

Rapport de stage

Mise au point d'un protocole de caractérisation de la flore et de l'entomofaune des bandes fleuries

Nouvelle méthode d'évaluation des communautés d'auxiliaires entomophages par piégeage et optimisation de l'approche bande fleurie.



Alexis Villeneuve

Maitres de stage : Sandrine Huet (AGROCAMBUS-OUEST) ; Marie-Paule Droillard (Lycée Le FRESNE)

Tutrice : Annette Bertrand (UCBN)

Remerciements

En premier lieu, je tiens à remercier Sandrine Huet pour son investissement sans faille, sa confiance et pour m'avoir guidé durant ce stage.

Je remercie également Bruno Jaloux, Yann Tricault et Marie-Paule Droillard pour leur aide précieuse et leurs conseils tout au long de ce travail.

Un grand merci à Estelle Chenu pour avoir partagée avec moi ses connaissances et pour son précieux travail de détermination.

Je remercie Rémy Chifflet et Cyrielle Varenne d'avoir pris en charge le dispositif de piégeage du lycée NATURE.

Je remercie également Éric Duclaud pour son investissement dans le projet.

Je suis très reconnaissant à l'ensemble des membres de l'unité d'écologie dont Anna Pollier, Hervé Daniel, Ségolène Plessix pour leur aide, leurs conseils, leur bonne humeur.

Je remercie l'ensemble des professionnels qui m'ont accordé leur temps et leur expertise pour contribuer à ce projet.

Enfin je remercie chaleureusement l'ensemble des stagiaires pour leur bonne humeur, leur aide, leur soutien et pour tous les bons moments partagés.

Table des matières

Table des figures :.....	8
Table des tableaux :.....	12
Table des annexes :.....	14
Liste des abréviations	16
1. Introduction	18
1.1. Contexte	18
1.2. Le projet FLOREGUL	20
1.2.1. La première action du projet	22
2. Présentation des structures.....	24
2.1. L'IGEPP	24
2.2. L'EPLEFPA Angers Le FRESNE.....	26
2.3. L'EPLEFPA NATURE de La Roche-sur-Yon	28
3. Matériels et méthodes	30
3.1. Les sites d'études	30
3.2. Sélection des espèces semées	30
3.3. Le semis.....	32
3.4. Le protocole expérimental de piégeage.....	32
3.4.1. Les pièges.....	34
3.4.2. Les dispositifs expérimentaux.....	36
3.5. La procédure de traitement des échantillons de l'entomofaune	38
3.5.1. La méthode RBA	38
3.5.2. La RBA et son application en pédagogie : l'application Insect'Finder	40
3.5.3. Comparaison RBA - Insect'Finder - Taxonomie.....	42
3.6. Le protocole expérimental de caractérisation de la végétation	42
3.7. Les caméras trajectométriques	44

3.8.	Traitements statistiques	46
3.8.1.	Traitement statistique de la campagne de capture	48
3.8.2.	Traitements statistiques des relevés de végétation.....	48
4.	Résultats.....	50
4.1.	Influence de la bande fleurie sur les flux d'insectes	50
4.2.	Comparaison RBA – Taxonomie – et Insect'Finder	50
4.3.	Efficacité et comparaisons des types de pièges.....	54
4.3.1.	Effet du type de piège sur la richesse morphotypique capturée.....	54
4.3.2.	Effet du site d'étude sur la composition morphotypique des captures	56
4.3.3.	Richesse en morphotype selon l'orientation des pièges cornet	56
4.3.4.	Richesse en morphotype selon la hauteur des pièges à vitre	56
4.3.5.	Richesse en morphotype selon le diamètre des pièges Barber.....	58
4.3.6.	Classification des types de pièges et accumulation de morphotypes.....	58
4.4.	Les relevés floristiques	60
4.4.1.	Caractérisation de la végétation	60
4.4.2.	Effort d'échantillonnage - Bootstrap.....	62
5.	Discussion.....	62
5.1.	Les caméras trajectométriques	62
5.2.	Le protocole de caractérisation de la flore des bordures de parcelles.....	64
5.3.	Le protocole de capture et de caractérisation de l'entomofaune	68
5.4.	Le traitement des échantillons.....	72
6.	Conclusion	74
	Bibliographie	78

Table des figures :

Figure 1 : Nombre total d'espèces de carabique et d'araignée dans deux types de bordure et dans les parcelles adjacentes dans un paysage d'openfield en Suisse.....	19
Figure 2 : Nombre d'individus du genre Carabus dans deux types de bordure et dans les parcelles adjacentes dans un paysage d'openfield en Suisse.....	19
Figure 3 : Localisation des sites d'études du projet FLOREGUL dans le Massif armoricain....	29
Figure 4 : Piège Barber de diamètre 5,5 cm.....	33
Figure 5 : Piège Barber de diamètre 11 cm.....	33
Figure 6 : Tente de Malaise.....	33
Figure 7 : Piège cornet.....	33
Figure 8 : Piège à vitre à hauteur variable.....	33
Figure 9 : Piège jaune.....	35
Figure 10 : Dispositif expérimental de piégeage sur le site de d'AGROCAMPUS ; du Lycée NATURE ; du lycée Le FRESNE.....	35
Figure 11 : Placement des quadrats pour les relevés de recouvrement et la phénologie.....	43
Figure 12 : Emplacement des caméras en bordure de parcelle sur le site du FRESNE.....	45
Figure 13 : Dispositif d'enregistrement vidéo des flux d'insectes en bordure de culture.....	45
Figure 14 : Régression linéaire entre le nombre de et le nombre de famille déterminé dans les pièges Barber.....	49
Figure 15 : Représentations graphiques de la distribution des régimes alimentaires et de l'évolution de l'indice de biocontrôle obtenues avec l'application Insect'Finder.....	51
Figure 16 : Nombre de Morphotype piégé par au moins deux types de piège, par un seul type de piège et non piégé.....	53
Figure 17 : Diagramme de Venn présentant le nombre de morphotypes capturés par les pièges cornet, les pièges à vitre à hauteur variable et les tentes Malaise.....	55

Figure 18 : Diagramme de Venn présentant le nombre de morphotypes présent dans les pièges cornet en fonction de leur orientation.....55

Figure 19 : Diagramme de Venn présentant le nombre de morphotypes échantillonnés avec les pièges à vitre selon la hauteur de ces pièges.....55

Figure 20 : Diagramme de Venn présentant le nombre de morphotypes échantillonnés avec les Piège Barber selon le diamètre du piège.....57

Figure 21 : Classification hiérarchique des types piège selon les distances de Jaccard.....57

Figure 22 : Accumulation des morphotypes en fonction des types de piège.....57

Figure 23 : Recouvrement des espèces semées et du sol nu.....59

Figure 24 : Recouvrements moyens des stades bouton et fleur pendant les quatre semaines de relevés sur les trois sites de l'étude.....59

Table des tableaux :

Tableau I : Espèces végétales composant le mélange fleuri FLOREGUL, périodes de floraison et couleur des fleurs et inflorescences.....	31
Tableau II : Coefficients de Braun-Blanquet et correspondance en pourcentage de recouvrement.....	43
Tableau III : Correspondances entre les notes et le pourcentage de pieds aux différents stades phénologiques.....	43
Tableau IV : Nombre d'insectes détectés en bordure de parcelle avec le dispositif BEECAM.....	49
Tableau V : Intervalles de confiance et correspondance en coefficient de Braun Blanquet.....	61

Table des annexes :

Annexe 1 : Localisation des bandes fleuries d'AGROCAMPUS-OUEST.....	82
Annexe 2 : Localisation de la bande fleurie du Lycée Le FRESNE.....	84
Annexe 3 : Localisation de la bande fleurie du Lycée NATURE.....	86
Annexe 4 : poids et nombre de semences constituant le mélange FLOREGUL.....	88
Annexe 5 : Protocole FLOREGUL (en cours de rédaction).....	90
Annexe 6 : Distance de Jaccard entre les différents types de pièges.....	102
Annexe 7 : Recouvrement des stades bouton et fleur pour les espèces semées.....	104
Annexe 8 : Parts (en pourcentage) de chaque taxon par rapport au total des individus capturés.....	106

Liste des abréviations

CAS DAR : Compte d’Affectation Spéciale Développement Agricole et Rural

CETU : Centre d’Expertise et de Transfert Universitaire

EGI : Ecologie et Génétique des Insectes

EPLEFPA : Etablissements Publics Locaux d’Enseignement et de Formation Professionnelle Agricoles

IGEPP : Institut de Génétique, Environnement et Protection des Plantes

IRBI : Institut de Recherche sur la Biologie des Insectes

MT : Morphotype

PVHV : Piège à Vitre à Hauteur Variable

RBA : Rapid Biodiversity Assessment

RMT : Réseaux Mixtes Technologiques

UMR : Unité Mixte de Recherche

1. Introduction

1.1. Contexte

Au cours des dernières années, nous avons assisté d'une part, à une prise de conscience des impacts des activités agricoles sur l'environnement et d'autre part, à une demande sociétale forte pour une meilleure prise en compte des questions environnementales (Aspe & Jacqué, 2012). Ces deux facteurs ont participé à l'intégration des enjeux environnementaux dans les politiques agricoles qui s'est, notamment, traduite par la mise en place de plusieurs programmes par le ministère chargé de l'agriculture dont le « projet agroécologique pour la France », et le « plan régional de l'agriculture durable » (Ministère de l'Agriculture, de l'Agroalimentaire et de la Forêt, 2015a). Dans ce contexte, la réglementation a fortement limité l'usage des produits phytosanitaires, tout en encourageant les méthodes alternatives pour la protection des cultures. La transition de l'agriculture française vers ces nouvelles pratiques ne peut s'effectuer sans passer par la formation de futurs exploitants agricoles. L'enseignement agricole a donc un rôle primordial à jouer pour accompagner et former les agriculteurs et les techniciens agricoles de demain, comme en témoigne le plan « enseigner à produire autrement » (Ministère de l'Agriculture, de l'Agroalimentaire et de la Forêt, 2015b). Par l'intermédiaire d'appels à projet sur le compte d'affectation spéciale « développement agricole et rural » (CAS DAR), le ministère chargé de l'agriculture finance des programmes de recherche avec une fin pédagogique afin de former les futurs acteurs du monde agricole aux pratiques alternatives à l'utilisation de produits phytosanitaires.

Regroupées sous le terme d'agroécologie, ces pratiques visent à développer des systèmes de production économiquement viables dans le respect de l'environnement. La valorisation des services écosystémiques et des processus écologiques est au centre de cette démarche. La régulation des insectes ravageurs de cultures par des auxiliaires est l'un de ces services écosystémiques, parfois considéré comme l'un des plus importants fourni par la biodiversité (Fiedler *et al.*, 2008). La dégradation des habitats et des structures paysagères propices aux auxiliaires de cultures, combinée à l'utilisation d'insecticides à large spectre sont responsables de la diminution des populations d'arthropodes auxiliaires (Koss *et al.*, 2005). Les pratiques liées à l'agroécologie pourraient permettre de renforcer ce service (Wilby & Thomas, 2002).

Dans les agroécosystèmes, au minimum 10 % des surfaces devraient être dédiées à des aménagements écologiques afin de stopper les pertes de biodiversité de ces systèmes et des

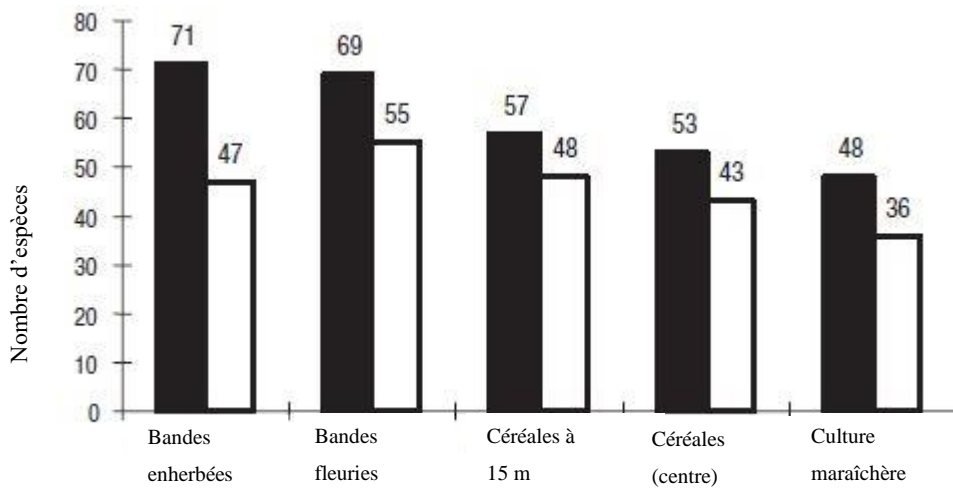


Figure 1 : Nombre total d'espèces de carabique (noir) et d'araignée (blanc) dans deux types de bordure et dans les parcelles adjacentes dans un paysage d'openfield en Suisse (n=5 par types d'habitat). D'après Pfiffner & Wyss, 2004.

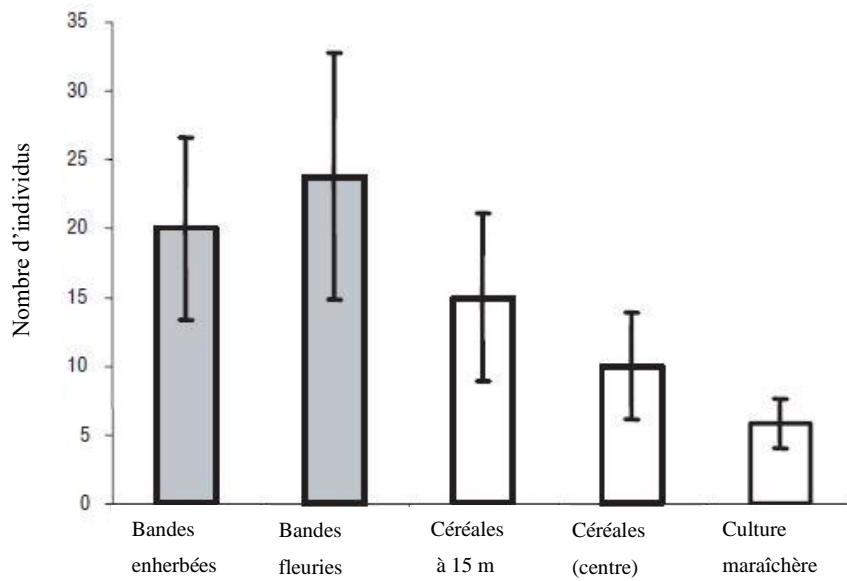


Figure 2 : Nombre d'individus du genre Carabus dans deux types de bordure et dans les parcelles adjacentes dans un paysage d'openfield en Suisse (n=5 par types d'habitat). D'après Pfiffner & Wyss, 2004.

fonctions de contrôle biologique associées (Pfiffner & Wyss, 2004). Actuellement, dans les paysages soumis à une agriculture intensive, moins de 3 % des surfaces sont utilisées pour de tels aménagements. Le développement d'habitats non cultivés est donc nécessaire afin de favoriser la lutte biologique par conservation (Pfiffner & Wyss, 2004). Une des solutions est de semer des bandes fleuries. Bien qu'artificiels, ces aménagements sont un bon complément aux habitats naturels et semi-naturels (Pfiffner & Wyss, 2004). Les bandes fleuries peuvent également permettre de connecter ces habitats entre eux, afin de former un maillage plus ou moins dense. Il semblerait que plus ce maillage est dense, plus l'abondance des prédateurs naturels des ravageurs est importante (Bianchi *et al.*, 2006; Woltz *et al.*, 2012). En effet, les habitats semi-naturels, dont les bandes fleuries font partie, permettent aux auxiliaires de disposer de lieux de refuge et d'hivernation ainsi que de sources de nourriture lorsque la culture et ses ravageurs sont absents (Landis *et al.*, 2000). Ils constituent donc des réservoirs d'auxiliaires à proximité des cultures (Fig.1). Une augmentation de la diversité et de l'abondance des prédateurs généralistes dans les systèmes de cultures est observée en présence de bandes fleuries (Pfiffner & Wyss, 2004) (Fig.2). De tels aménagements de bordures de parcelles permettent également une augmentation de la richesse spécifique des insectes pollinisateurs qui se traduit par une meilleure pollinisation des cultures adjacentes (Albrecht *et al.*, 2007).

1.2. Le projet FLOREGUL

S'inscrivant dans le cadre du CAS DAR « transition agroécologique des exploitations et ateliers technologiques de l'enseignement agricole », le programme FLOREGUL (2015-2017) fait suite au CAS DAR Biodevea qui avait soulevé de nombreuses questions relative aux méthodes de piègeages de l'entomofaune. Le projet FLOREGUL part du constat que les mécanismes écologiques intervenant en lutte biologique par conservation sont difficiles à caractériser. Ces difficultés, de plusieurs natures, peuvent être liées à certains effets antagonistes des aménagements (favorisant conjointement les auxiliaires et les ravageurs par exemple). Une autre de ces difficultés est la prise en considération de la somme d'effets de faible intensité, due au contrôle partiel par de nombreux organismes. La dépendance de ces effets à un grand nombre de facteurs biotiques et abiotiques rend également ces mécanismes difficiles à caractériser. Enfin, il existe des problèmes méthodologiques pour échantillonner cette biodiversité, la décrire et la relier aux variables agronomiques de la culture (dégâts, rendement). Cela a pour conséquence de limiter les possibilités d'actions qui permettraient de

quantifier, démonter et optimiser la lutte biologique par conservation afin d'inciter les exploitants à y avoir recours.

Dans l'optique de mettre en relation service écosystémique de régulation au champ et interactions entre communauté végétale et communauté d'insectes en bordure de champ, le projet FLOREGUL s'est fixé plusieurs objectifs. Le premier d'entre eux est la mise au point d'un protocole de caractérisation de la biodiversité dans les aménagements de bordure de parcelle, basé sur une combinaison de méthodes simples et pédagogiques, mais représentatives de la flore et de l'entomofaune. Le second objectif sera de déterminer la capacité des espèces végétales de la bordure à fournir ou non des ressources trophiques aux auxiliaires. Le dernier objectif du projet FLOREGUL est d'identifier des indicateurs permettant d'évaluer l'impact de ces aménagements sur la biodiversité fonctionnelle des auxiliaires, les populations de ravageurs, les dégâts et les rendements. Enfin, la démarche et les résultats obtenus seront valorisés au travers d'outils et supports pédagogiques à destination des équipes pédagogiques, des apprenants et des acteurs professionnels. Ces outils permettront la mise en place sur les exploitations agricole des établissements, de travaux pratiques adaptables à l'ensemble des niveaux de formation.

1.2.1. La première action du projet

Connaître les insectes ravageurs et les auxiliaires des cultures présents dans les aménagements de bordure de parcelle est indispensable à la fois, aux chercheurs qui étudient l'impact de ces aménagements sur le contrôle biologique et, aux agriculteurs qui cherchent à réduire leur consommation de produits phytosanitaires. L'analyse de la diversité entomologique nécessite de mettre en œuvre sur le terrain différentes méthodes de capture. Ces méthodes sont nombreuses et très peu standardisées, cela rend difficile la comparaison et la synthèse des résultats d'études différentes. De plus, elles peuvent être lourdes et chronophages tant au niveau de leur mise en œuvre que du traitement des échantillons récoltés. Enfin, l'identification de ces échantillons demande généralement un niveau d'expertise important pour transformer les captures en données exploitables. Cela n'incite pas les équipes pédagogiques des lycées agricoles à mettre en place de tels dispositifs avec leurs élèves.

