

Alexandre MARSAUD

M1 Risques & Environnement, parcours écosystèmes et biodiversité

Etat des lieux écologique à $t = 0$ et préconisations de gestion pour l'installation d'une prairie arborée en milieu urbain (Gentilly)



(Photographie prise par Corinne Brachet Ducos)

Stage de Master 1 (8/03/2021 au 30/04/2021) au sein de l'association Gentil'Ilot Vert à Gentilly.

Maître de stage : Bertrand DUCOS

Professeur référent : François BOUTEAU

Remerciements

J'aimerais, tout d'abord, remercier Corinne Brachet-Ducos et Bertrand Ducos, respectivement porte-parole et président de l'association Gentil'Ilot Vert, pour leur disponibilité pendant le stage, bien que leurs rôles dans l'association ne soient pas leur occupation à plein temps.

Ensuite, j'adresse mes remerciements à Mme Patricia Genet et M. Adrien Perrard pour leur expertise et l'aide apporté dans, respectivement, l'élaboration des expériences d'analyses de sol et l'identification d'insectes.

Je tiens également à remercier vivement les employés du service pédagogique du 1^{er} étage du bâtiment Buffon de l'Université de Paris pour leur accueil et le prêt de matériel, qui m'ont été très utiles voire indispensables au bon déroulement de mon stage.

Enfin, je souhaiterais remercier Kloé Pin, Marius Poli et Arnaud Areste, des camarades de promotion et amis m'ayant aidé pour certaines expériences que j'ai réalisées pendant mon stage.

Table des matières

I.	Introduction.....	1
a.	L'association Gentil'Ilot Vert	1
b.	L'importance d'implanter un espace vert naturel sur la parcelle 49	2
c.	Contexte géologique et historique de Gentilly	2
d.	Les travaux effectués dans le passé sur l'ilot vert.....	3
II.	Matériel & Méthode.....	4
a.	Analyses physicochimiques du sol.....	4
1.	Le prélèvement.....	4
2.	Les expériences	5
3.	Préparation des échantillons.....	5
4.	Mesure du pH _{eau} et du pH _{KCl}	6
5.	Estimation de la microporosité	6
6.	Estimation de la teneur en CaCO ₃	7
7.	Détermination de la texture du sol	8
b.	Evaluation de l'abondance et de la diversité taxonomique de la faune du sol	8
c.	Estimation qualitative de la capacité de dégradation du sol	9
d.	Estimation de l'abondance et de la diversité taxonomique de la faune de surface	10
e.	Espèces végétales à implanter	11
III.	Résultats.....	12
a.	Propriétés physicochimiques du sol.....	12
b.	Activité biologique du sol	14
1.	Capacité de dégradation	14
2.	Faune du sol	14
c.	Faune de surface	16
d.	Listes des espèces végétales à implanter.....	18
IV.	Discussion et Préconisations	18
a.	Discussion	18
1.	Discussion des résultats	18
2.	Difficultés rencontrées	19
3.	Limites de l'état des lieux écologique effectué.....	20
b.	Préconisations	21
1.	Gestion	21
2.	Suivi de la biodiversité.....	22

I. Introduction

a. L'association Gentil'Ilot Vert

Gentil'Ilot Vert est une association citoyenne fondée en 2017, initialement dans le but de contester les projets de construction de logements sur la zone de terre pleine située entre la rue de Reims et la rue de la Paix sur le plateau de Mazagran au cœur de Gentilly, appelée ilot vert.

L'association montera alors par la suite, le projet Observatoire Citoyen de la Biodiversité Ordinaire (OCBO), ayant à la fois une dimension écologique : il s'agit de mettre en place un espace soucieux de la biodiversité en renforçant par la même occasion les corridors écologiques du secteur ; une dimension sociale : conserver un espace vert en danger dans une ville qui en est déjà très carencé ; une dimension éducative : éveiller les scolaires et les citoyens à la biodiversité ordinaire et locale ainsi qu'aux méthodes de suivis de cette dernière (relevés naturalistes, expériences...).

Ce projet OCBO devrait prendre place autour de la parcelle 49 et 45 de l'ilot vert, friches urbaines à l'abandon en cours de transformation vers une prairie arborée sur la parcelle 49 et plutôt une zone d'accueil du publique sur la parcelle 45.

