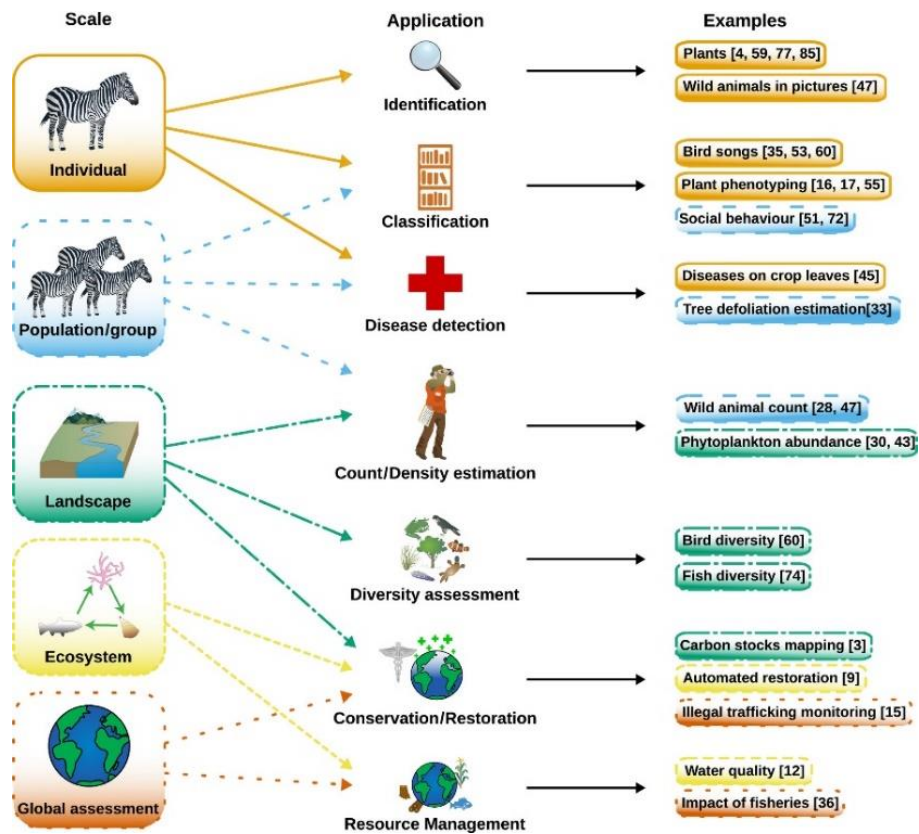
Annexe 2 : Schéma d'un « deep learning » (<https://towardsdatascience.com/>).



Annexe 3 : Exemple de montage de surveillance des pollinisateurs sur un toit végétal (Høye et al. 2021).



Annexe 4 : Vue d'ensemble des applications d'apprentissage en profondeur en écologie en fonction de l'échelle de l'étude. Symboles fournis par le Réseau d'intégration et d'application, Centre des sciences de l'environnement de l'Université du Maryland (ian.umces.edu/symbols/). (Christin, Hervet, et Lecomte 2019)



Annexe 5 : Tirage aléatoire des insectes du système manuel pour la formation et le questionnement pour la méthode 1

Numéros des spécimens pour la formation	Numéros des spécimens pour le questionnement
1 ; 5 ; 6 ; 8 ; 11 ; 12 ; 13 ; 15 ; 16 ; 17 ; 19 ; 22 ; 24 ; 26 ; 29 ; 31 ; 32 ; 36 ; 37 ; 38 ; 41 ; 43 ; 44 ; 49 ; 50.	2 ; 3 ; 4 ; 7 ; 9 ; 10 ; 14 ; 18 ; 20 ; 21 ; 23 ; 25 ; 27 ; 28 ; 30 ; 33 ; 34 ; 35 ; 39 ; 40 ; 42 ; 45 ; 46 ; 47 ; 48.

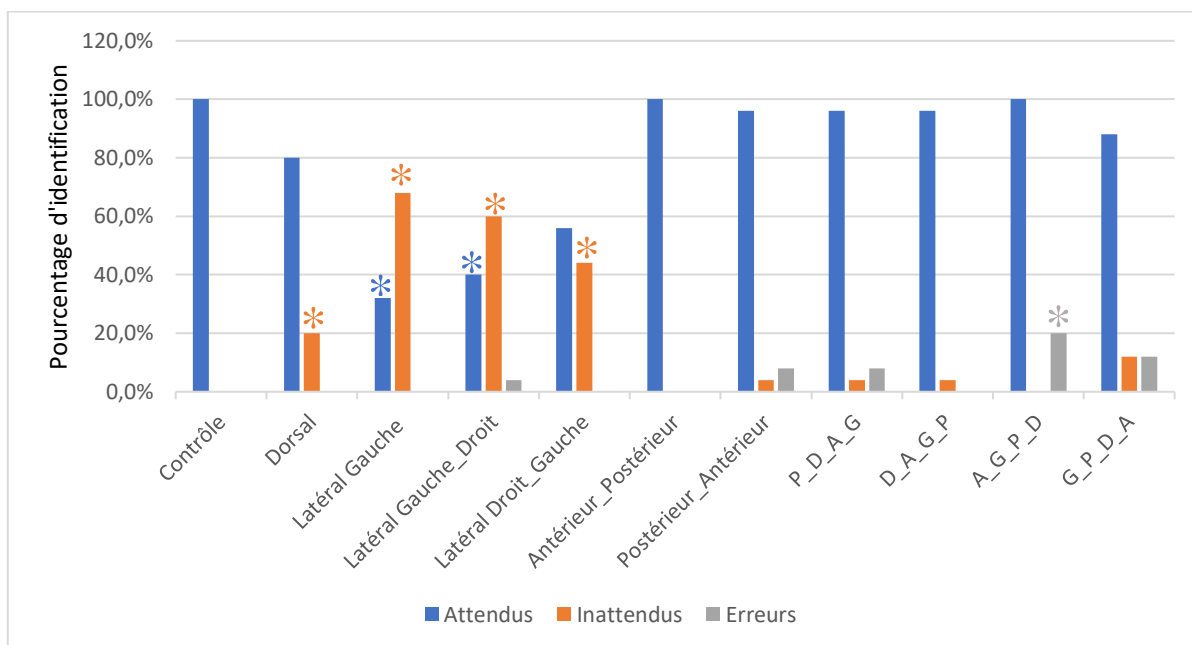
Annexe 6 : Les insectes du système manuel pour la formation et le questionnement de la méthode 2.

Numéros des spécimens pour la formation	Numéros des spécimens pour le questionnement
1 ; 2 ; 3 ; 4 ; 5 ; 6 ; 7 ; 8 ; 9 ; 10 ; 11 ; 12 ; 13 ; 14 ; 15 ; 16 ; 17 ; 18 ; 19 ; 20 ; 21 ; 22 ; 23 ; 24 ; 25 ; 26 ; 27 ; 28 ; 29 ; 30 ; 31 ; 32 ; 36 ; 37 ; 38 ; 41 ; 43 ; 44 ; 49 ; 50.	33 ; 34 ; 35 ; 39 ; 40 ; 42 ; 45 ; 46 ; 47 ; 48.

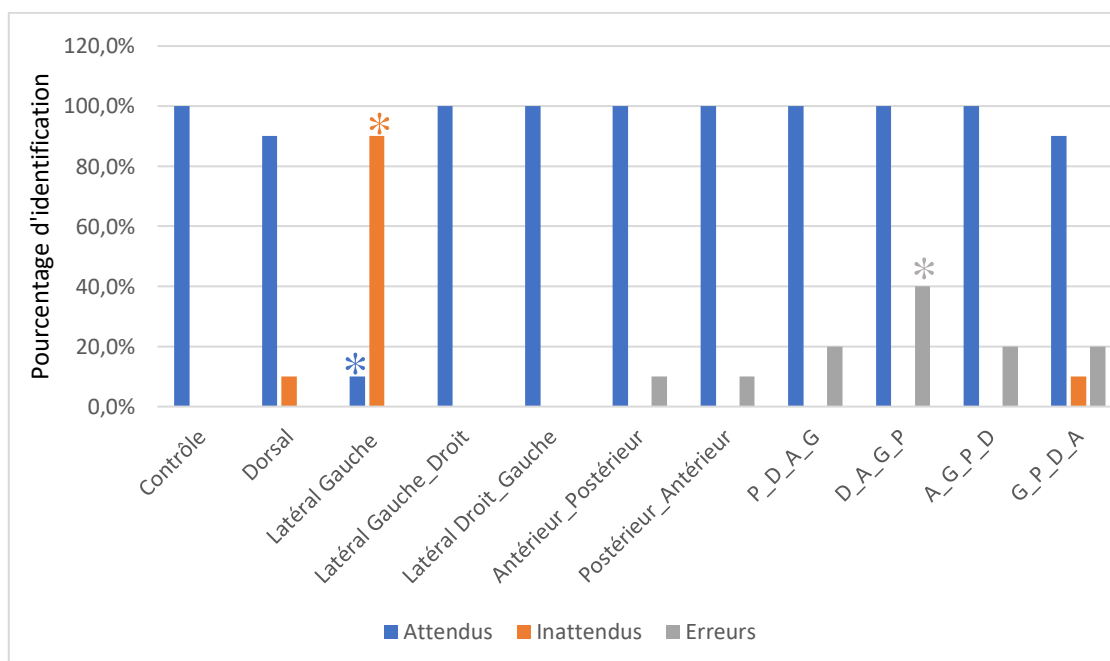
Annexe 7 : Tirage aléatoire des insectes du système semi-automatique pour la formation et le questionnement.