Le piégeage actif ne rend compte que des espèces capturées au moment où l'échantillonnage est pratiqué. En plus de la technique retenue, il est donc très dépendant de l'effort d'échantillonnage, de la météo et du rythme circadien d'activité des espèces présentes.

Les pièges passifs sont spécifiques (faune au sol ou faune aérienne, pièges attractifs) et parfois difficiles à mettre en œuvre dans une végétation développée (Leather, 2008). Finalement, seule une combinaison de pièges différents permet de rendre compte du peuplement d'insectes présent dans un milieu. Cette nécessité est coûteuse pour l'expérimentateur et une méthode standardisée et reproductible qui présenterait un bon compromis exhaustivité/facilité, constituerait une alternative efficace. Elle permettrait notamment de multiplier les points d'échantillonnage afin de comparer différents milieux.

Pour la première année du projet FLOREGUL, le but est donc de développer un protocole permettant de caractériser l'entomofaune et la flore présentes dans les aménagements de bords de champs. Les méthodes retenues doivent pouvoir être mises en œuvre dans le cadre d'enseignements de lycées agricoles avec des apprenants de niveau et de parcours divers. À partir de cette demande, plusieurs axes ont été définis. Le premier d'entre eux consiste à développer une nouvelle méthode combinant différentes techniques de capture. Cette méthode doit permettre de caractériser au mieux l'entomofaune fonctionnelle d'un aménagement de bordure de parcelle agricole, en optimisant l'effort d'échantillonnage. Le second axe vise à développer une procédure de caractérisation de la flore (espèces, recouvrement, phénologie) compatible avec la majorité des référentiels des formations de l'enseignement agricole. Enfin, il est nécessaire de proposer des outils, des indicateurs et une procédure de traitement des échantillons permettant une interprétation rapide et facilement intelligible des données récoltées. Le travail réalisé durant cette étude cherche donc à répondre à ces trois objectifs pour, finalement, livrer un protocole complet.

2. Présentation des structures

Pour mener à bien ce projet, trois partenaires se sont regroupés. Dans cette partie, ces trois structures seront présentées succinctement afin de faire ressortir leurs spécificités propres.

2.1. L'IGEPP

L'IGEPP, Institut de Génétique, Environnement et Protection des Plantes, est une unité mixte de recherche (UMR) répondant à des enjeux sociétaux importants en agronomie, pour une agriculture plus économe en engrais et en pesticides, préservant et utilisant la biodiversité. Au sein de l'IGEPP, l'équipe Écologie et génétique des insectes (EGI) rassemble 39 scientifiques titulaires et contractuels, 17 techniciens et 12 doctorants appartenant à l'INRA,

AGROCAMPUS OUEST Rennes et Angers et l'Université de Rennes 1. Elle développe des recherches sur les insectes ravageurs des grandes cultures et des plantes maraîchères ainsi que sur leurs ennemis naturels pour comprendre comment ils évoluent en réponse à des changements anthropiques, comment ils interagissent avec les facteurs biotiques et comment ils participent aux réseaux trophiques. L'équipe EGI contribue également à l'élaboration de stratégies de lutte durables basées sur des outils d'aide à la décision et la gestion intégrée des insectes ravageurs des cultures. Les recherches développées au sein de l'équipe visent principalement à identifier les mécanismes écologiques, évolutifs et moléculaires gouvernant certains traits adaptatifs à fort impact agronomique d'insectes phytophages (pucerons et mouches) et de leurs ennemis naturels (hyménoptères parasitoïdes, prédateurs), décrire et comprendre les réseaux d'interactions entre les insectes phytophages, leurs plantes-hôtes, leurs ennemis naturels et leur cortège microbien (symbiotes bactériens, phytovirus), évaluer et prévoir l'influence des paysages et des pratiques agricoles sur les populations et les communautés d'insectes associés aux agroécosystèmes, et proposer des stratégies durables reposant sur la gestion intégrée des ravageurs et la lutte biologique. L'équipe a développé une expertise reconnue entre-autre dans les domaines de la physiologie de l'insecte, de la dynamique des populations, de l'écologie comportementale, et de l'agroécologie.

Pour le projet FLOREGUL, l'équipe EGI de l'UMR IGEPP m'a accueilli à AGROCAMPUS-OUEST d'Angers. Trois enseignants chercheurs (Sandrine Huet, Yann Tricault et Bruno Jaloux) interviennent sur ce projet ainsi que deux techniciens de recherche (Ferréol Braud et Estelle Chenu).

2.2. L'Établissement Public Local d'Enseignement et de Formation Professionnelle Agricole (EPLEFPA) Angers Le FRESNE

Situé dans un département à l'économie agricole forte et variée, au cœur d'un des premiers bassins horticoles d'Europe labellisé pôle de compétitivité mondiale, l'EPLEFPA Angers Le FRESNE bénéficie par ailleurs d'une implantation très favorable à proximité de la ville d'Angers et du pôle universitaire angevin lui permettant d'adapter son projet d'établissement aux enjeux du « former à produire autrement » répondant à l'évolution des pratiques agricoles vers l'agroécologie, orientation forte du ministère de l'Agriculture. Ainsi, dotée d'une exploitation horticole performante techniquement, reconnue par les professionnels et très utilisée par la pédagogie, l'EPLEFPA développe depuis trois ans l'expérimentation pour le développement de modes de production innovants en horticulture pleine terre et sous abris au

travers notamment du Réseau Mixte Technologique (RMT) Biodiversité et Agriculture et du RMT Système de cultures Innovant. Enfin situé à l'articulation d'une zone environnementale remarquable (Basses Vallées Angevines) aux multiples classements (Natura 2000, RAMSAR), et de l'aire urbaine angevine, l'établissement développe aujourd'hui une approche écologique pour la gestion de son site intégrant aussi les enjeux de biodiversité urbaine.

Deux personnes s'occupent du projet sur place : Marie-Paule Droillard, chargée de mission biodiversité et certification environnementale, et enseignante en agronomie, ainsi qu'Éric Duclaud, directeur de l'exploitation du lycée Le FRESNE.

2.3. L'EPLEFPA NATURE de La Roche-sur-Yon

Implanté dans l'un des territoires les plus ruraux de France et dans un bocage dense en situation périurbaine, l'EPLEFPA du Lycée NATURE de La Roche-sur-Yon a pour projet de mettre en place les outils et les réflexions utiles à la formation des actuels et futurs acteurs du monde agricole et rural. Plus spécifiquement, le Lycée NATURE s'est engagé depuis 2010 sur des programmes d'expérimentation mis en place sur son exploitation labellisée Plateforme régionale d'Innovation en « Agriculture biologique et périurbaine durable », sur les grandes problématiques suivantes : Aider à construire et définir les conditions d'une agriculture périurbaine durable, intégrée sur son territoire, contribuer à la production de connaissances scientifiques et techniques accrues sur la thématique « Agriculture et Biodiversité » pour aider à l'émergence de modèles agricoles innovants en la matière. Pour d'atteindre ses objectifs, le Lycée NATURE s'implique dans de nombreux programmes, en lien avec le RMT Biodiversité et Agriculture et le Casdar BiodivEA. Le lycée s'engage également pour le développement de l'agroécologie afin de favoriser entre autres, le maintien des services écosystémiques et plus spécifiquement ceux en lien avec les pollinisateurs sauvages (programme POLLIAGRO) et les auxiliaires des cultures (Casdar MUSCARI). Enfin, à travers de nombreuses collaborations (Chambre Agriculture 85 et Pays de la Loire), l'établissement développe ses actions de communication et de transfert vers les établissements de formation et vers les différents acteurs du territoire.

Deux personnes suivent le projet FLOREGUL sur place : Rémy Chifflet, chef de projet partenariats Agriculture et Biodiversité et Animateur régional « agroécologie » et Cyrielle Varenne chargée de mission expérimentation.



Figure 3 : Localisation des sites d'études du projet FLOREGUL. Source : Encyclopédie Larousse en ligne

3. Matériels et méthodes

Pour mener à bien ce projet, chacun des trois partenaires présentés précédemment a semé une bande fleurie, composée des mêmes espèces, sur leur exploitation respective. Les méthodes de piégeage et le protocole de caractérisation de la végétation sont expérimentés sur ces bandes.

3.1. Les sites d'études

Les trois sites de l'étude présentent des caractéristiques communes. Tout d'abord d'un point de vue géologique, l'ensemble des sites se trouve sur le Massif Armoricain (Fig.3). Le climat est également similaire, il s'agit dans les trois cas d'un climat océanique tempéré. L'implantation de la bande fleurie répond, elle aussi, à des critères communs aux trois sites. Il s'agit de bandes de trois mètres de large semées durant le mois de mars.

Pour AGROCAMPUS d'Angers, le mélange fleuri a été semé le 9 mars 2015 sur deux bandes de trente mètres espacées l'une de l'autre de deux mètres. Les bandes sont orientées nord-ouest. À l'est se trouve un verger plurispécifique, au nord et à l'ouest il s'agit d'un gazon semé (annexe 1). Le sol de ce site est très sableux. Au lycée Le FRESNE le mélange fleuri a été semé en bordure d'une parcelle de blé sur un sol sablo-limoneux durant la semaine du 9 mars 2015. La bande fleurie mesure 120 mètres, elle est orientée nord-ouest. Du côté nord de la bande se trouvent un fossé et un muret en pierres puis un parc boisé (annexe 2). La troisième bande fleurie semée la semaine du 20 mars 2015 sur l'exploitation du lycée NATURE de La Roche-sur-Yon mesure 45 mètres. Cette bande se trouve sur un talus à proximité d'une parcelle de lentille, le sol est plus argileux que sur l'exploitation du FRESNE. Elle est orientée nord (annexe 3).

3.2. Sélection des espèces semées

La sélection des espèces végétales a été réalisée par Sandrine Huet, Bruno Jaloux et Yann Tricault. Le mélange doit répondre à plusieurs impératifs. Le projet étant à destination des lycées agricoles, il doit permettre la présence d'espèces au stade floraison aux périodes durant lesquelles les élèves sont encore présents. De plus, les espèces doivent être ubiquistes afin de se développer sur des sols et des conditions climatiques variés. Le mélange se veut non horticole et généraliste, il n'est pas pensé pour attirer un groupe d'insectes particulier ni pour être semé en bordure d'une culture précise. Enfin les semences doivent être accessibles facilement et à un

Tableau I : Espèces végétales composant le mélange fleuri FLOREGUL, périodes de floraison et couleur des fleurs et inflorescences.

Famille	Nom latin	Nom commun	Floraison*							Couleur	
			avril	mai	juin	juille	août	sept	oct		nov
Apiacées	<i>Coriandrum sativum</i>	Coriandre cultivée									
Apiacées	<i>Foeniculum vulgare</i>	Fenouil commun									jaune
Astéracées	<i>Achillea millefolium</i>	Achillée millefeuille									rose
Astéracées	<i>Calendula officinalis</i>	Souci officinal									jaune
Astéracées	<i>Cyanus segetum</i>	Bleuet des champs									bleu
Astéracées	<i>Matricaria chamomilla</i>	Camomille sauvage									jaune
Boraginacées	<i>Phacelia tanacetifolia</i>	Phacélie									bleu
Brassicacées	<i>Sinapis alba</i>	Moutarde blanche									jaune
Fabacées	<i>Vicia sativa</i>	Vesce cultivée									violet
Malvacées	<i>Malva sylvestris</i>	Mauve sylvestre									rose
Poacées	<i>Schedonorus arundinaceus</i>	Fétuque élevée									
Polygonacées	<i>Fagopyrum esculentum</i>	Sarrasin									rose
Rubiacees	<i>Galium verum</i>	Galium vrai									jaune
			avril	mai	juin	juille	août	sept	oct	nov	
Nombre d'espèces potentiellement au stade floraison			3	6	12	13	13	12	7	2	

* références bibliographiques : figurés pleins Flore de Belgique ; figurés hachurés autres sources (Flore d'Europe occidentale, Tela botanica, Flore des Abbayes)

coût modeste. À partir de ces critères, de la littérature (Vattala *et al.*, 2006; Hogg *et al.*, 2011; Kopta *et al.*, 2012; Kuberappa *et al.*, 2012; Balzan *et al.*, 2014) et des travaux antérieurs de l'équipe EGI, treize espèces ont été retenues (tableau I). Le mélange comprend neuf familles, des fleurs de couleurs et de tailles différentes ce qui rend le mélange attractif pour un grand nombre d'insectes. Un intérêt a également été porté sur des espèces (*Vicia sativa*, *Cyanus segetum*), pourvues des nectaires extra floraux qui présentent un fort potentiel attractif pour les ennemis naturels des ravageurs (Jamont *et al.*, 2013). La fétuque élevée (*Schedonorus arundinaceus*), sans être attractive, fournit un couvert et un habitat propice à certains insectes notamment ceux se déplaçant au sol et favorise ainsi leur maintien sur place.

3.3. Le semis

Le semis a donné lieu à des préconisations afin de minimiser les disparités entre les sites. Le sol a été travaillé au moyen d'une herse rotative sur les trois sites. Du glyphosate a été appliqué afin de détruire le couvert existant sur le site du FRESNE.

Les semences de l'ensemble de l'étude proviennent du semencier PHYTOSEM. A partir des conseils de PHYTOSEM et de la littérature, la densité du semis a été fixée à 500 graines/m² équitablement réparties entre les 13 espèces végétales, soit par espèce 38 – 39 graines/m² (annexe 4), ce qui revient à semer un mélange de 4,6g/m² (calcul de PHYTOSEM de tenant compte notamment du poids moyen des graines de chaque espèce). Afin de faciliter le semis et d'apporter des éléments nutritifs aux futures plantules, ces 4,6 grammes de graines ont été complétées jusqu'à 30 grammes par du terreau.

Un traitement anti-limace, homologué en agriculture biologique (FERRAMOL®), à raison de 12 g/m² a été appliqué durant les trois semaines suivant le semis (une fois par semaine) sur le site d'AGROCAMPUS-OUEST et une application unique a eu lieu la semaine suivant le semis sur le site du FRESNE. Étant donné la nature très sableuse du sol sur le site d'AGROCAMPUS-OUEST, des arrosages réguliers ont été nécessaires durant le premier mois suivant le semis.

3.4. Le protocole expérimental de piégeage

L'un des objectifs de ce stage est de développer un protocole simple basé sur une combinaison de méthodes existantes et éprouvées qui soit représentative de la diversité de l'entomofaune tout en restant relativement aisée à mettre en place dans le cadre d'activités



Figure 4 : Piège Barber de diamètre 5,5 cm utilisé pour la capture des insectes se déplaçant au sol. Ces pièges sont placés sur la ligne médiane de la bande fleurie. Source : A.Villeneuve



Figure 5 : Piège Barber de diamètre 11 cm utilisé pour la capture des insectes se déplaçant au sol. Ces pièges sont placés sur la ligne médiane de la bande fleurie. Source : A.Villeneuve



Figure 6 : Tente de Malaise à l'interface entre la bande fleurie et la parcelle cultivée. Ce type de piège est principalement efficace sur les insectes volants légers. Source : A.Villeneuve



Figure 7 : Piège cornet placé tête-bêche à l'interface entre la bande fleurie et la parcelle cultivée. Ce type de piège est principalement efficace sur les insectes volants légers. Source : A.Villeneuve



Figure 8 : Piège à verre à hauteur variable utilisé pour la capture des insectes volants entre la bande fleurie et la parcelle cultivée. Ce type de piège est principalement efficace sur les insectes volants lourds. Source : A.Villeneuve

pédagogiques. Pour parvenir à une combinaison de pièges optimale, le travail consiste à sélectionner puis tester et comparer différents types de pièges entomologiques.

3.4.1. Les pièges

Il existe une grande diversité de pièges entomologiques qui possèdent leurs spécificités propres et sont efficaces sur un spectre plus ou moins large de groupes d'arthropodes. Des contraintes sont inhérentes au fait que ce protocole soit à destination des apprenants et des équipes pédagogiques. En effet, les établissements d'enseignement agricoles doivent pouvoir en faire l'acquisition aisément et à moindres frais ou les fabriquer en interne. Ils ne doivent pas nécessiter un temps de mise en place ou un niveau de technicité important.

Pour les arthropodes se déplaçant au sol, les pièges Barber sont utilisés de façon systématique (Woodcock *et al.*, 2005). En revanche, leur taille et leur modalité de placement ne sont que très peu standardisées et peuvent conditionner la diversité et l'abondance des espèces capturées. (Pearce *et al.*, 2005; Santos *et al.*, 2007). Deux tailles de pièges Barber sont testées dans cette étude. Les premiers sont des piluliers d'un diamètre de 5,5 cm (Fig.4) et les seconds des pots de crème de 50 cl d'un diamètre de 11 cm (Fig.5).

Pour les insectes volants, les pièges Malaise et les pièges d'interception à vitre sont les plus utilisés, respectivement pour les insectes légers cherchant à monter lors de la rencontre d'un obstacle et pour les insectes qui se laissent tomber (Sarhou & Vallet, 2010). Le piège Malaise capture un très grand nombre d'individus, ce qui peut rendre le traitement des échantillons fastidieux. De plus, le prix de ce piège, environ 250 €, paraît excessif pour les lycées agricoles. Le piège cornet unidirectionnel pourrait être un bon substitut au Malaise (Sarhou, 2009). Ces deux types de piège sont donc testés durant cette étude. Les pièges Malaise sont obtenus auprès de B&S entomological services. Leur surface de capture est de 22 525 cm² dans les deux sens (Fig.6). Les pièges cornet (Fig.7) sont disposés tête-bêche afin d'échantillonner dans les deux sens. Les pièges cornet apportent de ce point de vue une information supplémentaire aux tentes de Malaise, car ils permettent de connaître la direction suivie par l'insecte lors de sa capture. Chaque piège cornet présente une surface de capture de 3468 cm². Les pièges à vitre (Fig.8) ont une surface de capture de 1250 cm² dans les deux sens. Comme pour les pièges cornet, les pièges à vitre captent les insectes dans des collecteurs différents suivant la direction. De plus, ces pièges permettent de choisir la hauteur à laquelle on souhaite intercepter afin, par exemple, de suivre la hauteur de la végétation. Les pièges cornet



Figure 9: Piège jaune attractif utilisé pour la capture des insectes pollinisateurs. Source: A.Villeneuve

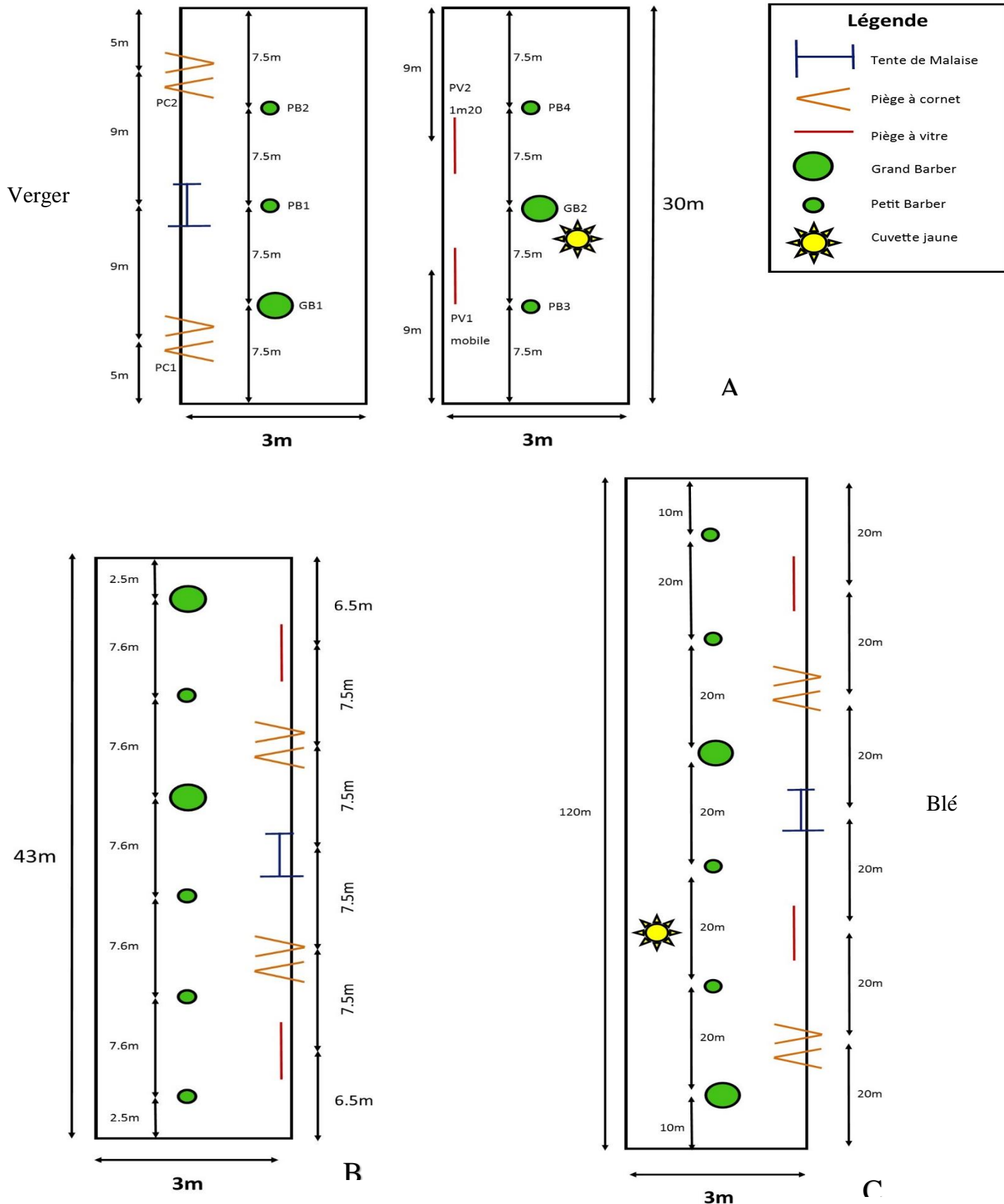


Figure 10 : Dispositif expérimental de piégeage sur le site de d'AGROCAMPUS (A) ; du Lycée NATURE (B) ; du lycée Le FRESNE (C)

et les pièges à vitre à hauteur variable (PVHV) ont été conçus et confectionnés durant ce stage. Des fiches d'aide pour la fabrication de ces pièges ont été rédigées et incluses dans le protocole à destination des lycées agricoles (annexe 5), afin de standardiser l'effort d'échantillonnage, rendre leur fabrication plus aisée et moins onéreuse pour les établissements d'enseignement agricoles.