Le projet a éveillé l'intérêt des collectivités territoriales. En effet, l'association a obtenu plusieurs subventions : lauréat d'un « projet exemplaire pour le climat dans le Val de Marne » fin 2018, lauréat d'appel d'offre de la région Ile de France dans le cadre de son programme d'aide à la reconquête de la biodiversité en 2020 et deux fois lauréat pour la région Ile de France en juillet 2021 pour l'aménagement de la parcelle 45. Ils ont également été aidés à plusieurs reprises par la municipalité.



Fig. 1 : La parcelle 49 en mars 2021 (Photographie prises par Alexandre Marsaud)

b. L'importance d'implanter un espace vert naturel sur la parcelle 49

La teneur en espace vert est importante pour la santé mentale des habitants (Maas 2006). Cependant, il a été montré que le pourcentage d'espaces verts dans les villes tend à diminuer dans les grandes villes (Kabisch 2013). Gentilly ne fait pas exception à la règle. En effet, elle est considérée comme une ville très carencée en espaces verts. De plus, le plateau de Mazagran, où se trouve l'ilot vert est très urbanisé, situé entre les voies ferrées du RER B, l'autoroute A6 et le périphérique. L'accès aux grands espaces verts à proximité de l'ilot vert est difficile pour les habitants du plateau. En effet, une rue de pente à 12% sépare le plateau du parc Pablo Picasso et du parc départementale du Coteau à l'est. Le périphérique forme une autre barrière pour l'accès à la cité universitaire au nord. Il semble donc essentiel pour le bien être des habitants du plateau de conserver cet espace vert, surtout qu'une bonne accessibilité ces espaces en milieu urbain jouent un rôle positif sur la santé mentale des riverains (Nutsford 2013).

D'un point de vue écologique, la restauration de l'ilot vert sur la parcelle 49 permettrait de renforcer la trame verte au sein de la commune de Gentilly, objectif du PLU PADD actuel de la municipalité (EPT Grand-Orly Seine Bièvre 2019). En effet, l'ilot vert rentrerait dans la continuité écologique Nord-Sud Montsouris – Petite Ceinture – CUIP et améliorerait le lien Est-Ouest entre l'aqueduc de la Vanne et la vallée de la Bièvre. Il serait alors important de conserver un statut naturel sur cet espace de terre pleine afin de permettre la communication entre ces espaces verts plus importants.

La part de la population urbaine ne cesse d'augmenter et pourrait, en 2050, représenter 70% de la population mondiale (Elmqvist 2013). De plus, il a été montré que l'espace urbain augmente deux fois plus vite que le nombre d'habitants en ville (Seto 2011). De ce fait, d'ici 2030, le milieu urbain recouvrira une partie importante des hotspots de biodiversité actuelle (Seto 2012). Au regard de ces prédictions, il semble important de s'intéresser à la biodiversité en ville.

De plus, l'installation de plantes sauvages indigènes en diversité plus importante et la mise en pratique de gestions moins contraignantes favoriseraient l'abondance et la diversité de nombreux taxons d'animaux (chiroptères, oiseaux, coléoptères, orthoptères et hémiptères) (Threlfall 2017). Voilà pourquoi l'installation d'une prairie arborée où les plantes seraient locales et la gestion serait plus discrète et respectueuse pourrait participer au regain de la biodiversité en ville.