Numéros des spécimens pour la formation	Numéros des spécimens pour le questionnement
1 ; 2 ; 3 ; 4 ; 5 ; 6 ; 7 ; 10 ; 11 ; 12 ; 13 ; 14 ; 15 ; 16 ; 17 ; 18 ; 19 ; 21 ; 22 ; 23 ; 25 ; 26 ; 27 ; 28 ; 29 ; 30 ; 32 ; 33 ; 35 ; 36 ; 37 ; 38 ; 39 ; 40 ; 41 ; 43 ; 44 ; 45 ; 46 ; 47 ; 48 ; 53 ; 57 ; 59 ; 61 ; 62 ; 63 ; 66 ; 67 ; 68 ; 69 ; 70 ; 71 ; 72 ; 73 ; 74 ; 75 ; 77 ; 80 ; 81 ; 82 ; 83 ; 84 ; 85 ; 86 ; 87 ; 88 ; 89 ; 90 ; 91 ; 92 ; 94 ; 95 ; 98 ; 99.	8 ; 9 ; 20 ; 24 ; 31 ; 34 ; 42 ; 49 ; 50 ; 51 ; 52 ; 54 ; 55 ; 56 ; 58 ; 60 ; 64 ; 65 ; 76 ; 78 ; 79 ; 93 ; 96 ; 97 ; 100.

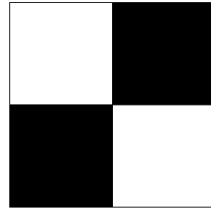
Annexe 8 : Histogramme des résultats de la reconnaissance avec la méthode 1 en formation.



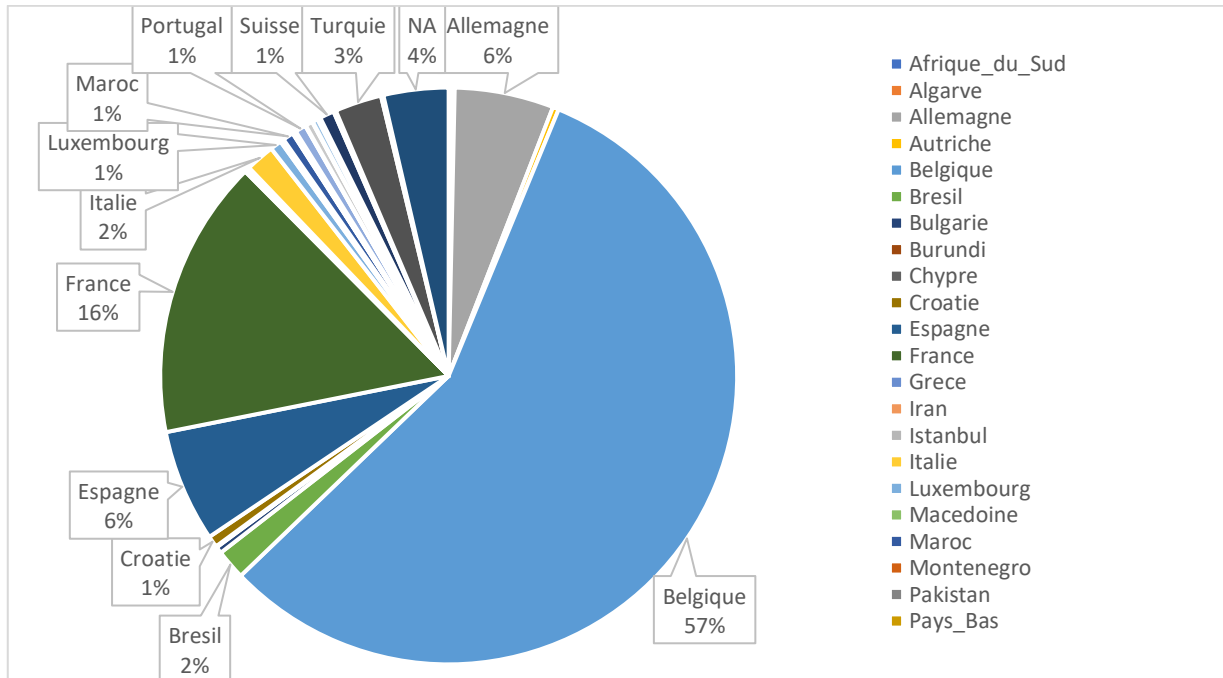
Annexe 9 : Histogramme des résultats de la reconnaissance avec la méthode 2 en formation.



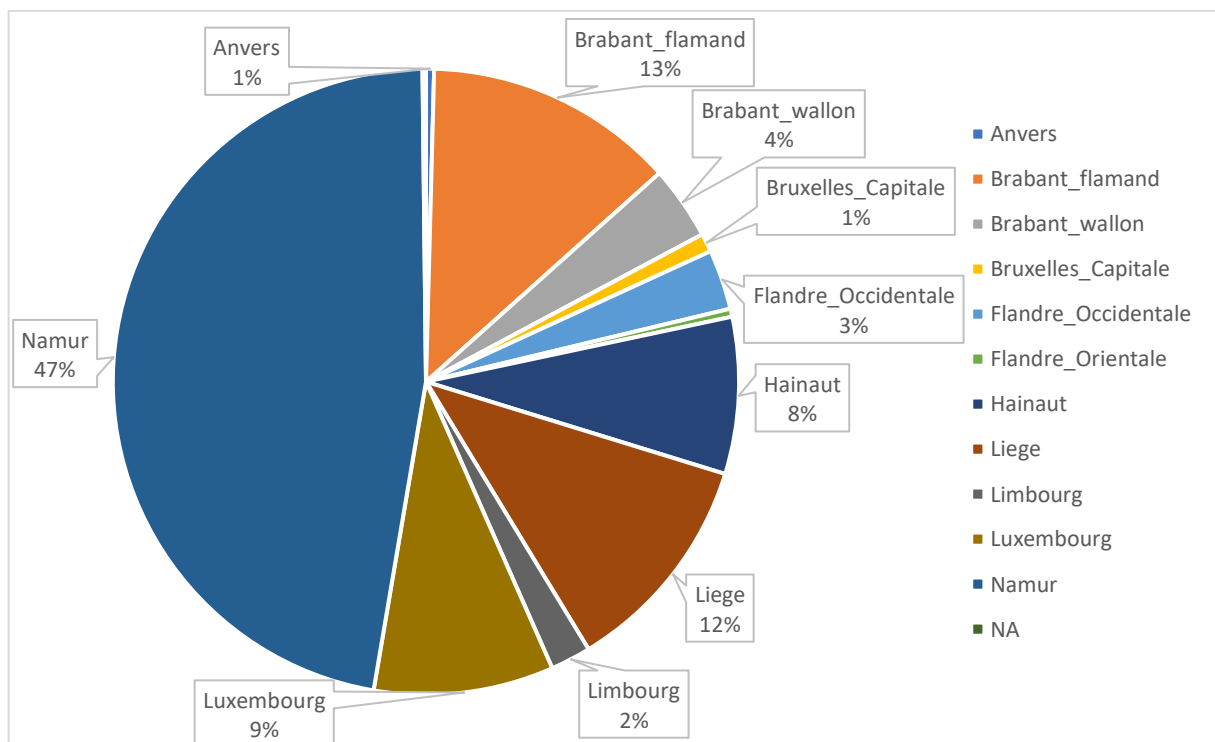
Annexe 10 : Quatre rectangles caractérisés de Haar (Arowolo, Adekunle, et Ade-Omowaye 2020)



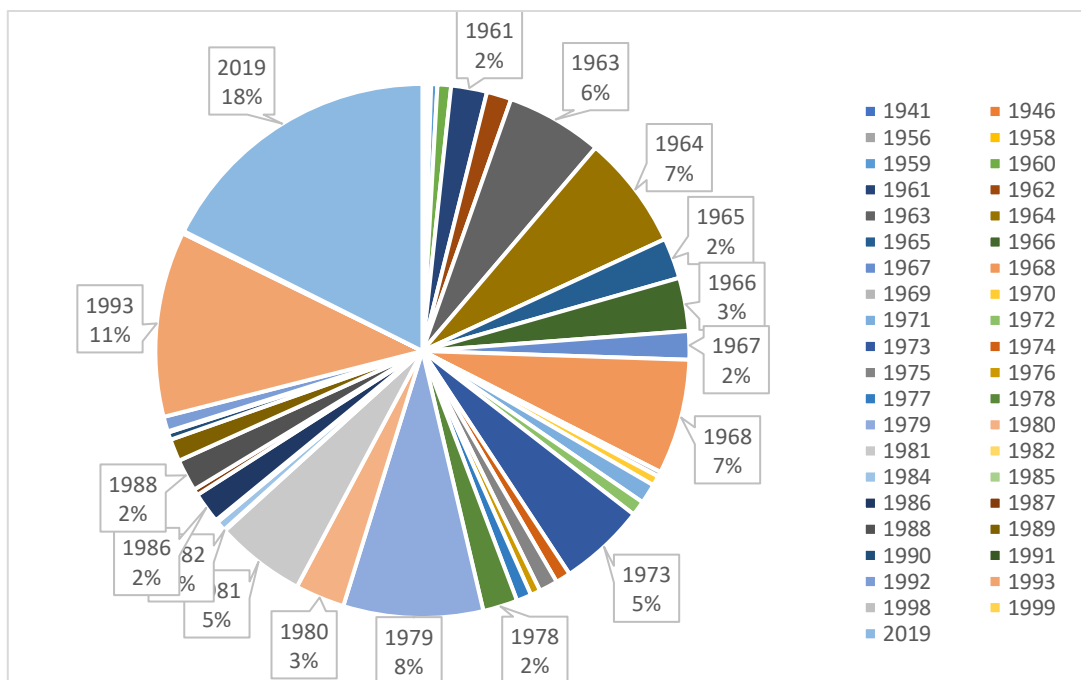
Annexe 11 : Diagramme de pourcentage des individus de la collection en fonction des Pays.