Les pièges décrits ci-dessus sont des pièges passifs et non attractifs. Afin d'étudier la complémentarité d'autres types de pièges, des captures à l'aide de bols jaunes (Fig.9) et des captures au filet fauchoir (méthode active) ont eu lieu. Les bols jaunes permettent d'attirer les insectes qui visitent les fleurs et sont également efficaces sur les Hyménoptères parasitoïdes (Duelli *et al.*, 1999). Le filet fauchoir pourrait permettre de capturer des arthropodes notamment des araignées (Courtial, 2015) qui ne l'auraient pas été par les autres types de pièges.

3.4.2. Les dispositifs expérimentaux

Les trois bandes fleuries n'étant pas identiques entre les sites, les pièges ne sont pas placés suivant une disposition commune. Ils sont disposés de façon à maximiser la distance entre les pièges de même type afin de réduire les interactions éventuelles et de couvrir l'ensemble de la bande (Fig.10). Les pièges d'interceptions sont placés de façon à capturer perpendiculairement à l'interface bande - culture. Les pièges Barber sont placés sur l'axe médian de la bande. Concernant les pièges à vitre, un des deux pièges de chaque site est placé au niveau du haut de la végétation et ajusté chaque semaine si nécessaire, l'autre piège est fixe à 1,20m du sol. Pour des raisons pratiques (nécessité d'ajuster le niveau du liquide de conservation fréquemment) et d'organisation du travail sur place le dispositif mis en place au lycée NATURE ne comprend pas de bol jaune. Les captures au filet fauchoir ont eu lieu sur le dispositif du lycée Le FRESNE le 23 juin 2015 à 14H30 par une température de 24°C et 7 km/h de vent. La capture est réalisée par dix coups de filet sur un transect de dix mètres au centre de la bande. Cette opération est effectuée deux fois.

Le liquide utilisé pour les pièges Barber, les pièges à vitre et les pièges jaunes est composé d'eau à demi saturée de sel (agent conservateur) et de quelques gouttes de produit vaisselle inodore et incolore (agent mouillant). Les pièges cornet et les tentes Malaise, utilisent quant-à-eux, de l'alcool à 40°C, permettant une meilleure conservation des échantillons et réduisant ainsi leur manipulation. L'alcool n'a pas été utilisé pour les autres pièges en raison de son évaporation trop rapide.

La période de capture s'étend sur 4 semaines entre le 28 mai et le 29 juin 2015. Les récoltes ont lieu une fois par semaine. Durant cette étude, seules les deux premières semaines de capture ont été traitées. Les deux semaines restantes pourront être utilisées lors de la troisième action de FLOREGUL afin de tester les outils pédagogiques.

3.5. La procédure de traitement des échantillons de l'entomofaune

La richesse spécifique et l'abondance des arthropodes récoltés étant importantes, le choix a été fait de s'affranchir de la détermination à l'espèce des individus. Les échantillons sont donc triés selon la méthode dite de Rapid Biodiversity Assessment (RBA). D'un point de vue pédagogique, cette méthode a pour avantage de conduire plus rapidement les élèves à des résultats exploitables, sans pour autant renoncer aux observations des insectes récoltés. Ainsi, les apprenants pourront appréhender l'ensemble de la diversité de l'entomofaune présente dans les bordures de parcelles, dans un laps de temps compatible avec les contraintes de la formation et leur niveau en entomologie.

3.5.1. La méthode RBA

La méthode RBA a été mise en place pour faire face à certains problèmes dans l'appréhension de la biodiversité, essentiellement le manque de spécialistes qualifiés en taxonomie pour l'identification à l'espèce et le coût financier d'un inventaire spécifique exhaustif. Cette méthode consiste à effectuer des échantillonnages de la biodiversité les plus complets possible tout en s'affranchissant de la taxonomie classique. L'identification à l'espèce est remplacée par une détermination basée sur des critères morphologiques visibles à l'œil et un tri intuitif des individus. Ainsi, l'unité de mesure utilisée est l'espèce dite « morphologique » et l'on parle de « Morphotype » (MT). L'ordre est généralement le seul niveau taxonomique atteint avec certitude. Les individus de chaque ordre (ou niveau taxonomique inférieur) sont ensuite triés par MT. Développé en Australie sur les arthropodes (Oliver & Beattie, 1993), l'intérêt pour ce concept a vite grandi. De nombreux travaux de recherche portant sur la comparaison entre taxonomie classique et parataxonomie permettent d'attester et de valider l'intérêt scientifique de la méthode RBA sur les arthropodes (Krell, 2004). Une étude menée en Suisse (Obrist & Duelli, 2010) confirme que le tri par la méthode RBA est un bon indicateur de la biodiversité permettant d'appréhender les services écosystémiques associés. Néanmoins il est nécessaire de préciser que la parataxonomie, donc la RBA, ne peut pas être utilisée pour effectuer un inventaire spécifique, une étude de la répartition géographique d'espèces ou la

détermination d'aire de protection, car elle n'apporte aucune précision sur la biologie des espèces présentes sur un territoire (Krell, 2004).

Cette méthode entraîne une perte d'informations, en effet, une même espèce peut être divisée en plusieurs MT. Ce phénomène, le « splitting », peut-être dû au polymorphisme ou au dimorphisme sexuel. A l'inverse, il peut y avoir réunion sous un même MT d'individus d'espèces différentes. C'est le phénomène de « lumping ». Le mimétisme entre certaines espèces, la diversité cryptique ou tout simplement des espèces proches morphologiquement, qui sont codées sous le même MT selon les critères de la méthode, sont des causes de « lumping ».

Une corrélation entre le nombre de MT et celui des espèces réelles, déterminées par des experts, a été testée sur plusieurs groupes taxonomiques, elle a été démontrée comme valide sur les arthropodes (Oliver & Beattie, 1993) et non valide sur d'autres groupes comme les végétaux (Abadie *et al.*, 2008). La RBA répond au besoin de méthodes standardisées (Duelli & Obrist, 2003). Pour les arthropodes, elle permet de détecter des différences significatives de répartition dans l'espace et dans le temps (Duelli *et al.*, 1999). La RBA semble donc être une méthode valide pour évaluer la biodiversité en arthropodes de manière quantitative.

La procédure suivie pour le tri des échantillons consiste donc, dans un premier temps, à trier l'ensemble des individus par ordre. Pour certains ordres, une détermination à un niveau taxonomique inférieur ne demandait pas d'observation plus coûteuse en temps, tout en permettant d'augmenter le niveau d'information. C'est le cas par exemple des coccinelles et des carabes chez les Coléoptères, ou bien des pucerons chez les Hémiptères. Une fois ce premier tri effectué, les individus sont classés selon des caractères aisément visibles et identifiables (taille, couleur, morphologie). Chaque nouveau MT ainsi constitué est codé par les cinq premières lettres de l'Ordre (ou niveau taxonomique inférieur) et un numéro. Au moins un individu de chaque morphotype est préservé dans l'alcool pour constituer une collection de référence. Il s'accompagne d'une description succincte du MT et de photographies.

3.5.2. La RBA et son application en pédagogie : l'application Insect'Finder

La RBA peut être utilisée afin de réduire le coût et le temps passé à l'identification des arthropodes dans le cadre d'activités de recherche, mais la pédagogie constitue un autre champ d'application possible pour cette méthode. Le Centre d'Expertise et de Transfert Universitaire (CETU) Innophyt de Tours, qui travaille en collaboration avec l'institut de recherche sur la

biologie des insectes (IRBI), a développé une application pour tablette (Insect'Finder) basée sur la RBA par trait fonctionnel. Cette application permet de trier les insectes selon leur régime alimentaire, en répondant à une série de questions sur le même principe qu'une clé dichotomique. Insect'Finder permet de guider l'utilisateur dans l'observation des insectes qu'il cherche à trier, en utilisant les capacités des outils multimédias. De plus, l'application donne la possibilité d'organiser directement et rapidement les données par types de pièges, stations et dates. L'ensemble des données est exportable dans un tableur. Cela permet, par exemple, lors d'une utilisation en classe, de gagner du temps sur la mise en commun et la saisie des données.

3.5.3. Comparaison RBA - Insect'Finder - Taxonomie

Durant cette étude, en plus d'un tri selon la méthode RBA, décrite dans la section précédente, les échantillons récoltés dans les Barbers du FRESNE sont triés avec l'application Insect'Finder. L'objectif est de tester cette application durant la fin de la phase de développement afin d'échanger avec le personnel du CETU Innophyt. Des ajustements en vue d'une utilisation par des élèves de lycée agricole pourront alors être apportés si nécessaire.

L'ensemble des échantillons récoltés dans les pièges Barber sont identifiés, au minimum à la famille, par Estelle Chenu, adjointe technique en entomologie à Agrocampus-Ouest. La corrélation entre les données obtenues par la taxonomie classique et la RBA est calculée. Le temps disponible ayant conduit à restreindre l'utilisation de l'application Insect'Finder sur les seuls Barber du FRESNE, la comparaison entre les données issues du tri avec l'application et celles issues des deux autres méthodes (RBA et taxonomie) porte uniquement sur ces échantillons.

3.6. Le protocole expérimental de caractérisation de la végétation

Concernant la caractérisation de la végétation, l'objectif est le même que pour l'entomofaune, à savoir mettre au point un protocole applicable par des élèves ne disposant pas encore de connaissances approfondies en botanique, mais qui apporte les informations utiles pour appréhender la diversité floristique de ces aménagements. Ces informations doivent également permettre de rapprocher les caractéristiques floristiques des bandes de la diversité entomologique observée. Nous cherchons donc à mettre au point un protocole permettant de caractériser la végétation tant au niveau de sa richesse spécifique, que de sa composition et de sa structure. Les stades phénologiques conditionnant les ressources trophiques disponibles pour

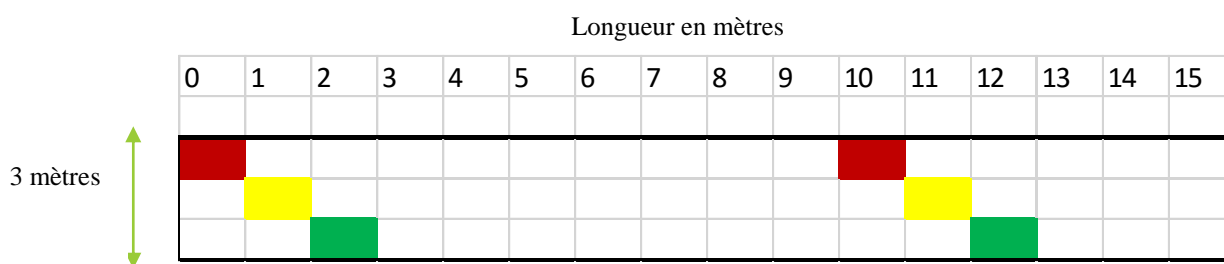


Figure 11 : Placement des quadrats pour les relevés de recouvrement et la phénologie. Cette disposition est appliquée sur la totalité de la longueur de la bande.

Tableau II : Coefficients de Braun-Blanquet et correspondance en pourcentage de recouvrement

coefficient de Braun-Blanquet	recouvrement
R	moins de 10 pieds
+	< 1 %
1	[1 - 5[%
2	[5 - 25[%
3	[25 - 50[%
4	[50 - 75[%
5	[75 - 100] %

Tableau III : Correspondances entre les notes et le pourcentage de pieds aux différents stades phénologiques.

Note	pourcentage de pied à un stade donné
D]0 - 25[%
C	[25 - 50 [%
B	[50 - 75 [%
A	[75 - 100] %

l'entomofaune, il nous paraît indispensable de prendre en considération cet aspect dans le protocole final.

Les bandes fleuries, pouvant s'apparenter à un milieu prairial homogène, la méthode la plus appropriée pour procéder à un inventaire floristique semble être celle développée par Braun-Blanquet (Braun-Blanquet, 1928) qui consiste à associer à chaque espèce présente un coefficient traduisant son recouvrement dans le quadrat. Le tableau II présente les coefficients utilisés.

Afin de définir le nombre de relevés nécessaire dans le protocole final à destination des lycées agricoles, nous avons choisi un échantillonnage systématique par des quadrats de 1m². Les bandes ont été découpées en trois sous-bandes de un mètre de large, dans chacune de ces sous-bandes un quadrat est placé tous les dix mètres en quinconce d'une sous-bande à l'autre. Dans chaque quadrat, un relevé exhaustif des espèces constituant le mélange FLOREGUL est effectué (Fig.11). En revanche, dans un souci de simplification du protocole à destination des établissements d'enseignements agricoles, les espèces spontanées et leur coefficient d'abondance dominance de Braun-Blanquet associé sont regroupées par famille. Par exemple, par quadrat, un coefficient traduit le pourcentage de recouvrement de l'ensemble des graminées. Concernant la phénologie, dans chaque quadrat et pour chaque espèce composant le mélange semé, le pourcentage de pieds aux différents stades (végétatif, bouton, fleur, fruit, sénescence) est estimé visuellement et traduit sous forme d'une note (Tab.III). Les valeurs de recouvrement des espèces au stade fleur sont calculées en multipliant le recouvrement moyen de l'espèce par son taux de floraison moyen.

Les relevés de végétation complets (recouvrement et phénologie) sont effectués lors de la mise en place des pièges (semaine 1 de la campagne) et deux semaines après (semaine 3). En semaine 2 et 4, seuls des relevés phénologiques sont effectués. Le relevé phénologique de la deuxième semaine n'a pas eu lieu au lycée Nature.

3.7. Les caméras trajectométriques

Comme cela est rappelé dans l'introduction du présent document de nombreuses études démontrent l'attractivité des aménagements de bordure de parcelle pour les entomophages. En revanche peu de données quantitatives sont disponibles pour nous renseigner sur les flux d'insectes entre l'aménagement et la parcelle elle-même. Nous avons donc cherché à mettre en évidence et à quantifier l'effet de la bande fleurie sur les mouvements d'insectes entre l'aménagement de bordure et la parcelle cultivée.

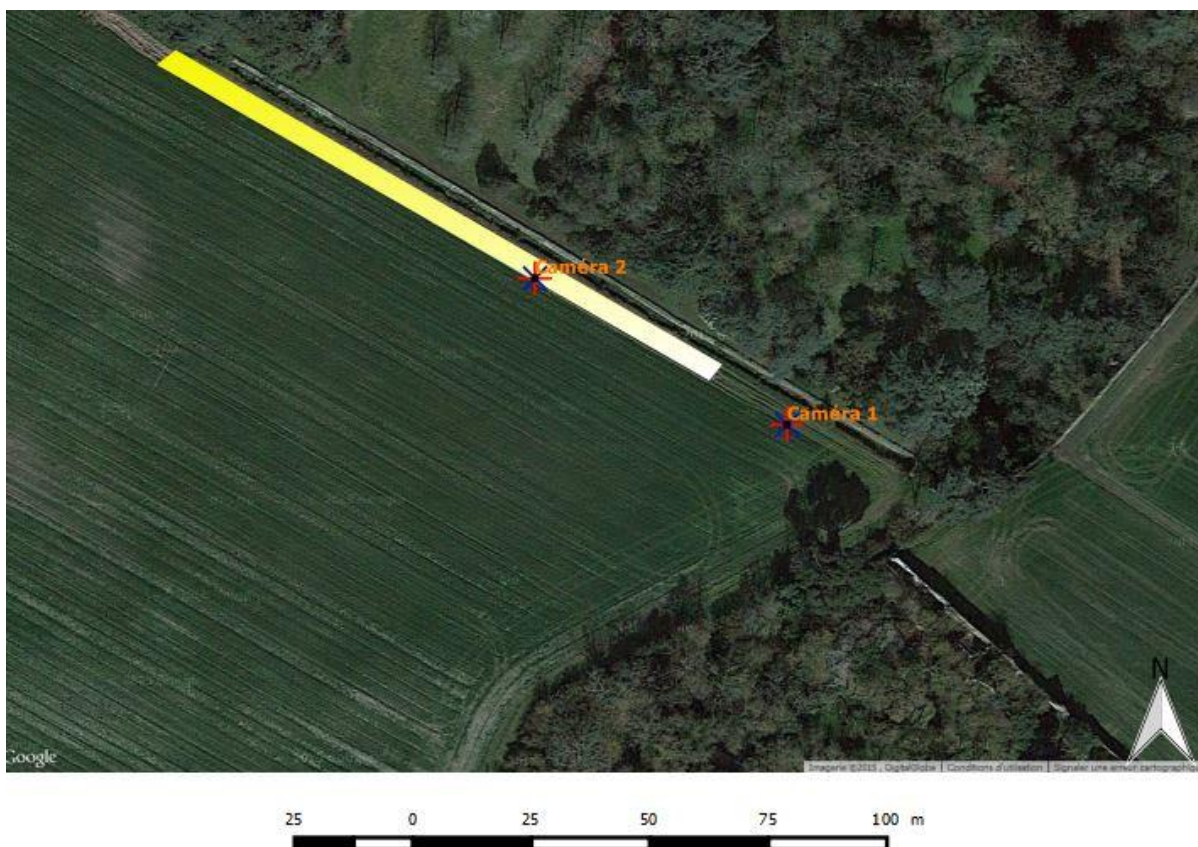


Figure 12: Emplacement des caméras en bordure de parcelle sur le site du FRESNE. La caméra 1 est placée à l'interface parcelle-végétation spontanée, la caméra 2 à l'interface parcelle-bande fleurie



Figure 13 : Dispositif d'enregistrement vidéo des flux d'insectes en bordure de culture, la caméra BEECAM est située à 1m20 du sol et à 60cm du panneau. Source : A.Villeneuve.