c. Contexte géologique et historique de Gentilly

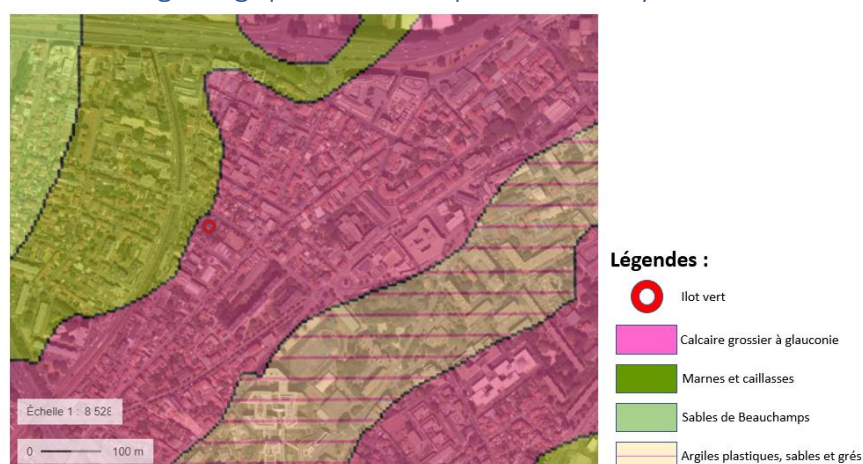


Fig. 2 : Couche géologique à l'affleurement à Gentilly (couche : carte géologique 50 000^e – harmonisé, géoportail.gouv.fr)

L'îlot vert se trouve sur le plateau de Mazagran, sur une roche constituée de calcaire grossier à glauconie du Lutécien, qui se trouve dans la série de l'Eocène. Le plateau a été créé par la Bièvre lorsqu'elle a creusé son lit, dans des formations géologiques plus perméables de marnes plus anciens.

D'un point de vue historique, la commune de Gentilly est restée globalement rurale jusqu'au XVII^{ème} siècle [1], où des naturalistes historiques comme Jacques Cornut et Joseph Pitton de Tournefort ont réalisé l'identification de nombreuses espèces sur les prairies des plateaux et des coteaux longeant la vallée de la Bièvre (Maurin et al 1997). Au XVIII^{ème} et au XIX^{ème} siècle, la région s'industrialise. On voit alors émerger des ateliers de blanchisseries et de tanneries, domaine d'activité nécessitant des eaux vives, ou encore des usines de produits chimiques. Toutes ces industries, engendrant des problèmes sanitaires dus à la pollution, sont à l'origine de la couverture de l'affluent à partir de 1830 (Le Roux 2010). A l'extrémité est de l'îlot vert, une usine, les Fonderies de Gentilly, utilisant beaucoup de plombs, a pollué le sol au plomb à cet endroit-là. A partir de 1868, le maraîchage s'installe sur l'îlot vert.



Fig. 3 : Photographie de l'îlot vert en 1914

Sur le plateau, le calcaire a été extrait du sol dans des carrières du XIII^{ème} au XIX^{ème} siècle [1].

d. Les travaux effectués dans le passé sur l'îlot vert

Trois relevés floristiques et faunistiques ont été effectués depuis 2003 sur l'îlot vert. Le premier, en 2003 donc, est un relevé floristique effectué par le Conservatoire de Botanique Nationale du Bassin Parisien (CBNBP) [2]. On y retrouve des espèces végétales assez communes.

En 2017, l'association a fait appel à divers organismes pour effectuer un inventaire faunistique sur l'îlot vert. Avec l'aide de l'Association Naturaliste de l'Est Parisien, de bénévoles de la Ligue Protectrice des Oiseaux et de bénévoles de la Société Entomologique de France, ils ont inventorié 15 espèces de lépidoptères, 5 espèces d'orthoptères, 4 espèces de chiroptères et 4 espèces de micromammifères [4].

Dans ce relevé, on retrouve des espèces protégées comme les quatre espèces de chauve-souris, dont une plutôt rare : la pipistrelle soprane (*Pipistrellus pygmaeus*), mais aussi le conocéphale gracieux (*Ruspolia nitidula*) et la cicadelle grand diable (*Ledra aurita*), protégés en Ile-de-France. Ces données

sont un argument de poids pour préserver cet espace le plus naturel possible, et donc dans la bonne conduite du projet OCBO.

Deux étudiants de la licence ECOPUR du Muséum National d'Histoire Naturelle ont également été pris en stage pendant l'hiver 2018. Ils ont réfléchi à des pistes d'aménagement pour l'ilot vert, dans le respect du projet OCBO. Ils ont également effectué un relevé floristique, largement contraint par la saison cependant, de la parcelle 49, à l'abandon à cette époque, considérée comme une friche urbaine (Bamboux et Gailledrat 2018). On y retrouvait alors un cortège floristique herbacé assez nitrophile (*Veronica persica*, *Hedera helix*, *Geranium robertanum*, *Cardamine hirsuta*...), bien caractéristique d'un milieu soumis à la rudéralisation.