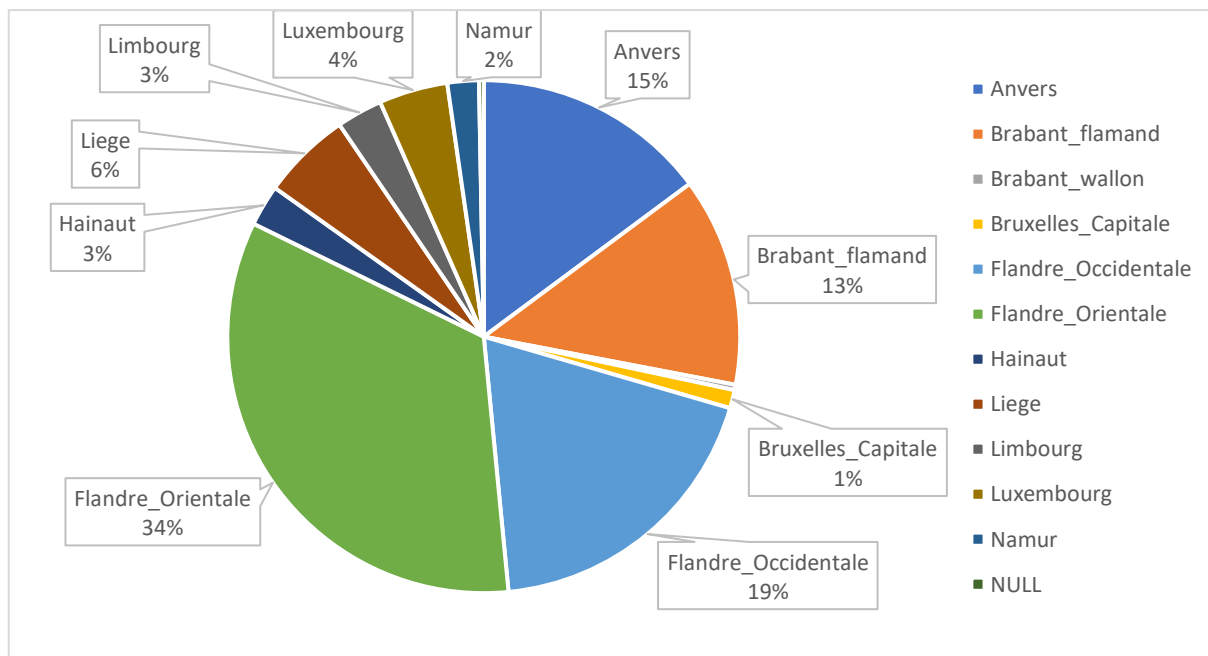
Annexe 12 : Diagramme de pourcentage des individus de la collection en fonction des provinces de Belgique.



Annexe 13 : Pourcentage de l'effectif de chaque année en éristales de la collection de Gembloux.

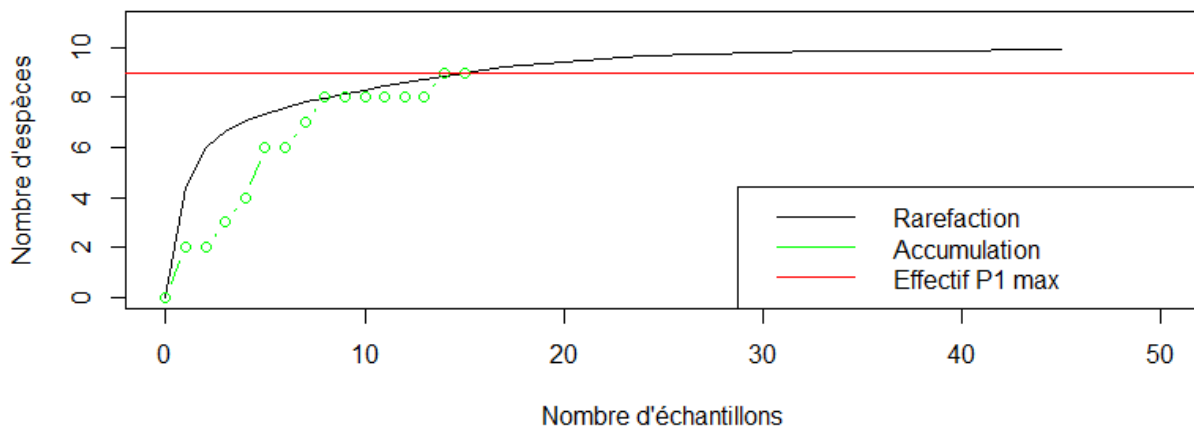


Annexe 14 : Pourcentage d'individus du jeu de données d'Observation.be en fonction des provinces de Belgique.



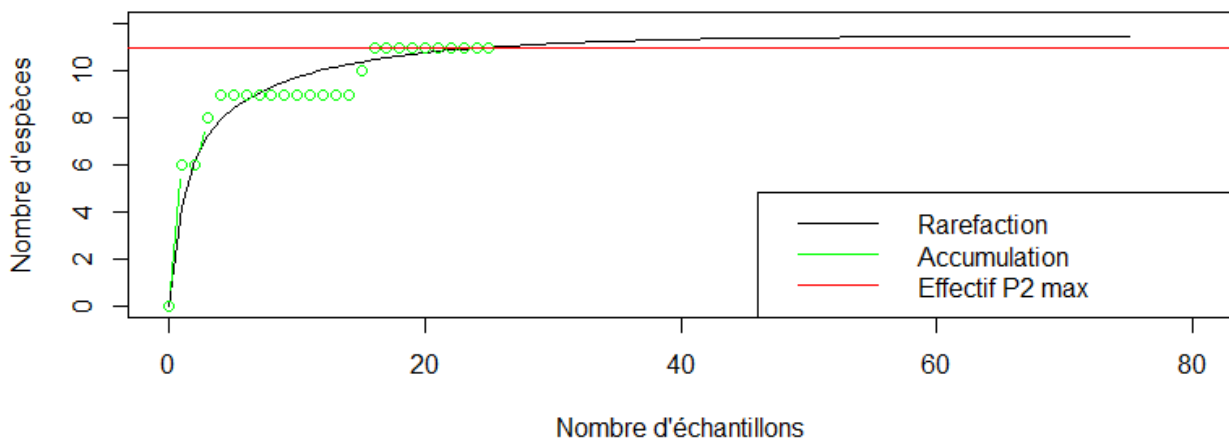
Annexe 15 : Courbe de raréfaction et d'accumulation d'éristales en Wallonie pour la période P1 (1940-1969).

Courbe de raréfaction et d'accumulation d'éristales en Wallonie pour la période 1



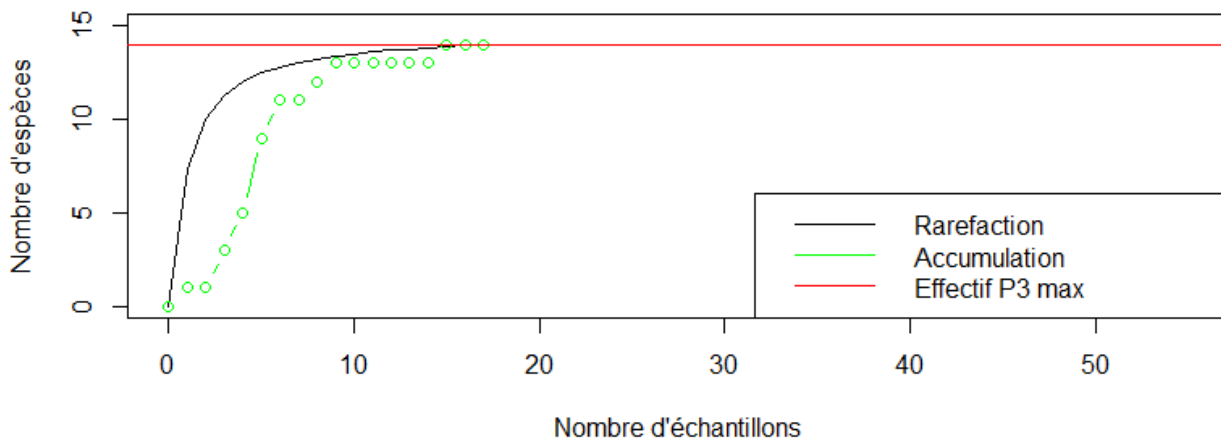
Annexe 16 : Courbe de raréfaction et d'accumulation d'éristales en Wallonie pour la période P2 (1970-1999).

Courbe de raréfaction et d'accumulation d'éristales en Wallonie pour la période 2

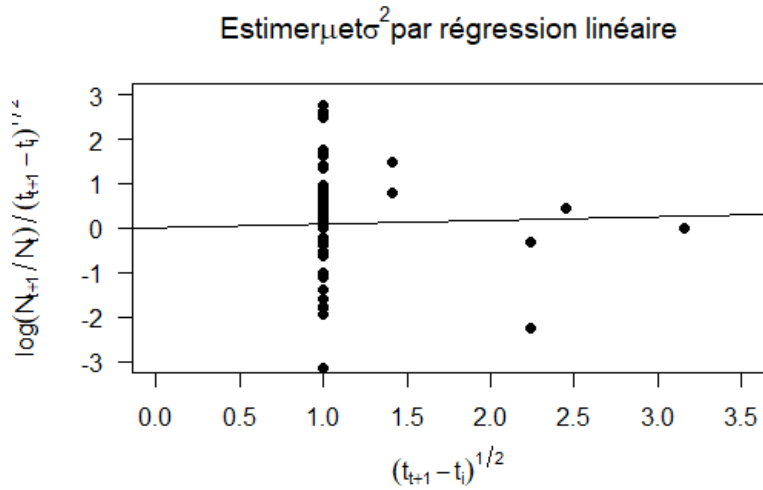


Annexe 17 : Courbe de raréfaction et d'accumulation d'éristales en Wallonie pour la période P3 (2000-2020).