La société ADVANSEE et le Centre technique interprofessionnel au service de la filière fruits et légumes (CTIFL) de Carquefou développe actuellement un système permettant de compter les passages d'insectes et d'obtenir leur trajectoire. Ce système est composé d'une caméra et d'un logiciel de traitement vidéo. La caméra BEECAM, développée par la société ADVANSEE, permet de programmer la prise de vidéos. Une fois la programmation effectuée, les séquences d'enregistrement sont exécutées automatiquement et stockées sur un média USB. L'objectif est d'enregistrer, de manière totalement passive, le passage d'insectes volants. Les données sont horodatées et peuvent être traitées ultérieurement. Le logiciel AGATHE permet de dénombrer les insectes passant dans une zone d'intérêt définie (une fleur, une inflorescence ou toute autre zone d'intérêt). Les vidéos sont analysées par le logiciel et les données issues des comptages sont présentées sous la forme d'un fichier Excel en référence à la vidéo. Pour chaque détection d'insecte, l'image, les positions dans l'image et l'orientation du passage (entrant/sortant de la zone d'intérêt) sont fournies.

Ce système est positionné à l'interface entre la culture et la bordure, l'objectif est d'observer les effets de la présence de la bande fleurie sur les flux d'insectes au niveau de cette interface. Sur la parcelle de blé du lycée agricole Le FRESNE, une caméra est positionnée entre la bande fleurie et la parcelle, une seconde est placée en bordure de la même parcelle en absence de bande fleurie (Fig.12). Un fond (permettant l'observation avec un point focal infini) de couleur grise (ni attractive, ni répulsive pour les insectes) est placé à 60 cm de l'objectif de la caméra. Le volume dans lequel la camera va comptabiliser les insectes est donné par la formule suivante : $(\text{distance de l'objet} \times 0,684) \times (\text{distance de l'objet} \times 0,906) \times \text{distance de l'objet}$. Nous avons donc filmé les insectes dans un volume de $13,385 \times 10^{-2} \text{ m}^3$ (Fig.13). Étant donné la résolution (640×480), les insectes sont détectés lorsque leur taille est supérieure à 1,4 mm (taille des pixels). Trois enregistrements de 2 heures sont ainsi effectués simultanément avec deux caméras. Le premier enregistrement a eu lieu le 23 juin 2015 entre 10H et 12H. Les deux autres ont été effectués le 1 juillet 2015 entre 10H et 12H et entre 14H et 16H.

3.8. Traitements statistiques

L'ensemble des tests statistiques présentés dans les sections suivantes sont réalisés à l'aide du logiciel R 3.1.3 (R Core Team, 2015), des packages BiodiversityR (Kindt & Coe, 2005) et Rcommander (Fox, 2005). Le logiciel SimStat 2.6.2 est utilisé pour le Bootstrap réalisé sur les relevés floristiques.

3.8.1. Traitement statistique de la campagne de capture

Pour rappel, l'objectif de cette étude est de comparer l'efficacité de différents types de pièges et de combinaisons de pièges pour rendre compte de la diversité de l'entomofaune. Cette comparaison se base sur les différences de richesse morphotypique entre les pièges.

Afin de tester si l'hypothèse selon laquelle le site d'étude influence la composition morphotypique des échantillons récoltés, un test du Chi² est effectué.

La distribution Normale des données est vérifiée avec le test de Shapiro-Wilk. La distribution des données est considérée comme normale pour une P-value supérieure à 0.05. Malgré la transformation des données en logarithme et en racine carrée, celles-ci ne suivent pas la loi Normale. Le test non paramétrique de Wilcoxon apparié est utilisé afin de mettre en évidence un éventuel effet de l'orientation des pièges cornet sur les morphotypes capturés et leur abondance. L'effet de la hauteur de la vitre d'interception des PVHV et la taille des pièges Barber sont testés de la même façon. L'outil en ligne Venny 2.0 (Oliveros, 2015) est utilisé pour construire les diagrammes de Venn.

Les distances de Jaccard ($D_j = 1 - J$) sont calculées pour comparer les pièges selon la composition en morphotypes des échantillons qu'ils permettent de récolter. En effet, leur surface de capture n'étant pas identique il n'est pas pertinent de prendre en compte les abondances des divers morphotypes. Pour rappel, l'indice de Jaccard est calculé de la façon suivante : $J = a / (a + b)$ où a représente le nombre de morphotypes présents dans les deux types de pièges et b le nombre de morphotypes présents dans un seul des deux types de pièges. La matrice des distances de Jaccard permet de tracer un dendrogramme présentant les regroupements hiérarchiques (méthode hclust) des différents types de pièges. La méthode d'agrégation utilisée est celle des moyennes.

3.8.2. Traitements statistiques des relevés de végétation

Dans un premier temps, l'influence de la date des relevés sur le recouvrement de la végétation dans la bande est testée. S'agissant une fois de plus de données n'ayant pas une distribution normale, un test non paramétrique s'impose. Les recouvrements moyens de chaque espèce, de la première et de la troisième semaine de relevés, sont soumis au test de Kruskal-Wallis et ce pour les trois sites.

Tableau IV: Nombre d'insectes détectés en bordure de parcelle avec le dispositif BEECAM

Date	placement	
	végétation spontanée	bande fleurie
01/07/15 de 10H à 12H	28	12
01/07 /15de 14H à 16H	23	21
23/06/15 de 10H à 12H	13	34
somme	64	67
moyenne	21.33	22.33
ecar-type	7.64	11.06

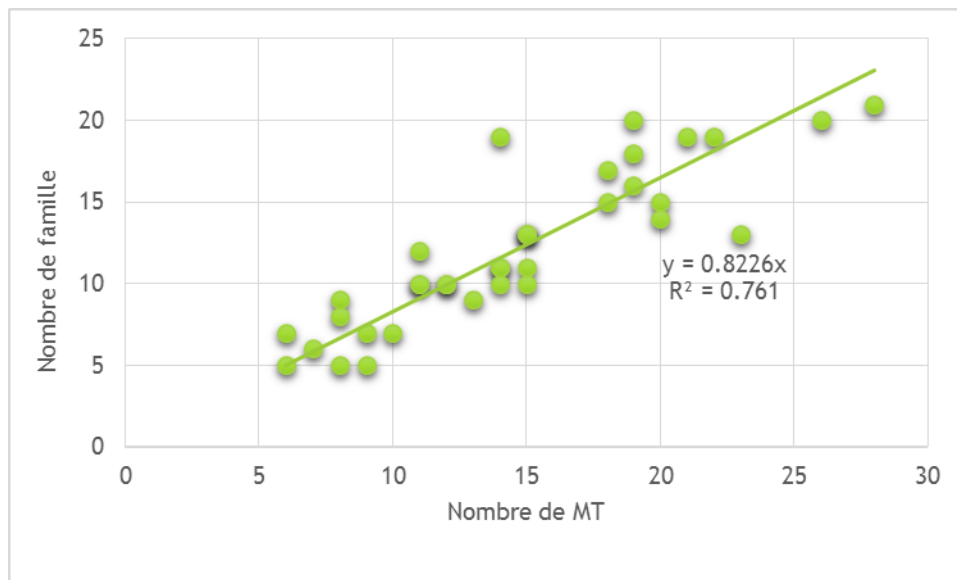


Figure 14 : Régression linéaire simple entre le nombre de morphotypes et le nombre de famille déterminé dans les pièges Barber, tous sites confondus.

Afin de rendre compte d'un possible effet de bordure sur le développement de la bande fleurie, les relevés sont regroupés selon leur position sur la bande. Une différenciation est effectuée entre la bordure côté culture et la bordure opposée. Les recouvrements moyens sont, une fois de plus, soumis au test de Kruskal-Wallis.

L'indice de Shannon H' ($H' = -\sum_{i=1}^S p_i \log p_i$) où i est une espèce du milieu d'étude et P_i la proportion de l'espèce i par rapport au nombre total d'espèces (S) dans le milieu d'étude est calculé avec les valeurs de recouvrement en fleur des espèces semées. Cet indice nous renseigne sur l'hétérogénéité de la diversité en fleurs au sein de la bande.

Pour répondre à l'objectif de simplification du protocole d'échantillonnage de la flore, nous cherchons à réduire le nombre de quadrats pour le protocole destiné aux établissements d'enseignements agricoles. Afin de déterminer le nombre de quadrats permettant d'obtenir une bonne représentativité des recouvrements des espèces semées un rééchantillonnage à l'aide d'un bootstrap (Efron, 1982) est effectué. Il s'agit d'effectuer 500 tirages aléatoires d'un nombre de quadrats défini permettant d'obtenir un intervalle de confiance pour les moyennes de recouvrement de chaque espèce. Les intervalles obtenus sont ensuite comparés à la moyenne obtenue avec l'ensemble des quadrats.

4. Résultats

4.1. Influence de la bande fleurie sur les flux d'insectes

Le tableau IV résume le nombre d'insectes détectés par le dispositif BEECAM pour chaque enregistrement de deux heures. Le test de Student (p-value = 0.9346) nous indique qu'il n'y a pas de différence significative entre les deux modalités.

4.2. Comparaison RBA – Taxonomie – et Insect'Finder

Pour rappel la comparaison entre la RBA et la taxonomie classique porte sur l'ensemble des individus piégés dans les Barber des trois sites durant les deux semaines. En revanche la comparaison de ces deux méthodes avec l'application Insect'Finder s'est faite uniquement sur les échantillons récoltés par les pièges Barber sur le site du lycée Le FRESNE.

Dans un premier temps, la corrélation entre le nombre de morphotypes et le nombre de familles taxonomiques est testée. Pour cela le graphique de la figure 14 est construit avec en abscisse, le nombre de morphotypes trouvés dans chaque Barber et en ordonnée, le nombre de familles. Le coefficient de corrélation est de 0,76. Il existe donc une forte corrélation positive

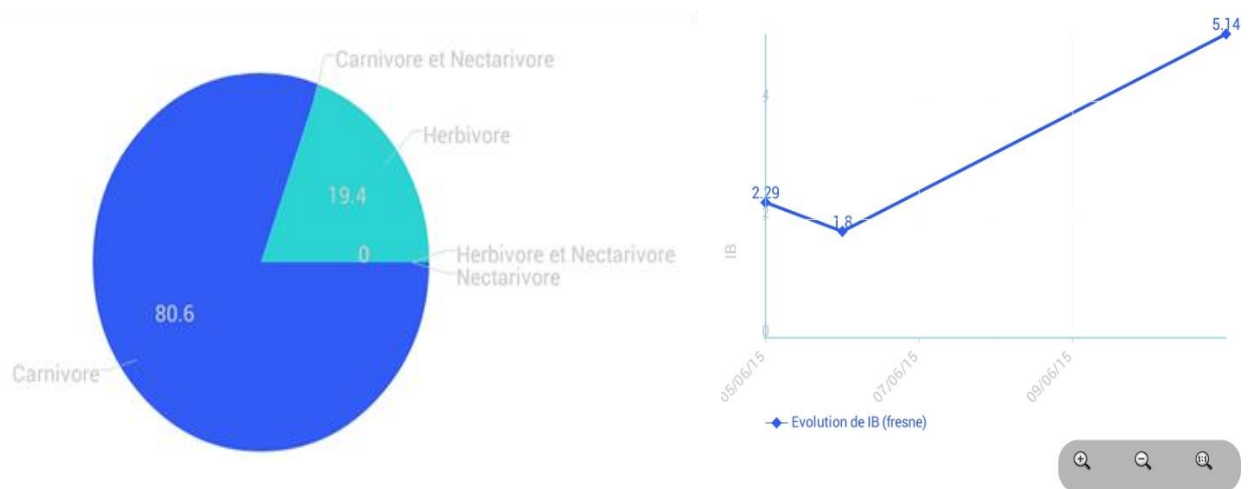
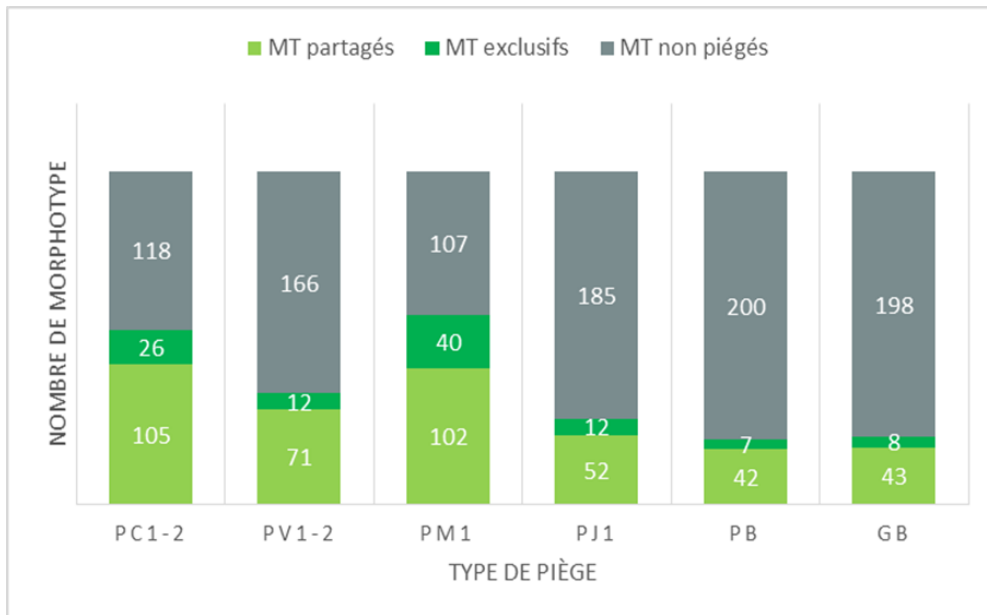


Figure 15: Représentations graphiques de la distribution des régimes alimentaires et de l'évolution de l'indice de biocontrôle obtenues avec l'application Insect'Finder

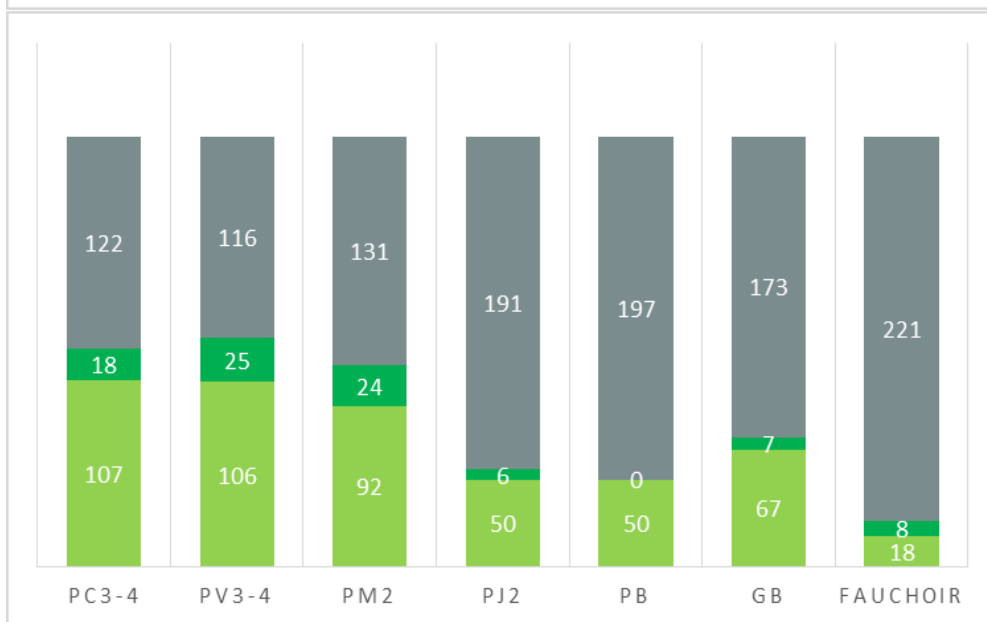
entre le nombre de familles réelles et le nombre de morphotypes. La corrélation entre le nombre de genres et de morphotypes pour les Araneae, les Carabidae et les Coccinellidae (seuls groupes déterminés en totalité jusqu'au genre) semble être très bonne. En effet, 8 genres de Carabidae sont présents dans les pièges Barber, la méthode RBA a permis de les trier en 7 morphotypes. Pour les Araneae 31 morphotypes ont été identifiés, dans le même temps la détermination classique à identifier 26 genres. Enfin pour les Coccinellidae 4 genres sont déterminés par la taxonomie contre 3 par la RBA.

Le nombre d'individus déterminés à l'espèce n'a pas permis d'étudier la corrélation entre le nombre de morphotypes et le nombre d'espèces réelles. Cependant, l'identification à l'espèce de l'ensemble des Carabes nous apprend que 10 espèces sont capturées dans les Barber. Dans le même temps 7 morphotypes de carabes sont recensés dans ces mêmes Barber. La RBA entraîne donc une perte de 30 % d'information sur la diversité des carabes piégés par les Barber.

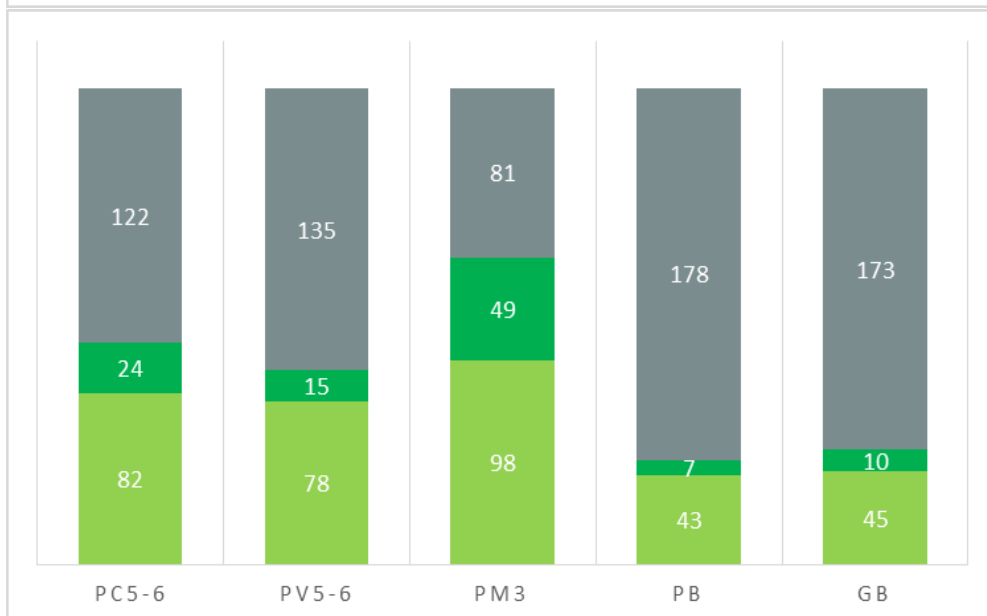
L'utilisation de l'application Insect'Finder ne permet pas d'estimer la diversité en arthropode. Sur l'ensemble des échantillons issus des pièges Barber, l'utilisation de la tablette permet de trier les individus dans 22 morphotypes dans le même temps le tri suivant la méthode RBA permet d'identifier 75 morphotypes différents. L'apport de l'application Insect'Finder concerne les informations relatives au régime alimentaire des morphotypes. L'application permet de visualiser ces informations sous forme de diagrammes et de graphiques (Fig.15). Il faut toutefois préciser que l'indice de biocontrôle ne prend pas en compte la spécificité des prédateurs envers un type de proies ou des parasitoïdes envers leurs hôtes. Il s'agit bien d'un indice qui informe sur le possible contrôle des ravageurs par leurs ennemis naturels.