En février 2021, les membres de l'association ont voulu retirer les quelques plaques de béton qui se trouvaient à l'avant de la parcelle, recouvertes par de l'humus. Cependant, ils se sont rendus compte que ces plaques se prolongeaient sur toute la surface de la parcelle, et sous ces plaques se cachaient des déchets d'origines multiples et difficiles à déterminer. Cette parcelle avait du faire office de « déchetterie sauvage » dans le passé. Les plaques et les déchets ont donc été remplacés par de la terre végétale amendée.

C'est dans ces conditions que l'association Gentil'Ilot Vert a fait appel à moi afin d'effectuer un état des lieux écologique de la parcelle 49 à $t = 0$ après l'installation de la terre amendée végétale et d'émettre des préconisations de gestion pour la suite.

//. Matériel & Méthode

a. Analyses physicochimiques du sol

1. Le prélèvement

J'ai réalisé différentes expériences sur des échantillons de sol prélevés en amont sur la parcelle 49 et 45, dans le but de déterminer un maximum de caractéristiques physicochimiques du sol de profondeur, ancien, et de surface, nouveau constitué de terre végétale amendée.

J'ai donc décidé, tout d'abord, de quatre points de prélèvement : un à l'avant, au milieu et au fond de la parcelle 49 et un dernier au niveau de la terre pleine de la parcelle 45. L'avant de la parcelle correspond à la partie la plus proche de la route et le fond à celle la plus éloignée de cette dernière. Les prélèvements ont été réalisés à l'aide d'une tarière.

Les prélèvements ont été effectués de cette manière : les points de prélèvements ont été choisis aléatoirement dans chaque zone déterminée plus haut, j'ai enfoncé la tarière au niveau de chaque point et j'ai déposé le sol récolté sur une bâche. Le processus de prélèvement se faisait jusqu'à ce qu'il soit impossible d'enfoncer la tarière d'avantage. Cela me donnait donc des prélèvements allant de 1m à 1m20 de profondeur. Sur chaque prélèvement, il était possible d'identifier deux horizons bien distincts : le premier bien foncé, riche en débris végétaux et le deuxième plus clair, riche en cailloux et autres débris minéraux (Fig. 3).



Fig. 4 : Carottage du sol au fond de la parcelle 49. On distingue bien les deux horizons (photographie prise par Alexandre Marsaud)

Par soucis d'abondance, j'ai donc récolté la quantité maximum de chaque horizon, pour chaque point de prélèvement, dans des tupperwares, sans me soucier réellement de la profondeur. Les horizons me semblant assez homogènes, j'ai considéré que ça ne devrait pas avoir d'impacts importants sur les résultats.

J'ai cependant manqué de sol lors de mes expériences, me forçant donc à refaire un prélèvement. Ce deuxième prélèvement a été fait en suivant la même méthodologie.

2. Les expériences

Les expériences ont été effectuées dans la salle de préparation du secteur de biologie végétale du bâtiment Buffon. J'ai donc fait une liste des expériences, à la fois intéressantes et réalisables. Il s'agit donc de :

- La mesure du pH_{eau} et du pH_{KCl}
- L'estimation de la capacité au champ, et donc la mesure de la microporosité
- Le test de plasticité
- La mise en évidence de la présence de calcaire avec le calcimètre de Bernard

3. Préparation des échantillons

Toutes les expériences réalisées ont nécessité un sol sec et tamisé, tamisé à 2 mm pour la mesure des pH, la mesure de la microporosité, et le test de plasticité et tamisé à 200 μm pour le calcimètre de Bernard.

J'ai donc tamisé chaque échantillon, des deux prélèvements, tout d'abord à 2mm. Etant trop humide lors de mes premiers essais, je les ai laissés sécher, étaler sur du papier, pendant au moins 12h. Je les ai ensuite broyés à l'aide d'un burin avant de les passer au tamis. Une pesée a été faite avant la mise à l'étuve, qui a duré au moins trois jours pour chacun des deux prélèvements, puis une autre pesée a été effectuée après le passage à l'étuve. Les échantillons n'ayant pas été pesés à leur humidité de prélèvement ni forcément séchés pendant la même durée, ces mesures n'ont pas été prises en compte dans les résultats.