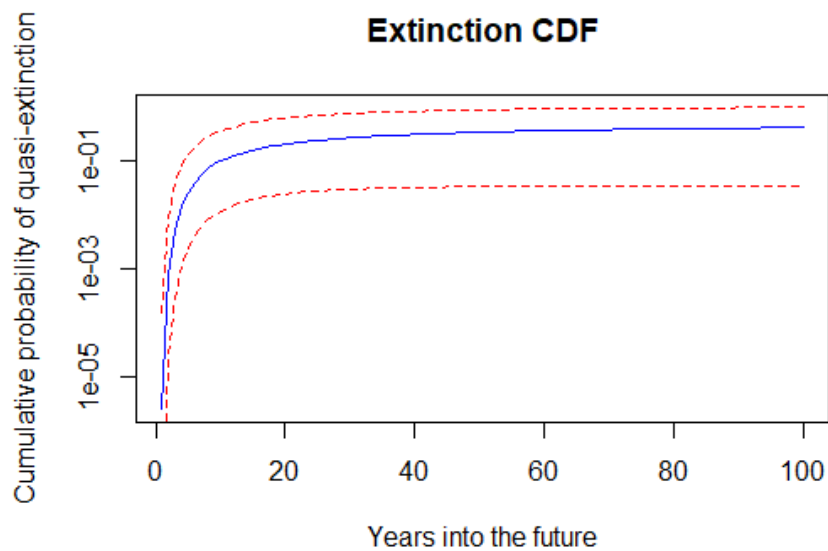
Courbe de raréfaction et d'accumulation d'éristales en Wallonie pour la période 3



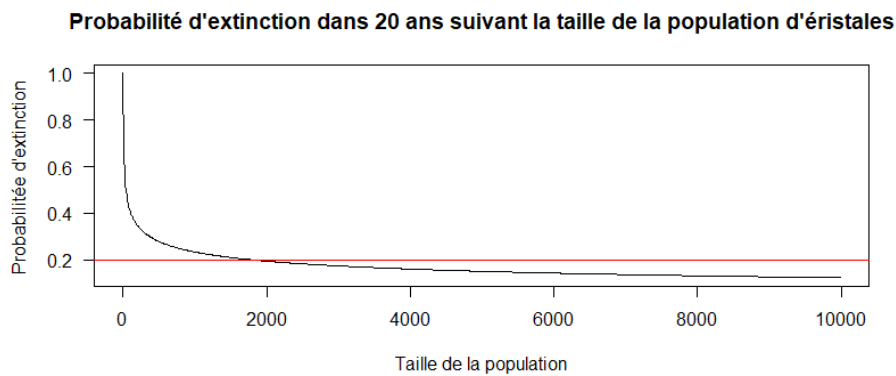
Annexe 18 : Graphique de l'estimation de μ et σ^2 par régression linéaire.



Annexe 19 : Graphique de la probabilité de quasi-extinction en fonction du temps.

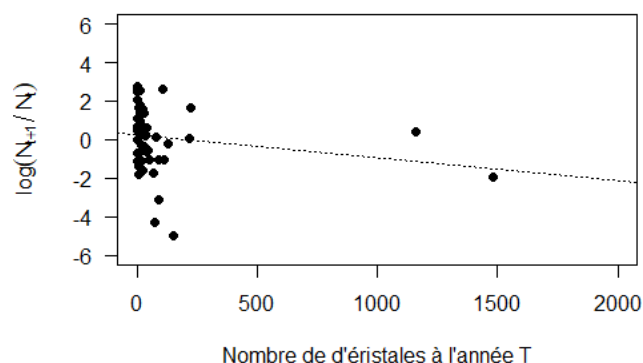


Annexe 20 : Graphique de la probabilité d'extinction d'éristales dans 20 ans en fonction de la taille de la population.



Annexe 21 : Graphique du taux de croissance démographique des éristales.

Taux de croissance démographique des éristales

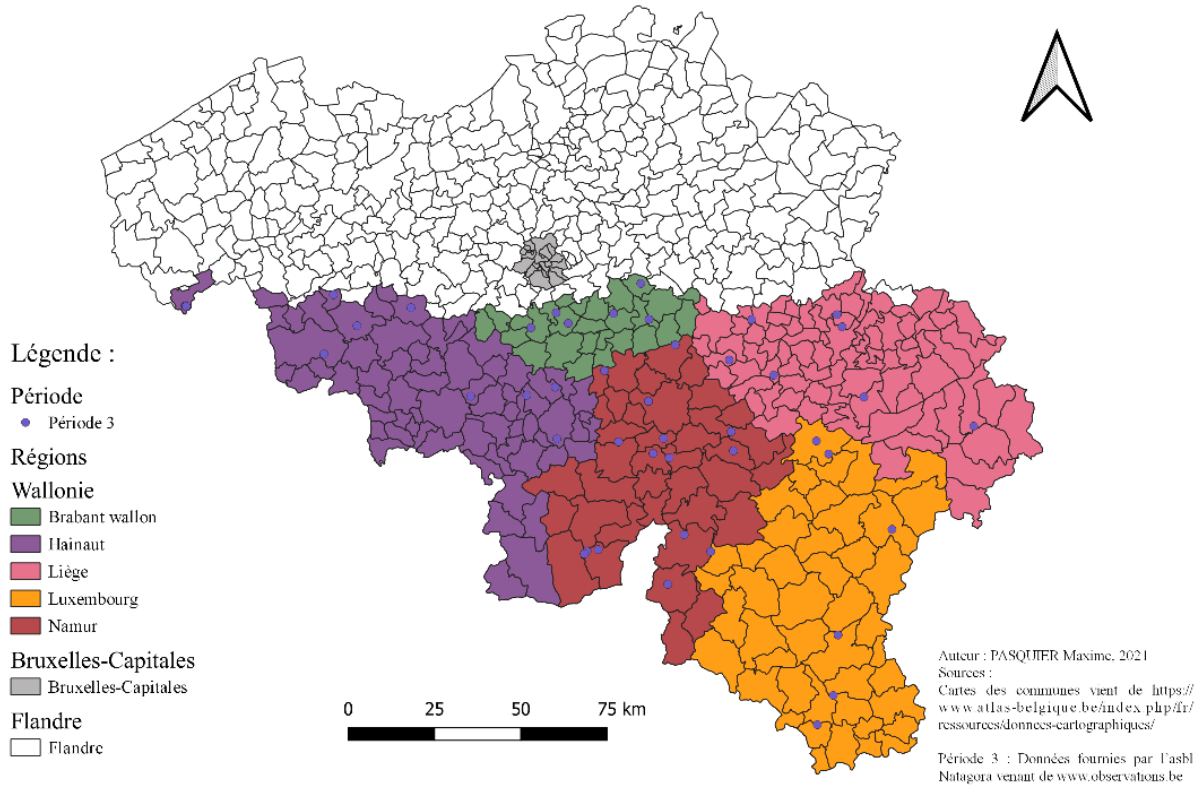


Annexe 22 : Mesures agro-environnementales proposées par Natagriwal (« <https://www.natagriwal.be/fr/mesures-agro-environnementales/liste-des-mae/fiches> » s. d.).

Mesures agro-environnementales de Wallonie		
Axe	Code	Nom
Éléments du maillage écologique	MB 1a	Haies et alignements d'arbres
	MB 1b	Arbres, buissons, bosquets isolés et arbres fruitiers
	MB 1c	Mares
Prairies	MB 2	Prairie naturelle
	MC 3	Prairie inondable
	MC 4	Prairie rivulaire (variante de la PHVB)
	MC 4	Prairie de haute valeur biologique (PHVB)
Cultures	MB 5	Tournière enherbée
	MB 6	Culture favorable à l'environnement
	MC 7	Parcelle aménagée
	MC 8a	Bande aménagée pour la faune
	MC 8b	Bande aménagée de lutte contre le ruissellement érosif
	MC 8c	Bande aménagée à fleurs des prés
	MC 8b	Bande rivulaire
	MC 8d	Bande aménagée à fleurs des champs
Approche globale à l'échelle de l'exploitation	MB 9	Autonomie fourragère
	MC 10	Plan d'action agro-environnemental
Animaux	MB 11	Races locales menacées

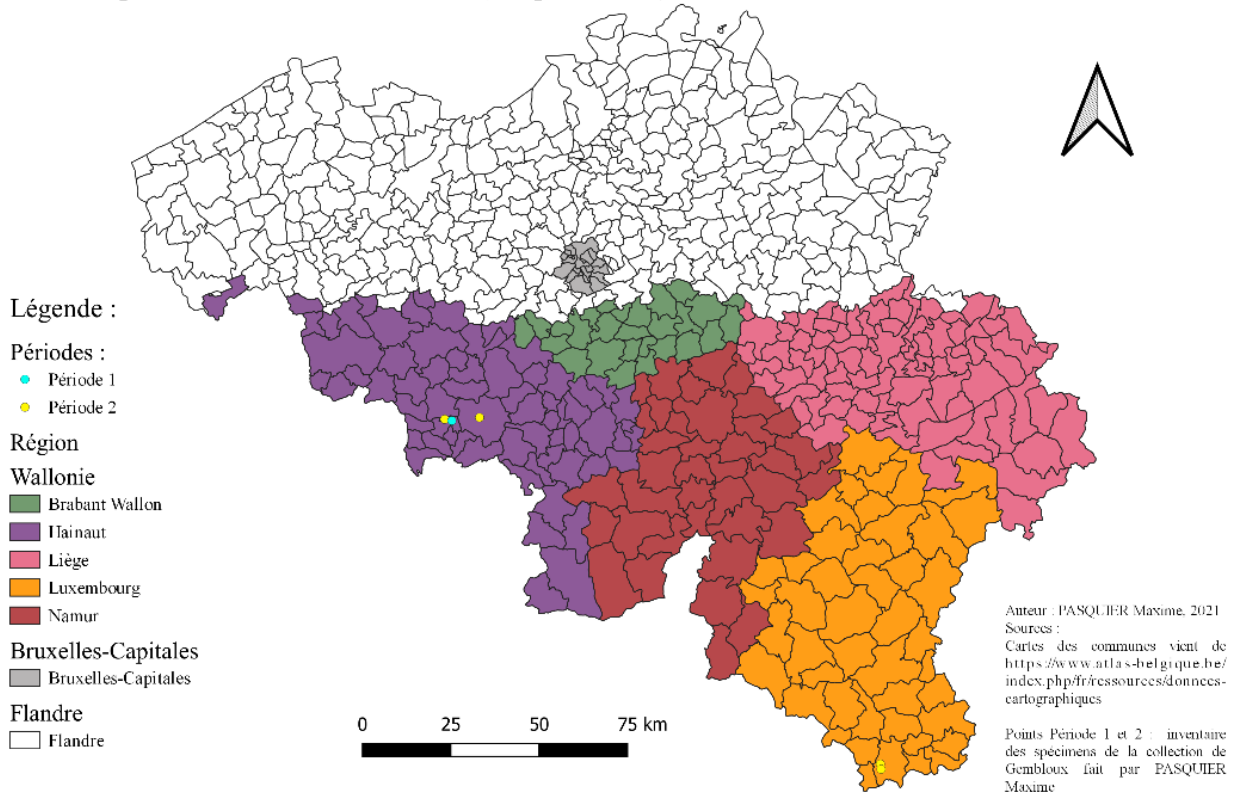
Annexe 23 :