AGROCAMPUS



Le FRESNE



NATURE

Figure 16 : Nombre de Morphotype piégé par au moins deux types de piège (vert clair), par un seul type de piège (vert foncé) et non piégé (gris). PC: piège cornet ; PV : piège à vitre ; PM : tente de Malaise ; PJ : bol jaune ; PB : Barber Ø 5,5 cm ; GB Barber Ø 11 cm.

4.3. Efficacité et comparaisons des types de pièges

Sur la campagne de capture de quatre semaines, seules les deux premières semaines sont traitées dans la présente étude. Ces deux semaines de piégeage représentent 9421 individus répartis dans 355 morphotypes.

4.3.1. Effet du type de piège sur la richesse morphotypique capturée

Notre première préoccupation concerne la répartition de la richesse morphotypique dans les différents types de pièges. La figure 16 représente le nombre de morphotypes piégés en fonction du type de piège, et fait apparaître le nombre de morphotypes présent uniquement dans un type de piège donné. Nous pouvons constater que, pour deux des sites (AGROCAMPUS et NATURE), la plus grande richesse morphotypique se retrouve dans les tentes Malaise. De plus, sur ces deux sites, la tente Malaise est le piège qui capture le plus grand nombre de morphotypes non présents dans les autres types de piège. En revanche, sur le site du FRESNE, la tente Malaise a capturé une diversité de morphotypes moindre.

Les pièges cornets et les pièges à vitre sont les deux types de pièges qui capturent la plus grande diversité de morphotypes après la tente Malaise. Sur chaque site, ces pièges permettent d'échantillonner entre 15 et 25 morphotypes non représentés dans les autres pièges.

Concernant les pièges Barber, bien que le périmètre cumulé soit identique, la richesse morphotypique est plus importante dans ceux de grande taille. Sur le site du FRESNE, les pots Barbers de 5,5 cm de diamètre n'apportent aucun morphotype nouveau par rapport aux autres pièges. En revanche, sur les deux autres sites de l'étude, cette taille de Barber apporte sept nouveaux morphotypes (ces morphotypes sont différents entre les deux sites). Le piège jaune, seul piège attractif testé, capture une soixantaine de morphotypes. Sur le site d'AGROCAMPUS, 12 de ces morphotypes sont propres à ce type de piège, pour le dispositif du FRESNE cette valeur est limitée à 6.

Enfin, le filet fauchoir, uniquement mis en œuvre sur le site du FRESNE à une date unique, a permis de capturer 26 morphotypes dont 8 qui ne sont pas présents dans les autres pièges. Au regard de l'investissement en temps (40 minutes), l'efficacité de cette méthode est correcte, mais le nombre de morphotypes piégés reste faible comparativement aux autres pièges.

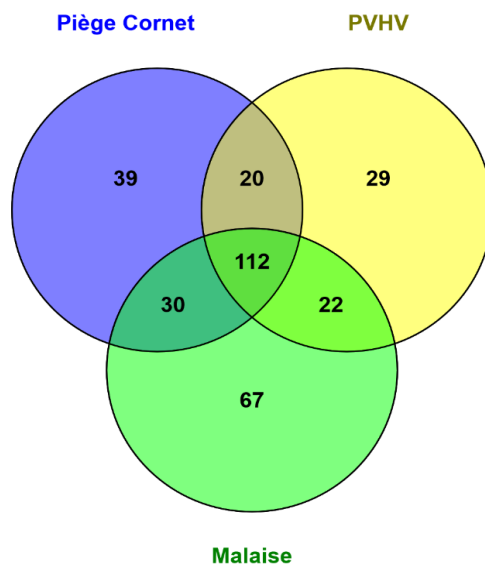


Figure 17: Diagramme de Venn présentant le nombre de morphotypes capturés par les pièges cornet, les pièges à vitre à hauteur variable et les tentes Malaise.

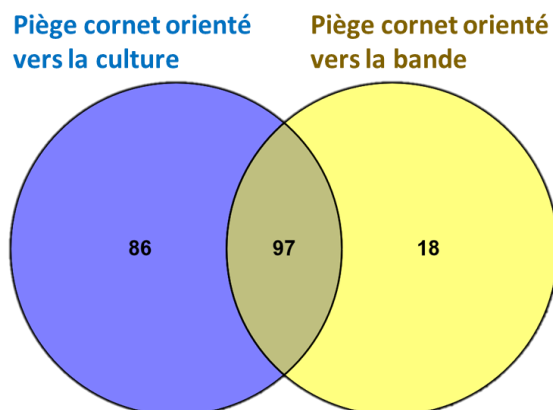


Figure 18: Diagramme de Venn présentant le nombre de morphotypes présent dans les pièges cornet en fonction de leur orientation.

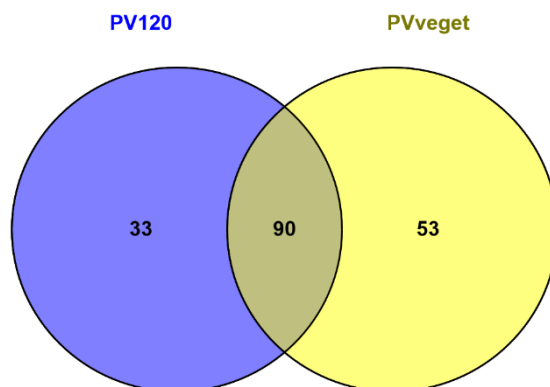


Figure 19: Diagramme de Venn présentant le nombre de morphotypes échantillonnés avec les pièges à vitre selon la hauteur de ces pièges. PV120 : vitre d'interception à 1m20 du sol ; PVveget : vitre d'interception à hauteur de végétation.

4.3.2. Effet du site d'étude sur la composition morphotypique des captures

Afin de comparer les pièges en s'affranchissant du facteur site, un test du χ^2 est effectué pour vérifier l'indépendance entre la composition en morphotypes des échantillons et les sites. La p-value (0.776) est supérieure au seuil α de 0,05, les captures ne sont donc pas dépendantes du site. Pour chaque type de piège, l'ensemble des morphotypes capturés sur les trois sites d'étude est pris en compte afin de construire la figure 17. Cette figure permet de confirmer les observations faites précédemment. En considérant les trois sites, la tente malaise est bien le piège qui permet la capture du plus grand nombre de morphotypes. Les pièges cornet et les pièges à vitre échantillonnent une diversité moindre, mais apportent néanmoins des informations supplémentaires quant à la diversité présente.

4.3.3. Richesse en morphotype selon l'orientation des pièges cornet

Dans un second temps, nous nous sommes intéressés à la mise en place des pièges cornet. Deux modalités sont considérées, soit le piège est placé avec l'ouverture orientée vers la culture, soit à l'inverse, l'ouverture est tournée vers l'intérieur de la bande. Le test de Wilcoxon apparié renvoie une p-value de $2.741e-06$. Une différence significative existe donc entre les échantillons issus de ces deux modalités. La figure 18 laisse clairement apparaître une efficacité supérieure des pièges dont l'ouverture est orientée vers la culture. En effet, avec cette configuration le gain en morphotype est de 59 % par rapport à l'orientation inverse. Il apparaît, cependant, que certains morphotypes sont présents uniquement dans les cornets orientés vers la bande.

4.3.4. Richesse en morphotype selon la hauteur des pièges à vitre

Afin de maximiser l'efficacité des pièges à vitre en termes de diversité de morphotypes capturés, deux modalités sont testées (piège à hauteur de végétation contre piège à 1m20). Le résultat du test de Wilcoxon (p-value = 2.327×10^{-2}) met en évidence une différence significative entre les captures des PVHV situés à 1m20 du sol et ceux placés à hauteur de végétation. La figure 19 indique que les pièges à vitre situés à hauteur de végétation capturent 16% de morphotypes supplémentaires par rapport au même piège à 1m20 du sol. En revanche, les PVHV placés à 1m20 permettent d'échantillonner 33 MT absents des pièges à hauteur de végétation.

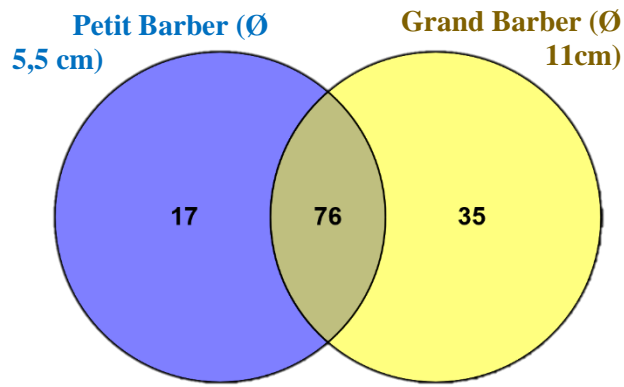


Figure 20: Diagramme de Venn présentant le nombre de morphotypes échantillonnés avec les Piège Barber selon le diamètre du piège.

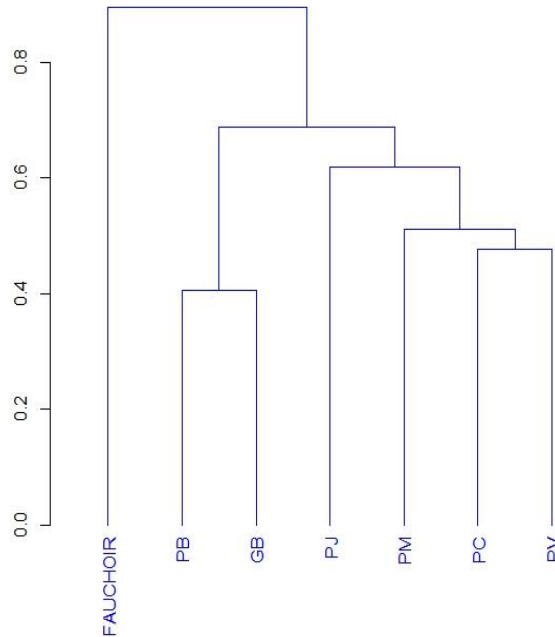


Figure 21 : Classification hiérarchique des types piège selon les distances de Jaccard. PB : Barber Ø 5,5cm ; GB : Barber Ø 11cm ; PJ : piège jaune ; PM : tente Malaise ; PC : piège cornet ; PV : Piège à vitre.

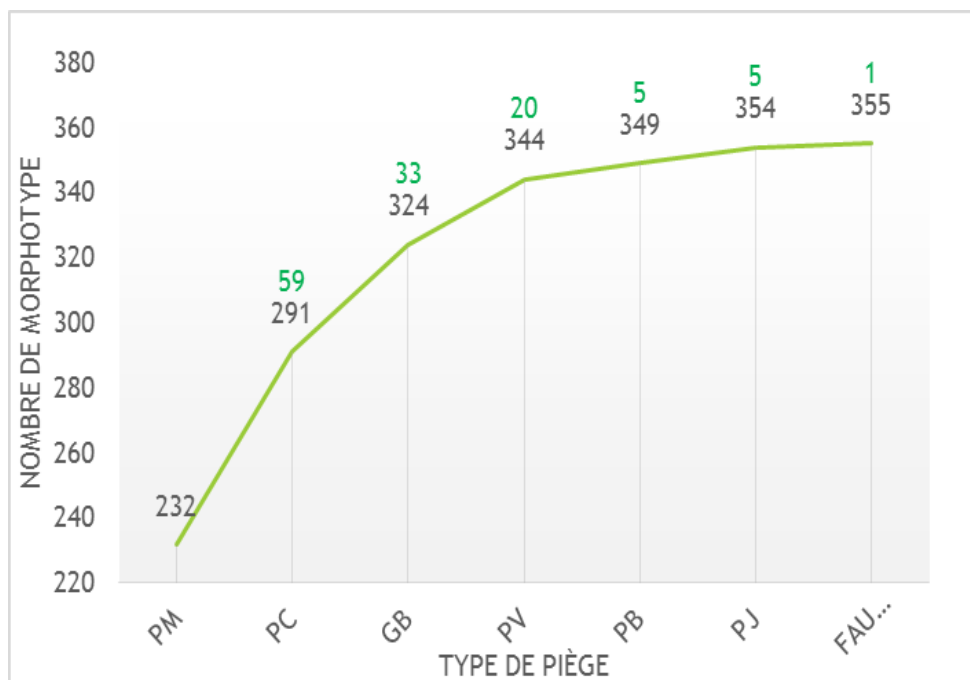


Figure 22: Accumulation des morphotypes en fonction des types de piège. PB : Barber Ø 5,5cm ; GB : Barber Ø 11cm ; PJ : piège jaune ; PM : tente Malaise ; PC : piège cornet ; PV : Piège à vitre ; FAU : filet fauchoir. En noir nombre de morphotype capturé au total. En vert nombre de nouveaux morphotype.

4.3.5. Richesse en morphotype selon le diamètre des pièges Barber

Les périmètres de capture cumulés des pièges Barber de 5,5 cm et des pièges Barber de 11 cm sont équivalents (2m07). Cependant, le test de Wilcoxon apparié (p -value = 1.761×10^{-2}) indique que les deux tailles de piège Barber ne fournissent pas les mêmes informations. Avec un diamètre de 11 cm, la richesse morphotypique récoltée est plus importante (Fig.20). En revanche, 17 morphotypes piégés par les pots Barber de 5,5 cm de diamètre ne le sont pas par les pièges de 11 cm.

4.3.6. Classification des types de pièges et accumulation de morphotypes

Une comparaison plus fine des pièges est possible en calculant les distances de Jaccard entre chaque type de piège. À partir de la matrice des distances de Jaccard (annexe 6), une classification hiérarchique est effectuée. De cette classification, trois grands ensembles ressortent. Le premier correspond au filet fauchoir qui se détache nettement des autres types de pièges du fait du faible nombre de morphotypes qu'il permet d'échantillonner (Fig.21) Les pièges Barber constituent un second ensemble. Cela se comprend aisément puisqu'ils permettent d'échantillonner les espèces se déplaçant au sol qui ne sont donc pas piégées par les autres types de piège. Enfin, le dernier ensemble regroupe les pièges qui ciblent les insectes volants. Dans ce dernier ensemble, le piège jaune se détache légèrement, ceci peut s'expliquer par l'attractivité de ce piège.

La figure 22 nous indique l'apport en morphotypes des différents types de piège. Nous pouvons remarquer que les pièges Barber de petit diamètre, les pièges jaunes et le filet fauchoir apportent peu de nouveaux morphotypes. En effet, l'association de la tente Malaise, du piège cornet des grands Barber et du piège à vitre permet d'échantillonner 97 % de la richesse totale observé avec l'ensemble des pièges.

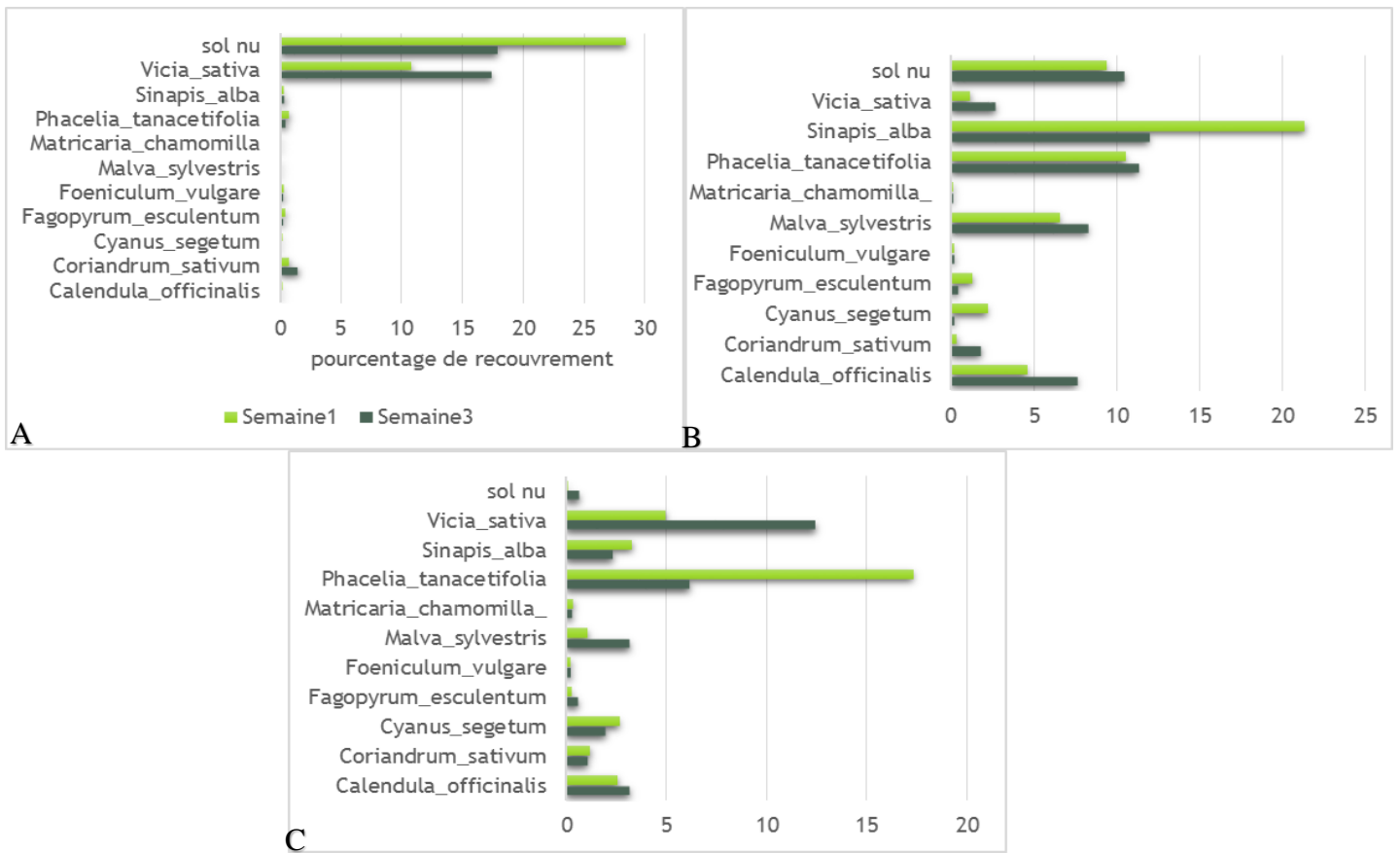


Figure 23 : Recouvrement des espèces semées et du sol nu. A : AGROCAMPUS ; B : lycée NATURE ; C : lycée Le FRESNE

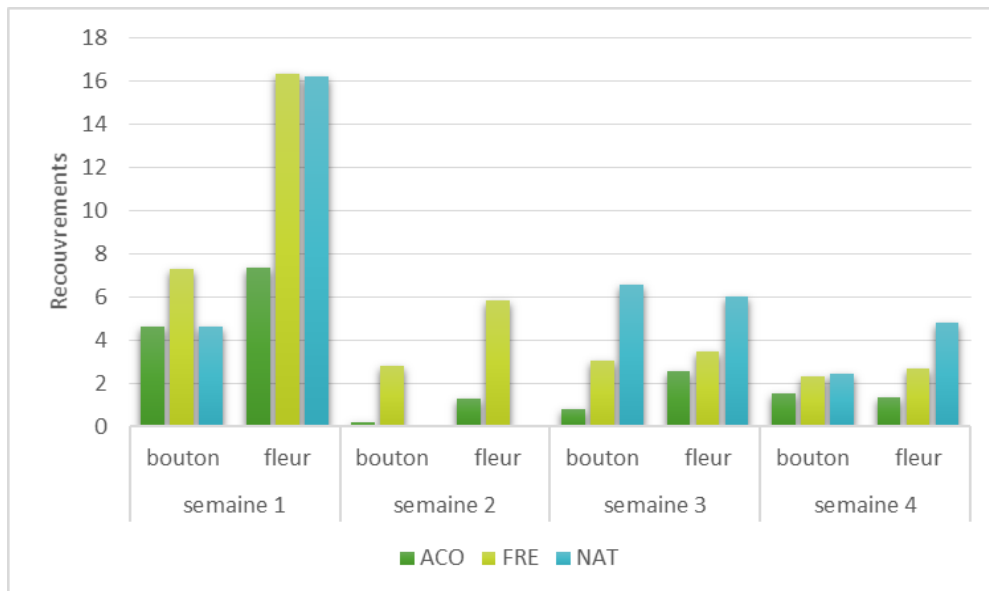


Figure 24 : Recouvrements moyens des stades bouton et fleur pendant les quatre semaines de relevés sur les trois sites de l'étude.