Pour les deux expériences nécessitant des échantillons tamisés à 200 μm , j'ai réalisé plus ou moins le même procédé. Pour être sûr de ne pas manquer de sol, j'ai tamisé 30g à ce maillage pour en avoir en excès. Cependant, j'avais à ma disposition uniquement un tamis de 250 μm . J'ai donc dû m'en contenter.

Finalement, j'avais donc à ma disposition huit échantillons : horizon 1 du devant de la parcelle 49 (P49DH1), horizon 2 du devant de la parcelle 49 (P49DH2), horizon 1 du milieu de la parcelle 49 (P49MH1), horizon 2 du milieu de la parcelle 49 (P49MH2), horizon 1 du fond de la parcelle 49 (P49FH1), horizon 2 du fond de la parcelle 49 (P49FH2), horizon 1 de la parcelle 45 (P45H1), horizon 2 de la parcelle 45 (P45H2)

4. Mesure du pH_{eau} et du pH_{KCl}

Afin de mesurer le pH_{eau} et le pH_{KCl} de mes échantillons, je me suis grandement inspiré du protocole disponible sur le polycopié « *Travaux pratiques de PEDOLOGIE* », travaux pratiques prenant place dans l'UE Initiation au diagnostic environnemental du Master Risque & Environnement, parcours Ecosystèmes et Biodiversité et réalisé par Patricia Genet.

Voici donc le protocole que j'ai suivi, pour chaque échantillon :

- Placer 20g de sol sec tamisé à 2mm dans un bécher étroit et haut
- Ajouter 50ml d'eau distillée
- Mettre sous agitation pendant 2h
- Etalonner le pHmètre, d'abord avec le tampon pH 7 puis le tampon pH 4
- Au bout de 2 heures d'agitation, faire la mesure du pH_{eau}
- Ajouter dans chaque bécher 3,7g de KCl
- Remettre sous agitation douce pendant 30min
- Faire à nouveau la mesure du pH, celle du pH_{KCl}

Afin d'éviter la variabilité aléatoire des résultats et également pour atténuer les incertitudes liées à l'expérimentateur et au matériel, j'ai réalisé trois répliques pour chaque échantillon. C'est le maximum que je pouvais effectuer et prenant en compte le matériel et le temps que j'avais à ma disposition.

Les précautions prises lors de cette expérience sont relatées en annexe (Annexe I).

Les résultats ont été notés, puis répertoriés dans un tableau excel afin de pouvoir les traiter efficacement.

Afin de déterminer si les différences entre les mesures de pH_{eau} et de pH_{KCl} sont statistiquement significatives ou simplement liées à l'échantillonnage, un test de comparaison non paramétrique de Wilcoxon a été réalisé sur le logiciel R studio.

5. Estimation de la microporosité

Ici aussi, j'ai en grande partie récupéré le protocole disponible sur le polycopié de *Travaux pratiques de PEDOLOGIE*. Voici donc le protocole que j'ai suivi pour cette expérience, pour chaque échantillon.

- Déposer 100g de sol sec tamisé dans un entonnoir bouché par un petit morceau de coton cardé
- Placer l'entonnoir sur une potence
- Verser 250ml d'eau distillée dans un pulvérisateur
- Humidifier lentement et de manière homogène l'échantillon de sol d'eau distillée à l'aide du pulvérisateur précédemment préparé

- *Lorsque la première goutte d'eau percole en bas de l'entonnoir, noter précisément le volume d'eau versé*

Seul deux répliques ont été jugés nécessaires ici. En effet, entre deux répliques, les résultats ne divergeaient que de quelques millilitres.

Les précautions prises lors de cette expérience sont relatées en annexe (Annexe II).

Les résultats ont été notés puis retranscrits sur un tableau excel. La différence a été calculée entre le volume initial et le volume restant moyen pour chaque échantillon à la percolation de la première goutte. Cela nous donne le volume d'eau à la capacité aux champs. En exprimant ce résultat en pourcentage, on obtient une estimation de la microporosité.

Un test statistique non paramétrique a été réalisé sur le logiciel R pour vérifier les différences entre les échantillons de l'horizon 1 et ceux de l'horizon 2.