Carte de répartition des *Eristalis abusiva* (Collin, 1931) en Wallonie.



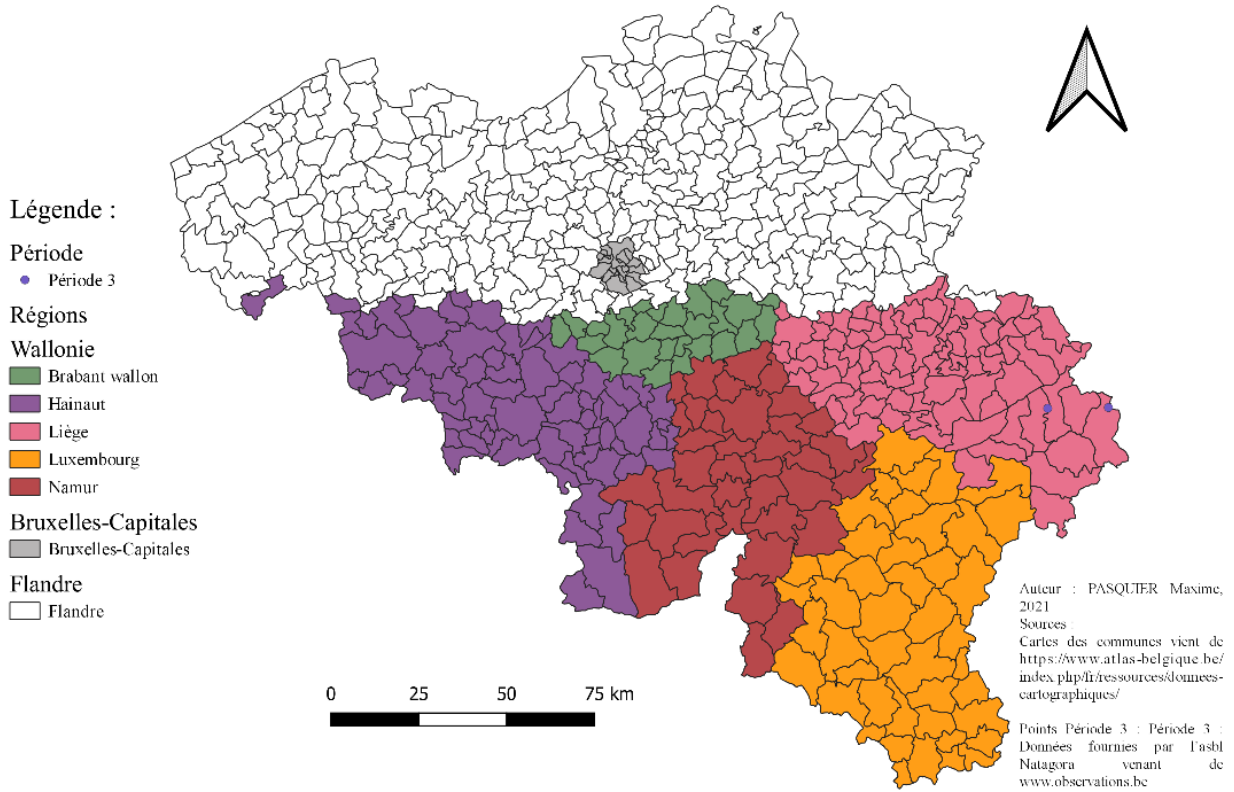
Annexe 24 :

Carte de répartition des *Eristalis aeneus* (Scopoli, 1763) en Wallonie.



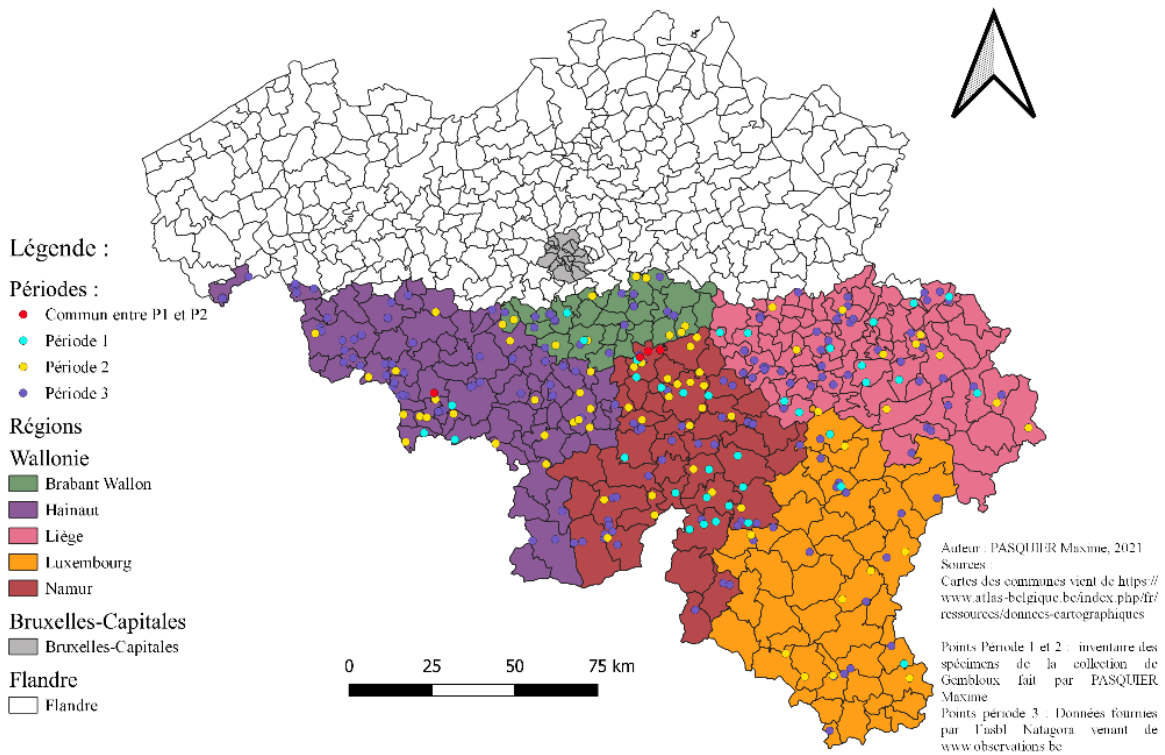
Annexe 25 :

Carte de répartition des *Eristalis alpina* (Panzer, 1798) en Wallonie.

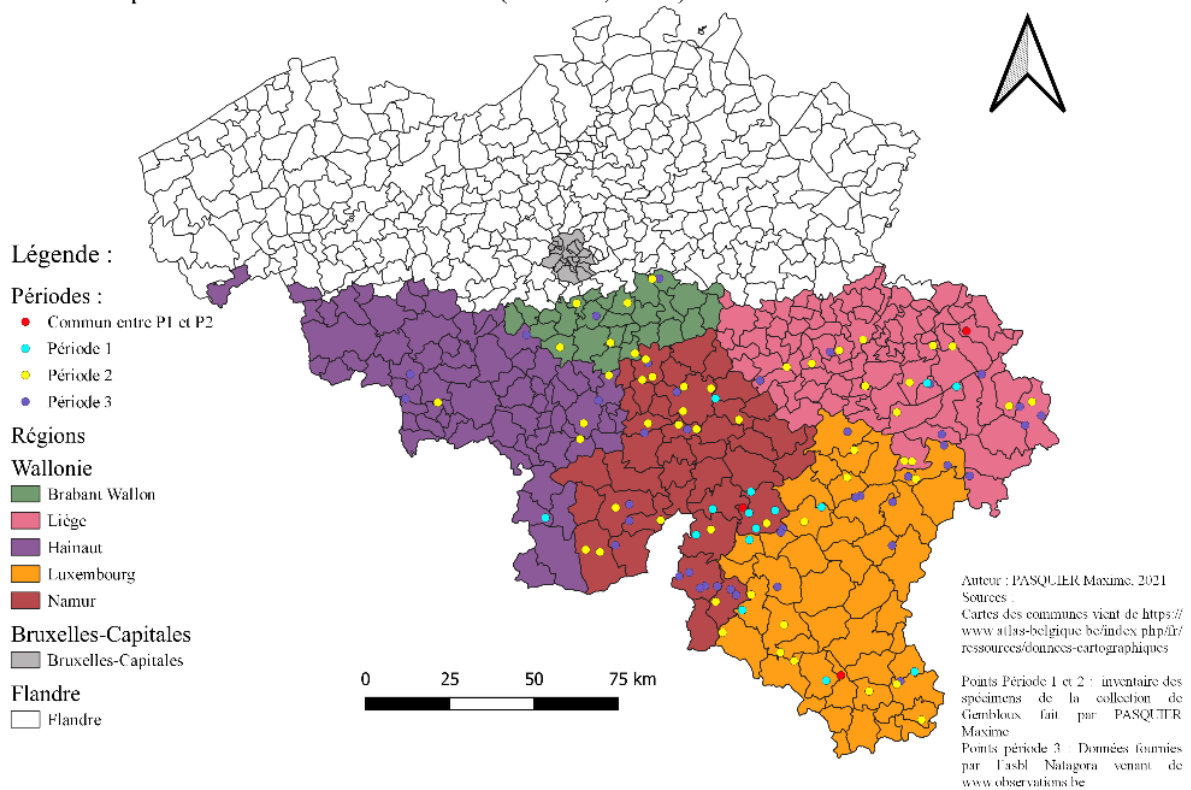


Annexe 26 :