4.4. Les relevés floristiques

4.4.1. Caractérisation de la végétation

Entre les sites d'études de grandes disparités sont observables (Fig.23). La végétation de la bande fleurie d'AGROCAMPUS s'est très peu développée, le sol nu représente plus de 15 % de la surface de la bande. Deux espèces constituant le mélange n'ont pas été observées dans les bandes : la fétuque élevée (*Schedonorus arundinaceus*) et le gaillet vrai (*Galium verum*). L'achillée millefeuille (*Achillea millefolium*) s'est très peu développée. La plupart des autres espèces constituant le mélange sont présentes dans tous les quadrats, mais la majorité du couvert est assuré par trois espèces à savoir la vesce cultivée (*Vicia sativa*), la moutarde blanche (*Sinapsis alba*) et la phacélie à feuille de tanaisie (*Phacelia tanacetifolia*).

La figure 24 nous informe que la première semaine de l'étude correspond au plus fort recouvrement en fleur des 4 semaines de l'étude. Entre les semaines 2 et 4 le recouvrement en fleur diminue lentement. Cette diminution peut s'expliquer par la chute des espèces à forts recouvrements entre les semaines 1 et 3. Par exemple, sur le site du FRESNE, la phacélie voit son recouvrement chuter de 18% à 6%, dans le même temps le recouvrement total en fleur passe de 16% à moins de 4%. En revanche les recouvrements en fleur des autres espèces augmentent (annexe 7). La chute observée dans les valeurs de recouvrement en fleur ne traduit donc pas nécessairement une diminution de l'intérêt de la bande pour l'entomofaune. Dans le cas présent nous assistons à une diversification des fleurs au sein de la bande et donc potentiellement à une augmentation du nombre d'espèces d'insectes. En effet, la figure 24 met en évidence une forte corrélation entre la diversité des espèces au stade floraison (évalué par l'indice de Shannon) et la richesse spécifique en arthropodes (évalué par le nombre de morphotypes capturés).

Le recouvrement des espèces au stade bouton, en plus de nous informer sur le recouvrement potentiel en fleurs des semaines suivantes, nous informe sur les ressources disponibles en nectar extra-floral. Le recouvrement des espèces au stade bouton diminue après la première semaine mais se maintient pendant la durée de suivi aux alentours de 2%.

Le recouvrement moyen de la végétation n'est pas différent entre les deux semaines de relevé, quel que soit le site considéré (Kruskal-Wallis ; p-value > 0.05). De même, aucune différence significative de recouvrement n'est à noter entre les bordures et le centre de la bande (Kruskal-Wallis ; p-value > 0.05). Le développement du mélange semé est homogène sur la largeur de la bande et permet de maintenir un couvert végétal constant tout au long de l'étude.

Tableau V : Intervalles de confiance et correspondance en coefficient de Braun Blanquet. En vert : le coefficient moyen correspond aux coefficients de l'intervalle ; En jaune : le coefficient moyen correspond à une borne de l'intervalle.

500 répétitions		NB quadrat	INTERVALLE (95%)		coefficient moyen	INTERVALLE COEFFICIENT	
espèces	moyenne recouvrement		MIN	MAX		MIN	MAX
Calendula_officinalis	3.133	4	0.175	7.788	1	+	2
		5	0.187	6.273	1	+	2
		10	1.167	5.357	1	1	2
Coriandrum_sativum	1.031	4	0.392	1.925	1	+	1
		5	0.353	1.733	1	+	1
		10	0.583	1.58	1	+	1
Cyanus_segetum	1.942	4	0.388	5.325	1	+	2
		5	0.5	4.603	1	+	1
		10	0.58	3.96	1	+	1
Fagopyrum_esculentum	0.558	4	0.092	2.617	+	+	1
		5	0.093	2.133	+	+	1
		10	0.12	1.623	+	+	1
Foeniculum_vulgare	0.186	4	0.15	0.2	+	+	+
		5	0.153	0.2	+	+	+
		10	0.163	0.2	+	+	+
Malva_sylvestris	3.172	4	0.167	5.5	1	+	2
		5	1.117	5.4	1	1	2
		10	1.163	4.808	1	1	1
Matricaria_chamomilla_	0.261	4	0.183	0.575	+	+	+
		5	0.187	0.507	+	+	+
		10	0.193	0.427	+	+	+
Phacelia_tanacetifolia	6.156	4	2.775	10.642	2	1	2
		5	2.567	9.847	2	1	2
		10	3.97	8.668	2	1	2
Sinapis_alba	2.289	4	0.292	4.858	1	+	1
		5	0.347	4.683	1	+	1
		10	0.847	3.927	1	+	1
Vicia_sativa	12.411	4	4.667	23.983	2	1	2
		5	5.067	21.61	2	2	2
		10	7.198	18.322	2	2	2
Sol_nu	0.597	4	0.1	1.125	+	+	1
		5	0.187	0.953	+	+	+
		10	0.28	0.92	+	+	+

4.4.2. Effort d'échantillonnage - Bootstrap

Afin d'adapter le protocole de caractérisation de la flore en vue de son application dans les lycées agricoles, nous avons cherché à définir le nombre de quadrats nécessaires afin d'obtenir une précision satisfaisante sur le recouvrement des espèces semées. Pour réduire les écarts de recouvrement entre les quadrats, ces derniers sont regroupés. Les trois quadrats contigus sont alors considérés comme un quadrat unique de 3m². Le bootstrap est réalisé avec les recouvrements de ces quadrats nouvellement formés. Le tableau V présente les résultats de ce ré-échantillonnage. Le recouvrement de certaines espèces (*Foeniculum vulgare*, *Matricaria chamomilla* et *Vicia sativa*) peut être défini avec un nombre de relevés faible. En revanche, pour d'autres espèces qui présentent des variabilités de recouvrement importantes entre les relevés, l'estimation du recouvrement moyen nécessite un nombre de relevés plus important. Par exemple, pour *Malva sylvestris*, en autorisant 5% d'erreur, 10 relevés sont nécessaires pour obtenir le coefficient de Braun-Blanquet traduisant le recouvrement moyen de l'espèce au sein de la bande. Enfin, pour les autres espèces (en jaune dans le tableau V), l'intervalle de confiance n'est pas compris dans un seul coefficient de Braun-Blanquet.

5. Discussion

L'objectif de ce travail était de fournir un protocole permettant de caractériser l'entomofaune et la flore des aménagements de bordure de parcelles agricoles. Ce protocole, à destination des établissements d'enseignement agricoles, doit pouvoir être mis en place dans le cadre de séances de travaux pratiques. Nous allons dans cette partie discuter des résultats obtenus durant cette étude. La première partie est consacrée aux traitements des échantillons récoltés, la seconde traite des méthodes de capture enfin, nous aborderons le protocole permettant de caractériser la végétation des bandes fleuries. Cette discussion doit nous amener à faire des choix afin de proposer un protocole qui résultera de compromis entre exhaustivité et contraintes liées à la pratique de l'enseignement.

5.1. Les caméras trajectométriques

Afin de mettre en évidence un éventuel effet de la bande fleurie sur les flux d'insectes à l'interface de la culture, des enregistrements plus longs doivent être effectués. De plus le logiciel Agathe nécessite que les conditions d'enregistrement soient contrôlées afin de fournir

des résultats fiables. Plusieurs problèmes se posent donc pour une utilisation en plein champ. La caméra et le fond doivent être absolument immobiles et aucune ombre ne doit apparaître sur le fond afin que les mouvements détectés soient uniquement dus aux passages des insectes. Cette première utilisation du dispositif a permis de pointer les limites de ce système qui doit encore être testé avant de fournir des résultats exploitables. Un autre test de ce système pourrait être effectué en filmant les dispositifs de capture, afin d'avoir accès aux trajectoires des insectes à l'approche des pièges. Cela pourrait permettre de connaître l'efficacité des pièges et de les optimiser.

5.2. Le protocole de caractérisation de la flore des bordures de parcelles.

Le suivi de la végétation des bandes fleuries mené dans ce travail répond à un double objectif. Premièrement, nous cherchons à caractériser la végétation afin d'apporter d'éventuels ajustements dans la composition des bandes fleuries pour les futures expérimentations du projet FLOREGUL. Deuxièmement, les méthodes mises en place dans cette étude doivent servir de base à la rédaction d'un protocole à destination des établissements d'enseignement agricoles.

Au terme de ce travail, plusieurs points sont éclaircis. Tout d'abord, en dehors des bandes d'AGROCAMPUS où la nature sableuse du sol est en cause, le développement de la végétation est satisfaisant. Les espèces choisies ont permis d'obtenir un couvert végétal en peu de temps tout en limitant la reprise des espèces initialement présentes. Trois espèces semblent cependant superflues. La Féтуque élevée prévue initialement afin d'offrir un habitat pour l'entomofaune épigée ne s'est pas développée, en revanche, cette fonction a été assurée par les poacées initialement présentes sur les sites. L'achillée millefeuille, espèce qui a de forts besoins en lumière, est très peu présente dans les bandes très certainement en raison de la levée plus rapide d'autres espèces. Enfin, le gaillet n'a pas été observé dans les bandes, il semble que la germination n'est pas eu lieu. Ces trois espèces peuvent donc être retirées sans crainte du mélange. La densité de semis retenue (500 graines/m²) où chaque espèce est présente avec un nombre de graines identique est tout à fait appropriée. Cela permet d'obtenir un bon recouvrement du sol où toutes les espèces s'expriment en proportion convenable.

La présence continue de fleurs, résultant des décalages de floraison entre les espèces du mélange, permet à la bande de garder son caractère attractif vis-à-vis de l'entomofaune durant une période allant de mai à septembre. En revanche, un fort recouvrement en fleurs n'est pas suffisant pour garantir une bonne qualité de la bande fleurie pour les insectes. La diversité des espèces au stade floraison à un instant donné semble avoir un fort effet sur la richesse en

arthropode. Pour résumer, la richesse en arthropodes semble plus liée à la diversité des espèces en fleur qu'au taux de recouvrement en fleur de la bande. Les données phénologiques des quatre semaines de l'étude étant disponibles, l'identification des individus des deux dernières semaines de capture pourrait permettre de renforcer ce constat. Il pourrait être intéressant de se pencher sur le temps de réponse entre l'apparition de nouvelles espèces au stade floraison et l'arrivée d'espèces d'arthropodes supplémentaires.

En cherchant à réduire le nombre de relevés pour le protocole de caractérisation de la végétation, nous avons pu constater que les grandes disparités de recouvrements entre quadrat posent problème. Les quadrats de 1m² contigus ont alors été regroupés pour former des quadrats de 3m² avec pour objectif de lisser les valeurs de recouvrement inter-relevé. Malgré cela, la variabilité inter-quadrat reste forte et le ré-échantillonnage par bootstrap n'a pas permis d'atteindre une précision satisfaisante avec un nombre de relevés restreint. Il semble donc que des relevés de surface plus importante soient nécessaires pour s'affranchir de la distribution en patch de la végétation. Des relevés avec des quadrats couvrant l'intégralité de la largeur de la bande et de longueur variable pourraient être testés afin de déterminer une surface de quadrat optimale. Une autre solution consisterait à effectuer les relevés sur une grande surface au centre de la bande (Roger, 2007). Cependant, il paraît intéressant de garder une méthode de relevé en quadrats disposés à divers endroits de la bande afin d'obtenir des informations spatialisées sur la floraison de la bande qui peuvent servir à définir l'emplacement des pièges d'interception pour une efficacité maximale. Des relevés selon la méthode des points contacts pourraient également être envisagés pour caractériser la végétation des aménagements de bord de parcelles. De plus cette méthode est tout à fait appropriée à une séance de travaux pratiques.

La méthode mise en place dans cette étude pour effectuer les relevés phénologiques, bien que très efficace sur le terrain, a montré ses limites lors du traitement des résultats. En effet, le fait d'attribuer une note à chaque stade phénologique rend fastidieux le passage de la note à une valeur numérique. Une note donnée n'a pas la même valeur suivant les notes des autres stades, par exemple un « A » seul pour le stade fleur vaut 100% en revanche si le « A » du stade fleur est accompagné d'un « D » pour un autre stade alors le « A » vaut 75% et le « D » 25%. Il semble donc primordial de simplifier cette procédure pour le protocole à visée pédagogique. Le fait de prendre en compte uniquement deux stades phénologiques (bouton et fleur) simplifie déjà largement la procédure. Une notation directement sous forme de proportion permettrait un gain de temps lors de la saisie et du traitement des données.

5.3. Le protocole de capture et de caractérisation de l'entomofaune

Tout d'abord, nous avons pu constater que les différents types de piège testés sont complémentaires. Chacun d'eux apporte une information supplémentaire en termes de diversité. Dans le cadre d'une étude qui se voudrait exhaustive sur la diversité de l'entomofaune aucun des pièges testés ici ne pourrait être omis. De plus, d'autres méthodes de capture non testées durant ce travail seraient nécessaires. En effet, les odonates et les lépidoptères sont peu représentés dans les échantillons de cette étude bien que de nombreuses espèces aient pu être observées sur les trois sites. Une chasse à vue à l'aide d'un filet à papillons paraît donc indispensable pour ces taxons. De même, la richesse en orthoptères est sous-évaluée par les méthodes décrites dans ce document. Des observations complémentaires ont permis de déterminer que plusieurs espèces d'orthoptères présentes sur les sites n'ont pas été capturées.

La combinaison des tentes Malaise, des pièges cornet, des pièges à vitre et de pièges Barber suffisent à échantillonner plus de 95 % de la richesse morphotypique estimée à partir des captures. Les autres méthodes de capture testées ici (piège jaune, filet fauchoir, piège Barber de petite taille) ne sont donc pas nécessaires pour avoir une bonne représentativité de l'entomofaune des bords de champs.

L'efficacité des pièges est liée aux éléments du paysage qui peuvent favoriser ou non certains taxons. Nous avons par exemple remarqué, que la tente Malaise qui a capturé le plus grand nombre de morphotype sur deux des sites, se retrouve en troisième place en termes de richesse morphotypique capturé sur le dernier site (Le FRESNE). Cela laisse sous-entendre que le paysage, sur ce site, serait moins propice aux taxons piégés par la tente Malaise (annexe 8).

La bande fleurie étant elle-même attractive, il paraît superflu d'ajouter un piège attractif comme les bols jaunes dans le dispositif de piégeage. De plus, lorsque la végétation est développée, ce piège placé dans la bande, se retrouve masqué par la végétation, le potentiel attractif de ce piège en est donc amoindri. Les pièges d'interception sont donc suffisants pour échantillonner les arthropodes fréquentant la bande fleurie.

Dans cet essai, le filet fauchoir apporte très peu d'informations en termes de diversité. Il est vrai que son utilisation a eu lieu à une date unique, multiplier les dates d'échantillonnage aurait très certainement permis d'augmenter le nombre de morphotypes piégés. Dans le cadre d'un protocole à destination des lycées agricoles il est peu probable que le temps disponible permette des captures au filet fauchoir sur plusieurs dates. De plus, il est difficile de standardiser

l'effort d'échantillonnage de cette méthode qui dépend en grande partie de l'expérience de l'opérateur.

La tente Malaise, en plus de son coût relativement élevé, capture un très grand nombre d'insectes ce qui rend le tri et l'identification des individus long et fastidieux. Le piège cornet semblait être une bonne alternative (Sarhou, 2009), or comme nous avons pu le constater la richesse échantillonnée par ces pièges est plus faible. Néanmoins, il faut noter que les morphotypes piégés par la tente Malaise que l'on ne retrouve pas dans les pièges cornet sont de grande taille (bourdons, grands coléoptères, hémiptères et araignées principalement). La taille du piège et de l'entrée du collecteur pourrait donc jouer un rôle dans ce phénomène. Un essai avec des pièges cornet de plus grande taille pourrait permettre de valider cette hypothèse. Ces pièges sont, dans l'ensemble, plus efficaces lorsque leur ouverture est tournée vers la culture plutôt que vers l'intérieur de la bande. Néanmoins, il existe des différences entre les sites qui peuvent s'expliquer par l'orientation des vents dominants par rapport à la bande fleurie. Il est donc préférable de garder la disposition par paire pour ce type de piège.

Le piège à vitre est plus efficace lorsqu'il est placé à la même hauteur que la végétation, le nombre de morphotypes capturés est plus important dans ce cas. Nous avons tout de même remarqué que les pièges placés à 1 m 20 du sol capturent des morphotypes qui ne sont pas présents dans les pièges qui suivent la hauteur de la végétation. Nous pouvons penser que les morphotypes en question sont moins dépendants des ressources fournies par la bande fleurie puisque, vraisemblablement, ils ne descendent pas au niveau de la végétation. Une identification à l'espèce permettrait de vérifier cela. Concernant le protocole à visée pédagogique il semble donc opportun de mettre en place un PVHV au niveau de la végétation qui permettra d'échantillonner une diversité importante d'insectes utilisant la bande fleurie.

Cette étude laisse apparaître que le diamètre des pièges Barber a une incidence sur les espèces qui sont capturées. Il est compréhensible que les morphotypes de grande taille puissent s'échapper plus aisément des pots de taille réduite et que par conséquent la richesse morphotypique de ces pièges soit plus faible que dans les pièges de grande taille. Il semble de plus que les carabidae et les staphylinidae soient plus facilement piégés par des pots Barber de diamètre important (Work *et al.*, 2002). En revanche, réduire la taille des pièges Barber a plusieurs avantages. Tout d'abord, des pièges de petite taille limitent très fortement la capture de micromammifères ou d'amphibiens. Deuxièmement, utiliser des pièges de diamètre réduit permet de multiplier les points d'échantillonnages sans augmenter le temps nécessaire à

l'identification. Il peut donc être judicieux de combiner des pièges de tailles importantes, plus efficaces sur certains taxons, avec des pièges plus petits permettant ainsi d'augmenter le nombre de micros-habitats échantillonnés sans augmenter le temps d'identification. Pour le protocole qui nous préoccupe ici, le milieu est une bande fleurie de surface modeste et dont le couvert végétal est homogène, il n'est donc pas utile de multiplier le nombre de points d'échantillonnage.

5.4. Le traitement des échantillons

La méthode RBA utilisée durant cette étude a permis de traiter un grand nombre d'échantillons et à mis en évidence une diversité importante d'arthropodes dans les bandes fleuries. De plus, cette méthode, malgré une perte d'information par rapport à une détermination classique à l'espèce, permet, comme nous avons pu le voir, d'approcher la valeur réelle de la diversité spécifique. En revanche, la méthode employée ici est difficilement reproductible. Bien qu'une collection de référence accompagnée d'une brève description des morphotypes soit réalisée, les distinctions entre les morphotypes restent, en grande partie, basées sur des critères subjectifs (nuance de couleur, différence de forme, aspect général). Il semble difficile qu'une personne puisse s'approprier les distinctions et les critères mis en œuvre par une autre et que le tri des mêmes échantillons conduise au même résultat (Obrist & Duelli, 2010). Seuls la taxonomie et l'usage de clé d'identification rendent cela possible.

L'objectif de l'étude étant de fournir un protocole applicable par l'ensemble des établissements d'enseignement agricole, il paraît important que les équipes pédagogiques puissent échanger et comparer leurs résultats. Dans cette optique nous nous sommes tournés vers l'application Insect'Finder développée par INNOPHYT. Cette application, basée sur un tri par trait fonctionnel (régime alimentaire) a plusieurs avantages. Le premier d'entre eux est bien sur sa reproductibilité. Les données obtenues avec l'application autorisent un suivi temporel ou des comparaisons entre les résultats issues de tris réalisés par des personnes différentes. En revanche, le traitement des échantillons par l'application n'informe que très peu sur la richesse spécifique présente. Il n'est donc pas possible de mener une étude nécessitant une connaissance fine de la richesse spécifique par cette méthode. L'application est appropriée pour répondre à des questions précises concernant les préoccupations du monde agricole (abondance de ravageur et d'auxiliaire) et non pour des études naturalistes.

Dans le cadre d'activités pédagogiques en lycée agricole le temps disponible pour le traitement des échantillons est limité. De plus, les connaissances naturalistes des apprenants et des enseignants ne permettent pas toujours une identification précise des arthropodes récoltés. L'application Insect'Finder est dans ce cas, une alternative très intéressante. Elle permet d'obtenir rapidement des informations utiles relatives à l'abondance des ravageurs et des auxiliaires. L'application est facilement prise en main par les apprenants habitués à ce support et semble les inciter davantage à observer les insectes récoltés qu'un guide ou qu'une clé d'identification, plus difficile à s'approprier. Lorsque cela est possible et suivant les formations, il peut cependant être judicieux de poursuivre l'identification des insectes avec une clé de détermination en se focalisant sur un groupe d'intérêt. En effet, l'utilisation de l'application ne rend pas compte, comme nous l'avons mentionné, de la richesse spécifique et peut conduire à des simplifications dont les apprenants doivent être pleinement conscients.

6. Conclusion

L'idée de départ de cette étude était simple, fournir aux établissements d'enseignement agricoles des outils pour travailler sur la biodiversité fonctionnelle des aménagements de bord de champ. Une double préoccupation nous a animés durant ce travail : développer des méthodes représentatives et rigoureuses tout en anticipant le déroulement d'une séquence pédagogique mettant en place ces méthodes.

Les différents essais menés sur les techniques de capture de l'entomofaune nous permettent de tracer les grandes lignes d'un protocole de piégeage. Des essais supplémentaires sont néanmoins nécessaires afin de préciser certains points de ce protocole notamment la substitution de la tente Malaise par le piège cornet.

La méthode RBA pour le tri des échantillons a démontré son efficacité pour mener ce type d'étude. De plus, cette méthode s'adapte aux contraintes liées à l'enseignement et autorise le traitement des données par des non-spécialistes, tels que les apprenants des lycées agricoles. En revanche, nous avons aussi constaté les limites de cette méthode lorsque l'on cherche à caractériser plus précisément les populations.

Des difficultés concernant la caractérisation de la végétation des aménagements des bords de champ sont ressorties de ce travail. Afin d'optimiser l'effort d'échantillonnage, des essais complémentaires portant sur le nombre de relevés et leur surface sont nécessaires. Le protocole

résultant de cette étude permet cependant d'obtenir des résultats exploitables par les équipes pédagogiques. La complémentarité entre les données floristiques et entomologiques est également un point fort de ce protocole qui pourra servir de base à l'enseignement des grandes notions des sciences de la vie.

Enfin, ce protocole, bien qu'orienté vers la pédagogie, est tout à fait adapté pour des projets de recherche portant sur l'intérêt des aménagements des bords de parcelle pour le contrôle biologique. Les données récoltées par les établissements d'enseignement agricoles par l'intermédiaire de ce protocole pourraient également être à la base d'étude sur le sujet. Une plateforme mutualisant les données de l'ensemble des établissements serait intéressante. Cela faciliterait la mise en place de travaux croisés entre établissements et renforcerait la participation de l'enseignement agricole à la recherche.

Bibliographie

- Abadie J-C, Andrade C, Machon N & Porcher E (2008). On the use of parataxonomy in biodiversity monitoring: a case study on wild flora. *Biodiversity and Conservation* **17**, 3485–3500.
- Albrecht M, Duelli P, Müller C, Kleijn D & Schmid B (2007). The Swiss agri-environment scheme enhances pollinator diversity and plant reproductive success in nearby intensively managed farmland: Agri-environment schemes and pollination. *Journal of Applied Ecology* **44**, 813–822.
- Aspe C & Jacqué M (2012). *Environnement et société: une analyse sociologique de la question environnementale*. Les Editions de la MSH.
- Balzan MV, Bocci G & Moonen A-C (2014). Augmenting flower trait diversity in wildflower strips to optimise the conservation of arthropod functional groups for multiple agroecosystem services. *Journal of Insect Conservation* **18**, 713–728.
- Bianchi FJJ., Booij CJ. & Tscharntke T (2006). Sustainable pest regulation in agricultural landscapes: a review on landscape composition, biodiversity and natural pest control. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* **273**, 1715–1727.
- Braun-Blanquet J (1928). *Pflanzensoziologie. Grundzüge der Vegetationskunde*. *Biologische Studienbücher* 7. Berlin.
- Courtial C (2015). GRETIA, chargé d'études entomologie, communication personnelle.
- Duelli P & Obrist MK (2003). Biodiversity indicators: the choice of values and measures. *Agriculture, Ecosystems & Environment* **98**, 87–98.
- Duelli P, Obrist MK & Schmatz DR (1999). Biodiversity evaluation in agricultural landscapes: above-ground insects. *Agriculture, Ecosystems & Environment* **74**, 33–64.
- Efron B (1982). *The jackknife, the bootstrap, and other resampling plans*. Society for Industrial and Applied Mathematics, Philadelphia, Pa.
- Fiedler AK, Landis DA & Wratten SD (2008). Maximizing ecosystem services from conservation biological control: The role of habitat management. *Biological Control* **45**, 254–271.
- Fox J (2005). Getting started with the R commander: a basic-statistics graphical user interface to R. *Journal of statistical software* **14**, 1–42.
- Hogg BN, Bugg RL & Daane KM (2011). Attractiveness of common insectary and harvestable floral resources to beneficial insects. *Biological Control* **56**, 76–84.
- Jamont M, Crépellière S & Jaloux B (2013). Effect of extrafloral nectar provisioning on the performance of the adult parasitoid *Diaeretiella rapae*. *Biological Control* **65**, 271–277.

- Kindt R & Coe R (2005). *Tree diversity analysis: a manual and software for common statistical methods for ecological and biodiversity studies*. World Agroforestry Centre, Nairobi, Kenya.
- Kopta T, Pokluda R, Psota V & others (2012). Attractiveness of flowering plants for natural enemies. *Hort Sci(Prague)* **39**, 89–96.
- Koss AM, Jensen AS, Schreiber A, Pike KS & Snyder WE (2005). Comparison of Predator and Pest Communities in Washington Potato Fields Treated with Broad-Spectrum, Selective, or Organic Insecticides. *Environmental Entomology* **34**, 87–95.
- Krell F-T (2004). Parataxonomy vs. taxonomy in biodiversity studies—pitfalls and applicability of “morphospecies” sorting. *Biodiversity & Conservation* **13**, 795–812.
- Kuberappa GC, Shilpa P & Shwetha BV (2012). Pollinator fauna, abundance, foraging activity and impact of modes of pollination in increasing the productivity of chamomile, *Matricaria chamomilla* L. *Mysore Journal of Agricultural Sciences* **46**, 772–777.
- Landis DA, Wratten SD & Gurr GM (2000). Habitat management to conserve natural enemies of arthropod pests in agriculture. *Annual review of entomology* **45**, 175–201.
- Leather SR (2008). *Insect Sampling in Forest Ecosystems*. John Wiley & Sons.
- Ministère de l’Agriculture, de l’Agroalimentaire et de la Forêt (2015a). Plans stratégiques - Ministère de l’agriculture, de l’agroalimentaire et de la forêt. Available at: <http://agriculture.gouv.fr/Plans-strategiques> [Accessed April 14, 2015].
- Ministère de l’Agriculture, de l’Agroalimentaire et de la Forêt (2015b). Enseigner à produire autrement : le défi de la recherche et de l’enseignement agricole - Ministère de l’agriculture, de l’agroalimentaire et de la forêt. Available at: <http://agriculture.gouv.fr/enseigner-a-produire-autrement-enseignement-agricole-agroecologie-seminaire-plan-actions> [Accessed April 14, 2015].
- Obrist MK & Duelli P (2010). Rapid biodiversity assessment of arthropods for monitoring average local species richness and related ecosystem services. *Biodiversity and Conservation* **19**, 2201–2220.
- Oliver I & Beattie A (1993). A Possible Method for the Rapid Assessment of Biodiversity. *Conserv Biol* **7**, 562–568.
- Oliveros J-C (2015). *Venny. An interactive tool for comparing lists with Venn’s diagrams*. Available at: <http://bioinfogp.cnb.csic.es/tools/venny/index.html>.
- Pearce JL, Schuurman D, Barber KN, Larrivé M, Venier LA, McKee J & McKenney D (2005). Pitfall trap designs to maximize invertebrate captures and minimize captures of nontarget vertebrates. *The Canadian Entomologist* **137**, 233–250.
- Pfiffner L & Wyss E (2004). Use of sown wildflower strips to enhance natural enemies of agricultural pests. *Ecological engineering for pest management: advances in habitat manipulation for arthropods* 165–186.

- R Core Team (2015). *R: A language and environment for statistical computing*. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. Available at: <http://www.R-project.org/>.
- Roger J-L (2007). Utiliser une méthode de relevés floristiques sur les bordures de champ. *Cahier des Techniques de l'INRA numéro spécial 2007*, 69–78.
- Santos SAP, Cabanas JE & Pereira JA (2007). Abundance and diversity of soil arthropods in olive grove ecosystem (Portugal): Effect of pitfall trap type. *European Journal of Soil Biology* **43**, 77–83.
- Sarthou J-P (2009). Le piège cornet unidirectionnel, nouveau piège entomologique d'interception. *L'Entomologiste* **65**, 107–108.
- Sarthou J-P & Vallet A (2010). Le piège Malaise. In *L'étude des insectes en forêt : méthodes et techniques, éléments essentiels pour une standardisation. Synthèse des réflexions menées par le groupe de travail « Inventaires Entomologiques en Forêt »*, Les Dossiers Forestiers, p. 144. Office national des Forêts.
- Vattala HD, Wratten SD, Phillips CB & Wäckers FL (2006). The influence of flower morphology and nectar quality on the longevity of a parasitoid biological control agent. *Biological Control* **39**, 179–185.
- Wilby A & Thomas MB (2002). Natural enemy diversity and pest control: patterns of pest emergence with agricultural intensification. *Ecology Letters* **5**, 353–360.
- Woltz JM, Isaacs R & Landis DA (2012). Landscape structure and habitat management differentially influence insect natural enemies in an agricultural landscape. *Agriculture, Ecosystems & Environment* **152**, 40–49.
- Woodcock BA, Leather S & others (2005). Pitfall trapping in ecological studies. *Insect sampling in forest ecosystems* 37–57.
- Work TT, Buddle CM, Korinus LM & Spence JR (2002). Pitfall trap size and capture of three taxa of litter-dwelling arthropods: implications for biodiversity studies. *Environmental Entomology* **31**, 438–448.

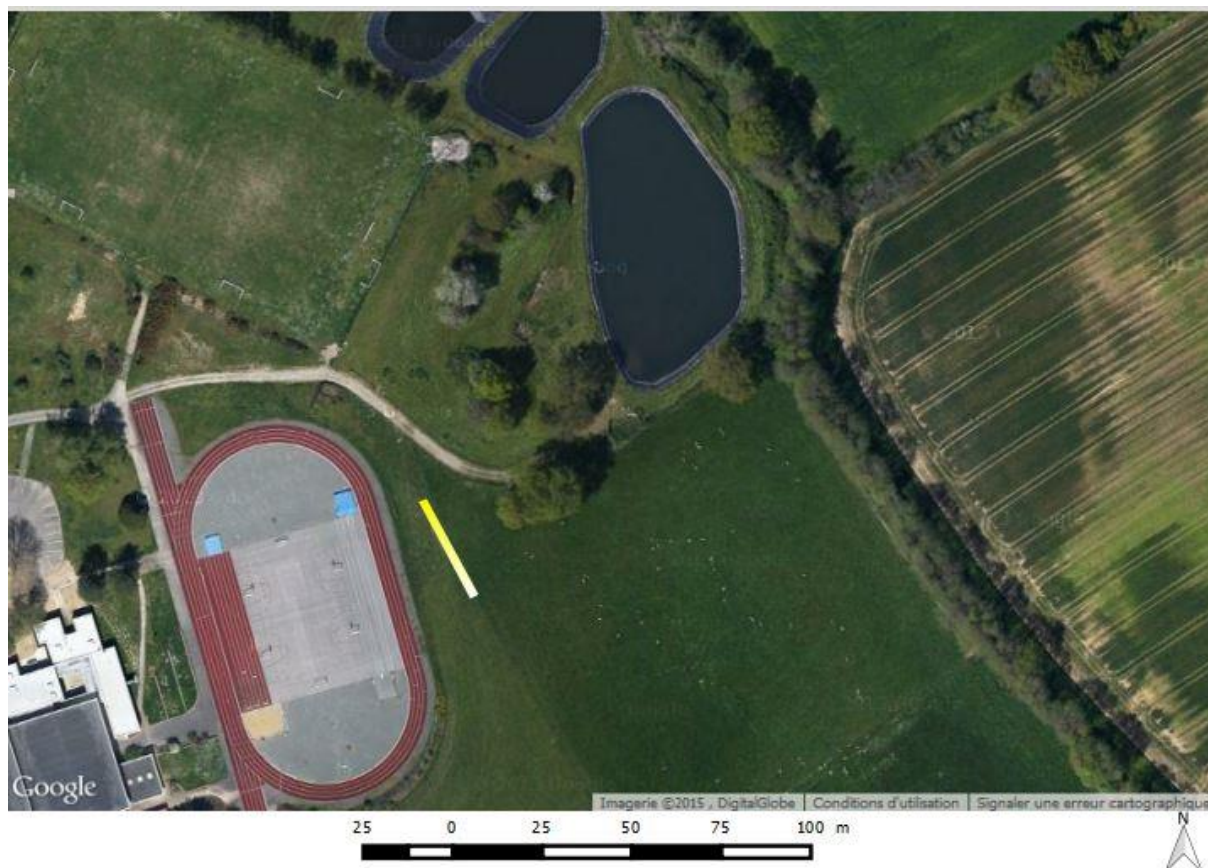
Annexe 1 : Localisation des bandes fleuries d'AGROCAMPUS-OUEST



Annexe 2 : Localisation de la bande fleurie du lycée Le FRESNE



Annexe 3 : Localisation de la bande fleurie du lycée NATURE



Annexe 4 : poids et nombre de semences constituant le mélange FLOREGUL

Liste des espèces et quantité de graines par espèces		Données Phytosem				
Nom commun	Nom latin	qtté (kg) pour 1000m ²	Nbre de graines au gramme	Qté (kg) / m ²	Qté (g) / m ²	Qté graines / m ²
Coriandre cultivée	<i>Coriandrum sativum</i>	0.38	100	0.00038	0.38	38.0
Achillée millefeuille	<i>Achillea millefolium</i>	0.006	6000	0.000006	0.006	36.0
Camomille Matricaire	<i>Matricaria recutita</i>	0.004	20000	0.000004	0.004	80.0
Souci officinal	<i>Calendula officinalis</i>	0.258	150	0.000258	0.258	38.7
Sarrasin	<i>Fagopyrum esculentum</i>	0.968	40	0.000968	0.968	38.7
Moutarde blanche	<i>Sinapis alba</i>	0.092	450	0.000092	0.092	41.4
Galium vrai	<i>Galium verum</i>	0.02	1900	0.00002	0.02	38.0
Bleuet des champs	<i>Centaurea cyanus</i>	0.176	220	0.000176	0.176	38.7
Phacélie	<i>Phacelia tanacetifolia</i>	0.068	580	0.000068	0.068	39.4
Mauve sylvestre	<i>Malva sylvestris</i>	0.088	300	0.000088	0.088	26.4
Vesce cultivée	<i>Vicia sativa</i>	2.268	17	0.002268	2.268	38.6
Fétuque élevée	<i>Festuca arundinacea</i>	0.093	450	0.000093	0.093	41.9
Fenouil commun	<i>Foeniculum vulgare</i>	0.192	200	0.000192	0.192	38.4
soit 13 espèces				0.004613		534.186

Annexe 5 : Protocole FLOREGUL (en cours de rédaction)



Protocole de caractérisation de
l'entomofaune et de la flore des
aménagements de bord de
parcelle



SOMMAIRE

Sommaire.....	2
Avant Propos	4
protocole de capture de l'entomofaune	6
Les types de pièges :	6
Les pièges à vitre à hauteur variable :	6
Les pièges cornet :	6
Les pièges Barber :	7
Comment disposer les pièges ?	7
Comment relever les pièges ?	8
Protocole de caractérisation de la végétation	9
Les méthodes de relevé floristique	9
Comment effectuer le relevé ?	9
Traitement des données	10
Utilisation de l'application insect'finder	10
traiter les données floristiques	10
Quelles informations en retirer ?	10
Pour aller plus loin	10
Fiche d'aide à la réalisation des pièges Cornet	12
Fiche d'aide à la réalisation des pièges à vitre à hauteur variable	14

AVANT PROPOS

Ce protocole a été élaboré dans le cadre du CAS DAR FLOREGUL. Il est spécialement conçu pour les établissements d'enseignement agricoles. Le contrôle biologique des ravageurs est le point d'entrée de ce protocole dans lequel s'articule un grand nombre d'activités pédagogiques sur le terrain et en salle.

PROTOCOLE DE CAPTURE DE L'ENTOMOFAUNE

Dans cette partie vous trouverez une présentation des différents types de pièges entomologiques puis le protocole de capture de l'entomofaune.

LES TYPES DE PIEGES :

Dans ce protocole, seuls des pièges d'interception sont utilisés, mais il existe une grande variété de méthode de capture. Les pièges utilisés dans le protocole FLOREGUL capture les insectes lors de leurs déplacements de façon totalement passive. Il existe des pièges attractifs qui permettent de cibler un groupe d'insecte (pollinisateur, nécrophage) ou même une espèce précise. Enfin il existe des méthodes de capture actives (filet fauchoir, chasse à vue) qui pour la plupart d'entre elles nécessitent une certaine maîtrise de la part de l'expérimentateur.