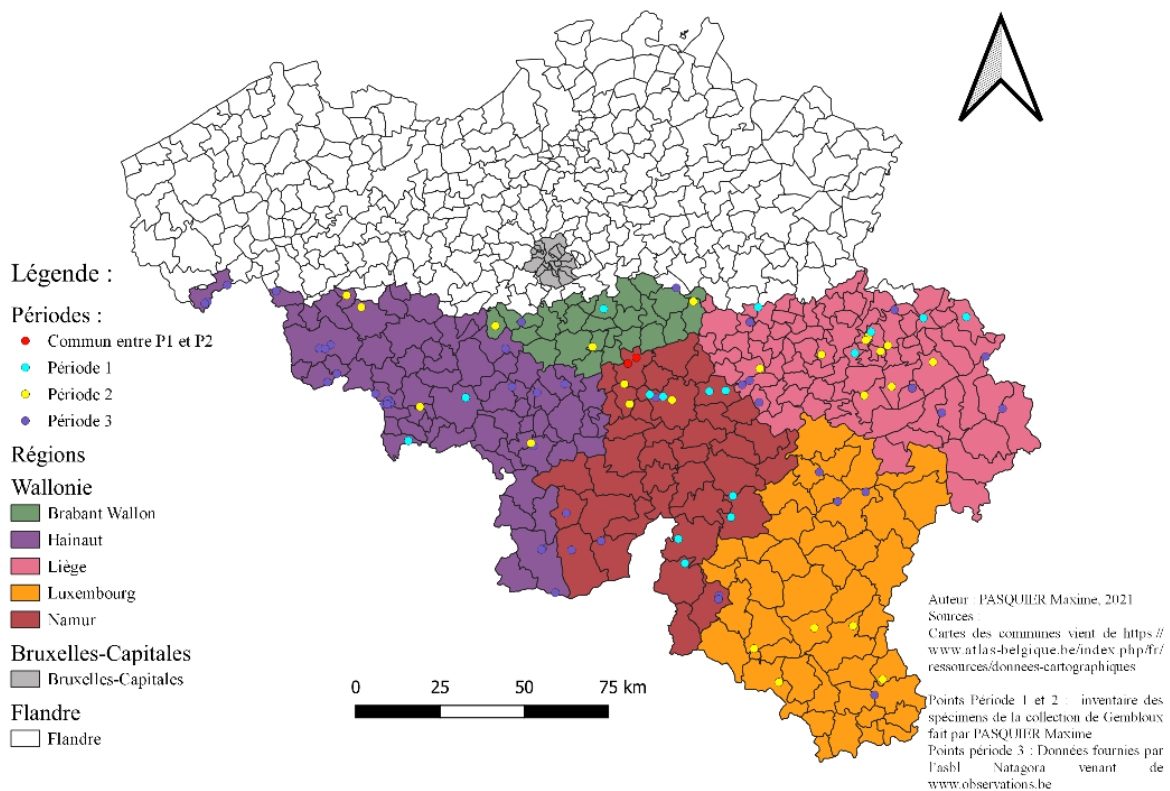
Carte de répartition des *Eristalis arbustorum* (Linnaeus, 1758) en Wallonie.



Annexe 27 :

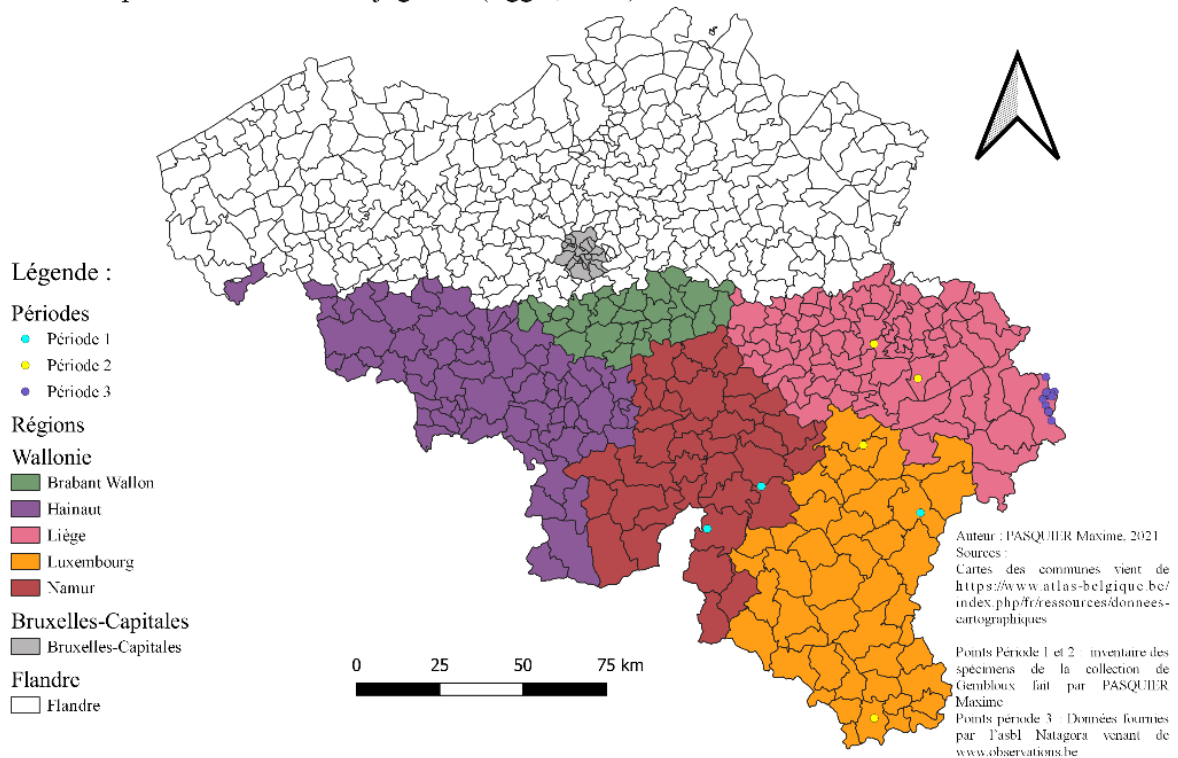
Carte de répartition des *Eristalis horticola* (De Geer, 1776) en Wallonie.

Annexe 28 :

Carte de répartition des *Eristalis intricaria* (Linnaeus, 1758) en Wallonie.

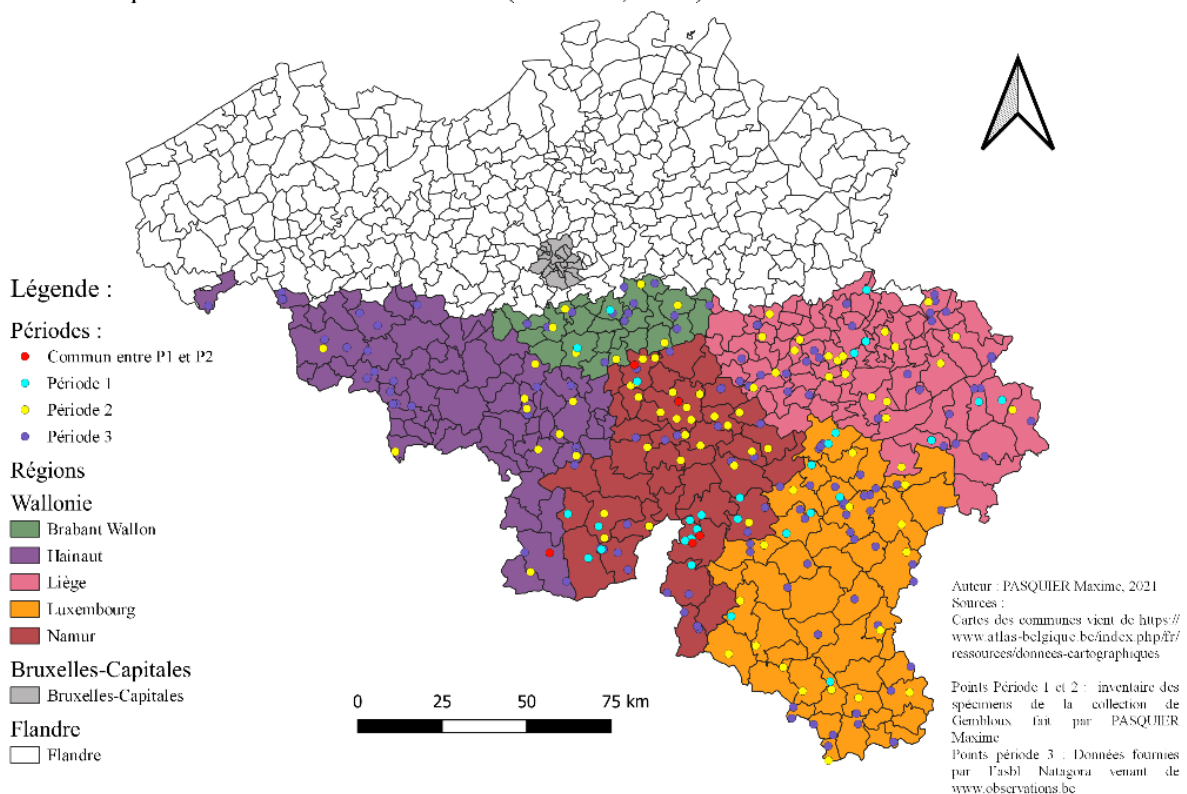
Annexe 29 :

Carte de répartition des *Eristalis jugorum* (Egger, 1858) en Wallonie.



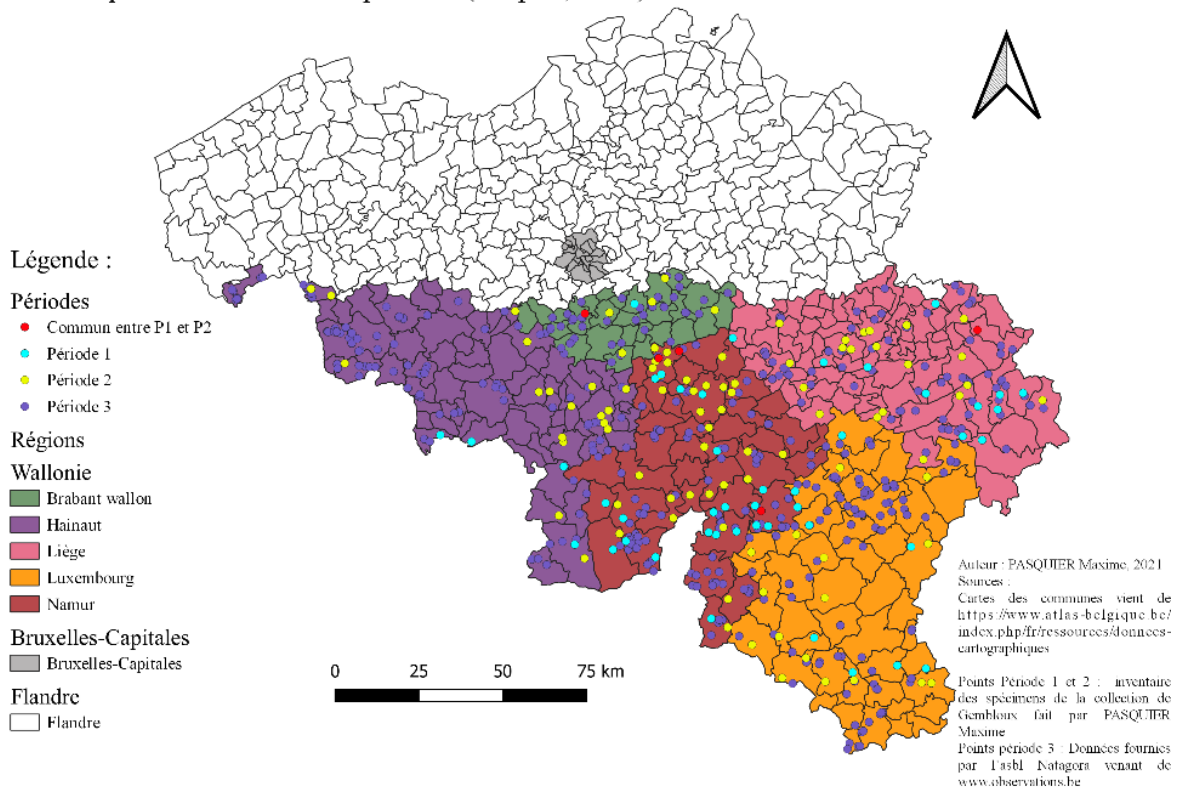
Annexe 30 :

Carte de répartition des *Eristalis nemorum* (Linnaeus, 1758) en Wallonie.



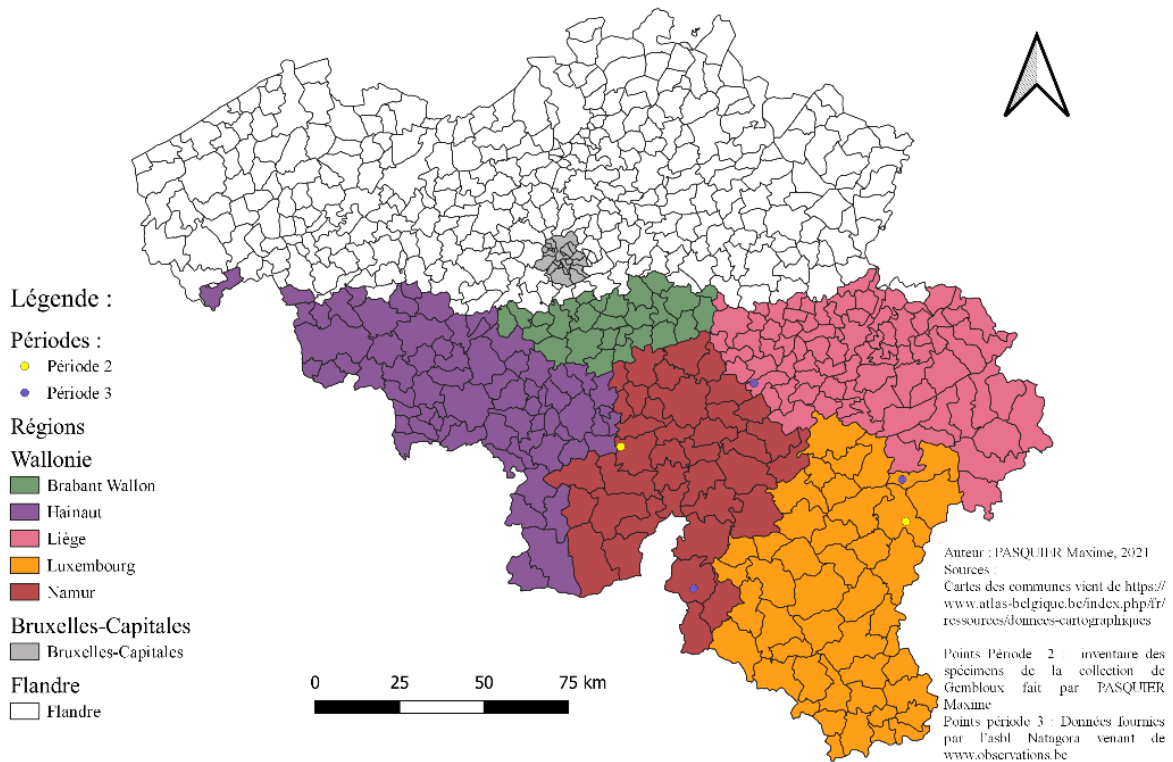
Annexe 31 :

Carte de répartition des *Eristalis pertinax* (Scopoli, 1763) en Wallonie.



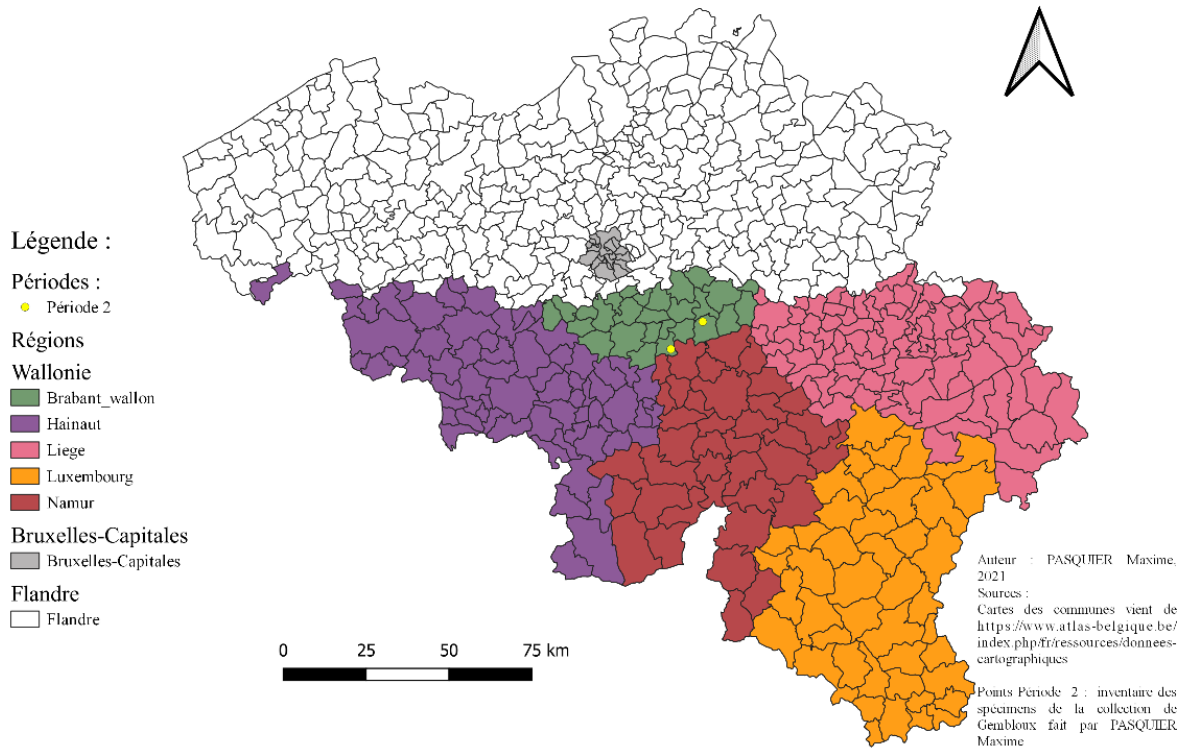
Annexe 32 :

Carte de répartition des *Eristalis picca* (Fallen, 1816) en Wallonie.