Les pièges à vitre à hauteur variable :

Ces pièges sont destinés à la capture des insectes volants qui se laisse tomber lors de la rencontre d'un obstacle, principalement les coléoptères. Le piège se compose d'une vitre, sur laquelle les insectes vont se heurter lors de leur déplacement, et d'un collecteur situé sous la vitre. Les insectes qui rencontrent la vitre vont se laisser tomber dans le collecteur contenant un liquide dont la fonction est de les tuer et de les conserver. Pour le protocole FLOREGUL, les pièges à vitre ont une surface de capture de 100 cm^2 (format A3), la hauteur de la vitre peut-être ajustée afin de suivre le développement de la végétation. Une fiche d'aide pour la réalisation de ces pièges est disponible dans ce document : *Fiche d'aide à la réalisation des pièges à vitre à hauteur variable.*



Les pièges cornet :

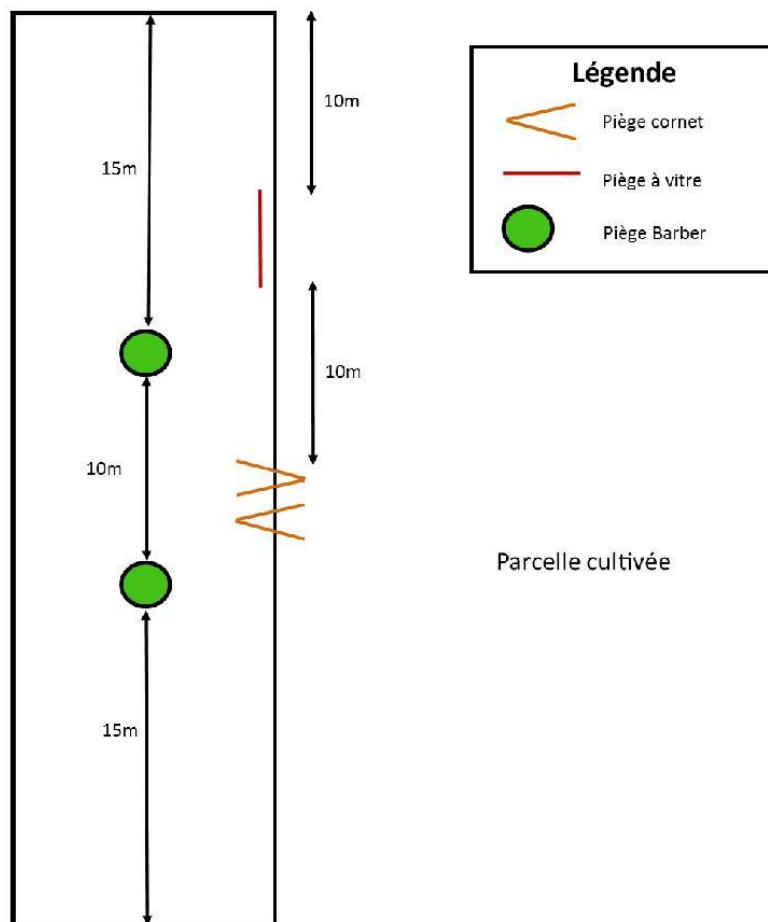
Ce type de piège est efficace sur les insectes volants qui cherchent à monter lors de la rencontre d'un obstacle (diptère, hyménoptère).



Les pièges Barber :

COMMENT DISPOSER LES PIÈGES ?

Les pièges à vitre et les pièges cornet sont à placer à l'interface entre la bande fleurie et la parcelle cultivée. Les pièges Barber sont enterrés sur la ligne médiane de la bande. La distance minimum entre deux pièges est de 10 mètres afin de limiter les interactions. Le schéma ci-dessous illustre le dispositif minimum. Le nombre de pièges peut être doublé suivant la longueur de la bande.





FICHE D'AIDE A LA REALISATION DES PIEGES CORNET

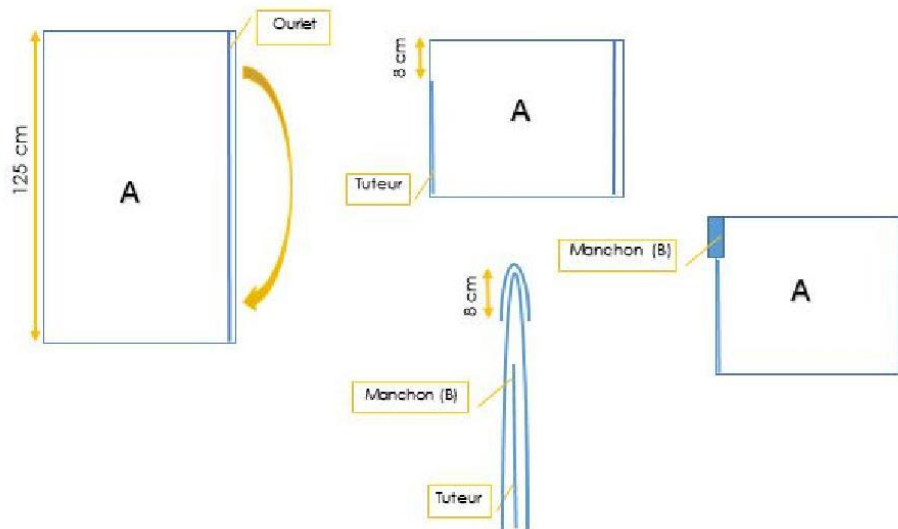
- Matériel pour deux pièges :

matériel	exemple de fournisseur	prix unitaire TTC	quantité	prix total TTC	Ref fournisseur
Filet insect proof 125 cm X 68 cm	Trottet-Grange	environ 2 €/m ²	2	5	3010
Filet insect proof 16 cm X 8 cm	Trottet-Grange	environ 2 €/m ²	2		3010
tige en fibre de verre 120 cm x 4 mm	Decathlon	3,95	2	7,9	1103604
Tuteur à tomates ø 2,5 x 150 cm	Castorama	1,2	2	2,4	521054
Fixation de type "serre Flex"	Castorama		1		811463
Tuteur en bambou naturel 60 cm	Castorama	1,5	2	3	586354
Flacon de 500 ml ø 75 mm minimum	Labbox	1,1	4	4,4	500 001
Manchon ø 40 à 55 mm maximum	Castorama	0,6	2	1,2	500151
Mastic de fixation/ jointage en tube	Castorama	10,5	1	10,5	935852

Coût total des deux pièges 35€

- Fabrication d'un piège :

1. Découper un morceau (A) de tissu de type insect-proof de 125 cm X 68 cm et un morceau (B) de 16 cm X 8 cm
2. Pour A, dans le sens de la longueur réaliser un ourlet afin de pouvoir y glisser ultérieurement le jonc en fibre de verre.
3. Plier en deux dans le sens de la longueur le morceau de tissu. Sur le côté opposé à l'ourlet, coudre les deux pans du tissu ensemble avec le tuteur en s'arrêtant à 8 cm de la pliure.
4. Plier B dans le sens de la largeur et coudre ces deux côtés.



Collecteur :

- 1 Découper un cercle du diamètre du manchon en PVC dans un flacon.
- 2 Insérer le manchon dans l'ouverture pratiquée dans le flacon. Etanchéifier avec le mastic.



- 3 Pratiquer une ouverture aussi large que possible dans les deux bouchons des flacons. Collez-les l'un à l'autre avec une colle forte.





FICHE D'AIDE A LA REALISATION DES PIÈGES A VITRE A HAUTEUR VARIABLE

• Matériel pour deux pièges :

matériel	exemple de fournisseur	prix unitaire TTC	quantité	prix total TTC	ref fournisseur
Verre cristal lisse 100x 100cm ép.5mm	castorama	57,6	1	57,6	375146
Lot de 6 tasseaux en sapin 30 x 30 mm L2,1 m	castorama	12,1	1	12,1	626606
Cornieres aluminium (30mmX30mmX1m)	castorama	10,9	2	21,8	175926
Lot de 10 boulons poelier (4mmX10mm)	castorama	1,5	1	1,5	110615
lot de 10 Boulons poelier acier zingué Ø 6 x 50 mm	castorama	4,7	2	9,4	110636
lot de 10 Écrous à oreilles acier zingué Ø 6 mm	castorama	5,05	1	5,05	110458
Equerres de chaise acier zingué 30 mm Vynex	castorama	0,3	4	1,2	560218
lot de 20 Vis bois tête ronde acier zingué Ø 6 x 60 mm	castorama	6,65	1	6,65	123347
Planche en sapin brut noeux 27 x 200 mm L.2,1 m	castorama	8,6	1	8,6	626640
Clous à bois minimum 40 mm			20		
barquettes en aluminium ou en plastique			16		

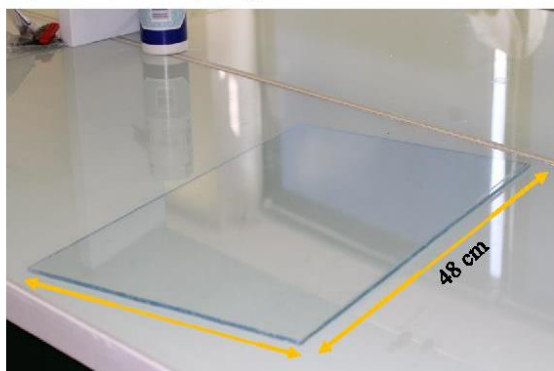
Coût total des deux pièges 124 €

• Outils nécessaires à la réalisation :

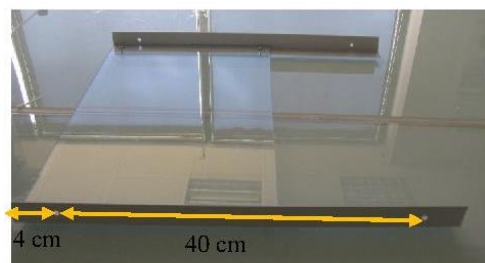
- ✓ Scie à petites dents (découpe du plexiglas)
- ✓ Cutter (prédécoupe du plexiglas)
- ✓ Scie à bois (découpe des tasseaux)
- ✓ Scie à métaux (découpe des cornières)
- ✓ Perceuse
- ✓ Mèche à bois et à métaux de 4mm et 6mm
- ✓ Tournevis
- ✓ Pince

• Fabrication d'un piège :

1. Tracer à l'aide du cutter un rectangle de 48 cm X 29,7 cm dans la plaque de plexiglas.
2. Découper avec la scie à petites dents cette plaque en prenant garde à ne pas rayer ou fêler le plexiglas.



3. Scier une cornière au centre de façon à avoir 2 cornières de 50 cm.
4. Percer un trou de 6 mm à 4 cm du haut des 2 cornières. Répétez l'opération 40cm plus bas (soit 44 cm du haut).

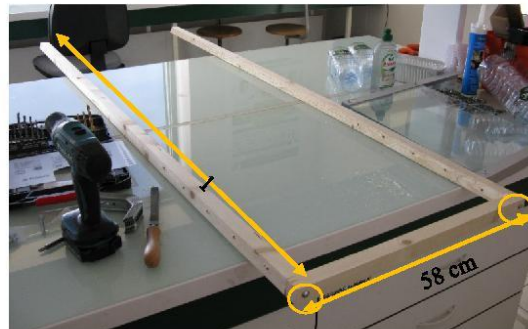


5. Percer avec la mèche à métaux de 4 mm les angles de la plaque de plexiglas et les 2 cornières de manière à fixer la plaque aux cornières avec les boulons de 4 mm.



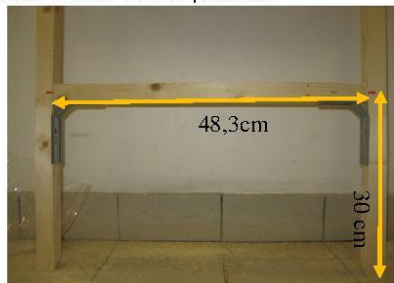
6. scier 2 tasseaux en biseaux pour que la plus grande longueur soit de 1m75.
7. Scier dans un autre tasseau un morceau de 54 cm ; un morceau de 48 cm et un morceau de 48,3 cm.
8. Percer un trou de 6 mm à 4 cm du haut des 2 tasseaux (extrémité non biseautée). Répétez cette opération tous les 10 cm jusqu'à avoir 14 trous.

9. Fixer le tasseau de 58 cm sur le haut des tasseaux de 1m75 avec les vis à bois.



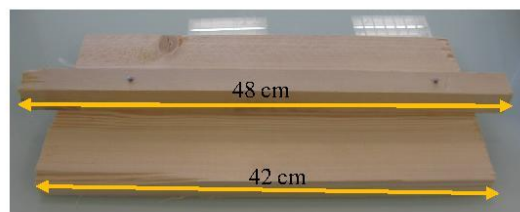
10. Fixer le tasseau de 48,3 cm à 30 cm du bas (à partir de l'extrémité du biseau) des tasseaux de 1 m75 avec les vis à bois.

11. Solidifier l'ensemble avec des équerres.



12. Découper dans la planche une planche de 42 cm de long.

13. Fixer cette planche sur le tasseau de 48 cm à l'aide de clous.



14. Fixer l'ensemble aux cornières à 10~12 cm sous la vitre de plexiglas avec les boulons de 6 mm.



15. Fixer avec les boulons de 6 mm et les écrous à oreilles le cadre formé par la vitre et le support entre les deux tasseaux à la hauteur souhaitée.

16. Fixer avec des clous ou à l'agrafeuse des barquettes en aluminium de part et d'autre de la vitre.



17. Placer de nouvelles barquettes dans celles fixées à la planche, ces barquettes contiendront le liquide de conservation. Il peut être nécessaire de pratiquer de petits trous dans le haut des barquettes afin de permettre l'évacuation de l'eau de pluie.



Annexe 6 : Distance de Jaccard entre les différents types de pièges

	PC	PV	PB	GB	PM	PJ	FAU
PC	0						
PV	0.476	0					
PB	0.795	0.768	0				
GB	0.757	0.688	0.406	0			
PM	0.512	0.523	0.787	0.748	0		
PJ	0.674	0.619	0.826	0.789	0.738	0	
FAU	0.914	0.923	0.928	0.895	0.921	0.92	0

Annexe 7 : Recouvrement des stades bouton et fleur pour les espèces semées

ACO	semaine 1		semaine 2		semaine 3		semaine 4	
	bouton	fleur	bouton	fleur	bouton	fleur	bouton	fleur
<i>Calendula officinalis</i>	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
<i>Coriandrum sativum</i>	0.24	0.05	0.06	0.61	0.21	1.00	0.23	0.77
<i>Cyanus segetum</i>	0.17	0.00	0.11	0.05	0.06	0.07	0.03	0.08
<i>Fagopyrum esculentum</i>	0.00	0.30	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
<i>Malva sylvestris</i>	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
<i>Matricaria chamomilla</i>	0.06	0.03	0.01	0.06	0.00	0.12	0.00	0.04
<i>Phacelia tanacetum</i>	0.01	0.59	0.00	0.04	0.00	0.00	0.02	0.01
<i>Sinapis alba</i>	0.01	0.04	0.00	0.20	0.07	0.25	0.08	0.24
<i>Vicia sativa</i>	4.10	6.36	0.00	0.30	0.46	1.14	1.14	0.23
sommes	4.60	7.36	0.18	1.27	0.79	2.58	1.50	1.37

FRE	semaine 1		semaine 2		semaine 3		semaine 4	
	bouton	fleur	bouton	fleur	bouton	fleur	bouton	fleur
<i>Calendula officinalis</i>	0.23	0.03	1.60	0.83	1.29	0.74	0.96	0.55
<i>Coriandrum sativum</i>	0.74	0.01	0.00	1.04	0.18	0.63	0.00	0.31
<i>Cyanus segetum</i>	2.38	0.18	0.58	1.82	0.33	1.03	0.47	0.77
<i>Fagopyrum esculentum</i>	0.00	0.14	0.00	0.00	0.06	0.02	0.04	0.00
<i>Malva sylvestris</i>	0.00	0.00	0.57	0.11	1.16	0.69	0.84	0.88
<i>Matricaria chamomilla</i>	0.13	0.19	0.00	0.28	0.00	0.21	0.00	0.06
<i>Phacelia tanacetum</i>	1.33	12.38	0.06	1.74	0.00	0.13	0.00	0.09
<i>Sinapis alba</i>	0.11	0.92	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
<i>Vicia sativa</i>	2.35	2.46	0.00	0.04	0.00	0.00	0.00	0.00
sommes	7.27	16.33	2.81	5.85	3.02	3.46	2.31	2.65

NAT	SEM1		SEM3		SEM4	
	bouton	fleur	bouton	fleur	bouton	fleur
<i>Calendula officinalis</i>	0.00	0.00	2.78	0.36	0.64	0.41
<i>Coriandrum sativum</i>	0.00	0.00	0.74	0.71	0.00	0.88
<i>Cyanus segetum</i>	1.65	0.00	0.09	0.06	0.06	0.07
<i>Fagopyrum esculentum</i>	0.00	1.62	0.00	0.18	0.00	0.04
<i>Malva sylvestris</i>	0.00	0.00	2.76	0.59	1.77	2.07
<i>Matricaria chamomilla</i>	0.08	0.00	0.00	0.00	0.00	0.01
<i>Phacelia tanacetum</i>	1.97	5.92	0.19	3.87	0.00	1.32
<i>Sinapis alba</i>	0.60	8.71	0.00	0.00	0.00	0.00
<i>Vicia sativa</i>	0.31	0.00	0.00	0.26	0.00	0.00
sommes	4.61	16.25	6.56	6.03	2.46	4.80

Annexe 8 : Parts (en pourcentage) de chaque taxon par rapport au total des individus capturés

	PC	PV	PM	PB	GB
ACARIEN	0.5	0.5	0.4	2.2	2.7
ARAIGNEE	6.5	6.0	8.2	29.0	26.1
CARABE	0.5	5.5	2.6	4.3	6.3
CHARANCON	0.5	0.5	0.4	1.1	0.9
CLOPORTE	0.0	0.0	0.0	1.1	0.9
COCCINELLE	1.5	1.6	0.9	2.2	1.8
COLEOPTERE	10.0	17.5	11.6	10.8	14.4
COLLEMBOLE	0.0	0.5	0.0	1.1	0.9
BRACHYCERE	10.4	10.9	8.6	9.7	10.8
DERMAPTERE	2.5	1.6	2.2	0.0	0.9
NEMATOCERE	7.5	8.2	6.0	3.2	2.7
EPHEMEROPTERE	0.0	0.5	0.0	0.0	0.0
HEMIPTERE	5.5	4.9	5.2	6.5	5.4
HYMENOPTERE	18.4	14.2	17.7	10.8	11.7
ISOPODE	0.0	0.0	0.0	1.1	0.9
LEPIDOPTERE	11.4	7.1	17.2	0.0	0.0
MERCOPTERE	0.0	0.0	0.4	0.0	0.0
NEUROPTERE	0.0	0.5	0.9	1.1	0.0
ODONATE	0.0	0.0	0.4	0.0	0.0
OPILION	0.5	0.5	0.4	1.1	0.9
ORTHOPTERE	2.0	0.0	1.3	5.4	1.8
PSOCOPTERE	3.0	1.1	3.0	0.0	0.0
PUCERON	10.0	9.3	7.3	3.2	2.7
PUNAISE	7.5	7.1	3.4	2.2	3.6
SCUTIGERE	0.0	0.0	0.0	0.0	0.9
STAPHYLIN	1.0	1.1	1.3	3.2	2.7
THYSANOPTERE	0.5	0.5	0.4	1.1	0.9
TRICHOPTERE	0.5	0.0	0.0	0.0	0.0