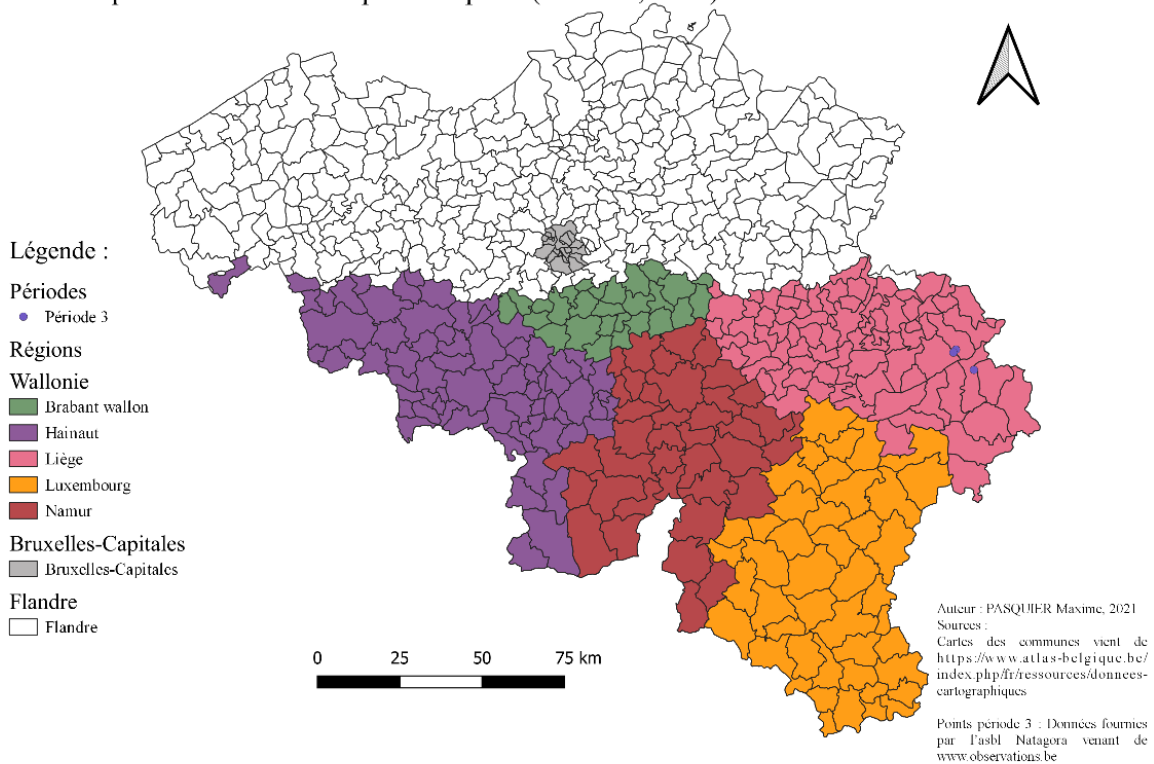
Annexe 33 :

Carte de répartition des *Eristalis pratorum* (Meigen, 1822) en Wallonie.



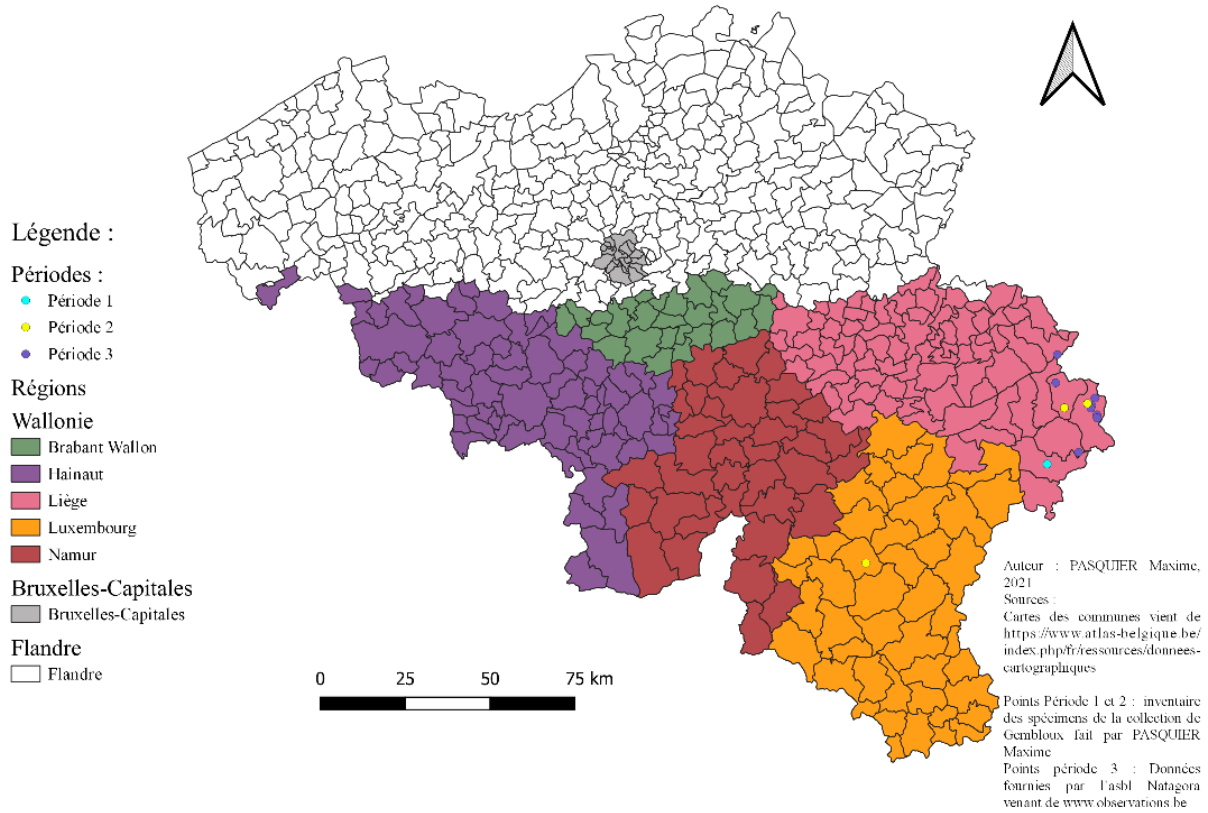
Annexe 34 :

Carte de répartition des *Eristalis pseudorupium* (Kanervo, 1938) en Wallonie.



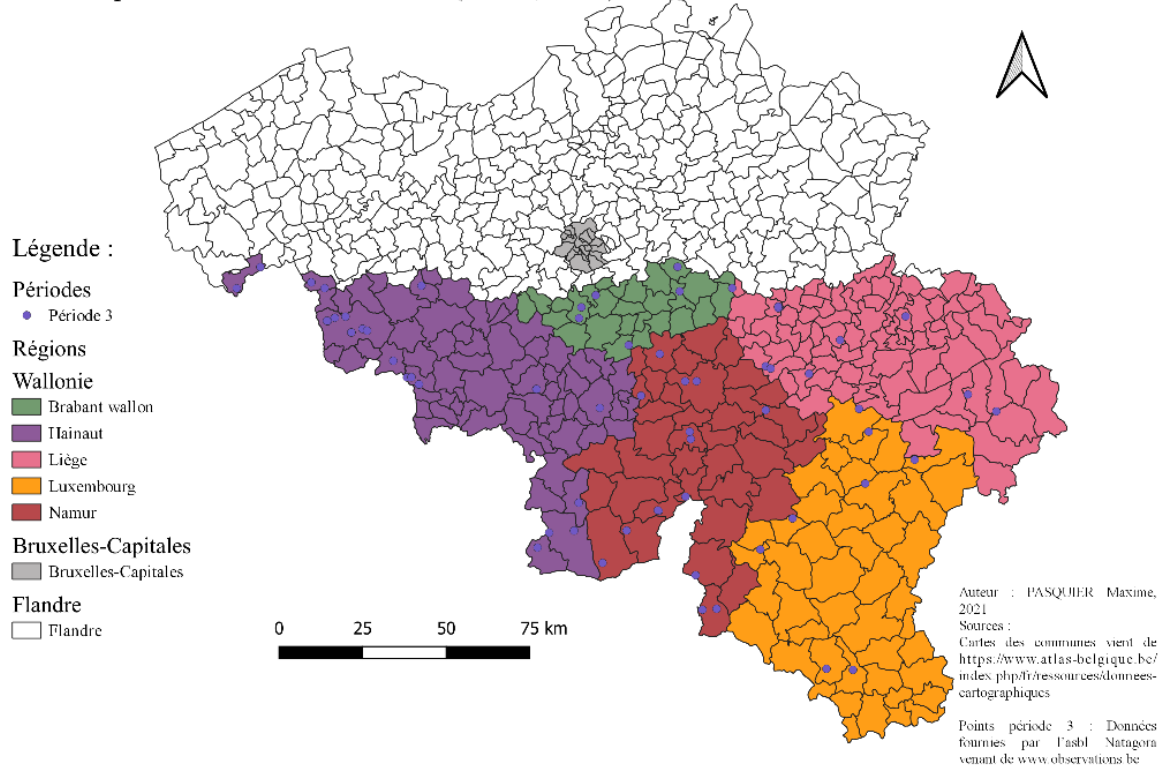
Annexe 35 :

Carte de répartition des *Eristalis rupium* (Fabricius, 1805) en Wallonie.



Annexe 36 :

Carte de répartition des *Eristalis similis* (Fallén, 1817) en Wallonie.



Annexe 37 :

Carte de répartition des *Eristalis tenax* (Linnaeus, 1758) en Wallonie.