6. Estimation de la teneur en CaCO_3

Encore une fois, le polycopié de *Travaux pratiques de PEDOLOGIE* a été utilisé pour cette expérience. Voici le protocole suivi, pour chaque échantillon. Il s'agit d'une mise en évidence du taux de calcaire à l'aide d'un calcimètre de Bernard.

- Etape 1 : Etalonnage du calcimètre
 - *Placer 0.3g de CaCO_3 pur et bien sec dans un erlenmeyer résistant à l'acide*
 - *Remplir un tube à hémolyse d'acide chlorhydrique (HCl 4N)*
 - *Placer le tube à hémolyse dans l'erien sans renverser d'acide*
 - *Boucher hermétiquement l'erien. L'erien est relié par un tube à une colonne graduée remplie de NaCl (300g.L^{-1} et de l'encre bleue pour une meilleure visualisation du dénivelé), elle-même connectée à une ampoule. Le niveau doit être équilibré dans l'ampoule et la colonne.*
 - *Renverser l'HCl sur le calcaire en faisant attention à ce que l'acide ne remonte pas dans le tube.*
 - *Attendre la fin de l'effervescence et le rééquilibrage thermique avec l'air ambiant (réaction exothermique)*
 - *Mesurer la dénivellation.*
- Etape 2 : Dosage de la quantité de CaCO_3 dans les échantillons de sol
 - *Peser 1g de sol tamisé à 2mm puis broyé et retamisé à $200\mu\text{m}$, placer le dans un erlen puis procéder comme pour l'étape 1*

Deux répliques ont été réalisées pour tous les échantillons, à l'exception des échantillons P45H1 et P45H2 où trois mesures ont été faites. Les raisons de ce choix, ainsi que les précautions prises pour cette expérience, sont expliquées en annexes (Annexe III).

Les résultats sont sous forme de dénivelés. Il a donc fallu les convertir à pourcentage de CaCO_3 . Pour ce faire, il faut réaliser deux produits en croix à partir de la mesure du dénivelé du CaCO_3 .

Le premier produit en croix consiste à transcrire le dénivelé engendré par 0,3g de CaCO_3 en un dénivelé engendré par 1g de CaCO_3 , afin de pouvoir par la suite, déterminer le taux de CaCO_3 des échantillons à partir du déniveler engendré par 1g de CaCO_3 , correspondant à 100% de CaCO_3 .

Les résultats ont été compilés sur le logiciel excel et les calculs ont été réalisés sur ce dernier également. Comme les résultats entre l'horizon 1 et l'horizon 2 de la parcelle 49 semblaient assez différents, un test de comparaison de Wilcoxon a été réalisé entre ces deux échantillons pour vérifier la significativité statistique de cette variabilité.

7. Détermination de la texture du sol

La texture du sol peut influencer grandement la capacité de rétention d'eau et la disponibilité de minéraux de ce dernier. Un sol sableux sera plus filtrant, retenant peu l'eau et les nutriments, alors qu'un sol plus argileux captera plus efficacement ces derniers.

Pour estimer, de manière qualitative, la texture de nos échantillons, j'ai utilisé le protocole et la clé de détermination trouvés dans un ouvrage de science participative sur le sol et ses fonctions (Jondreville et al 2018).

Voici le protocole :

- *Placer dans une bassine une quantité suffisante (deux à trois poignées) de sol tamisé à 2mm sec*
- *Humidifier l'échantillon afin qu'il soit assez humide pour être malléable, mais sans qu'il soit trempé non plus*
- *Suivre les manipulations à effectuer dans la clé de détermination en annexe (rouler en boule, faire un boudin, former un cercle...) (Annexe VIII)*
- *Noter le résultat en fonction*

Les résultats ont ensuite été compilés dans le logiciel excel pour en faire un tableau.

b. Evaluation de l'abondance et de la diversité taxonomique de la faune du sol

La faune du sol participe en partie à la redistribution de l'énergie dans l'écosystème en dégradant la matière organique morte, la rendant plus facilement assimilable par la microflore (bactéries, champignons...) (Woods et al 1982) et elle permet également l'aération de ce dernier (Chen et al 2007). Il semble donc intéressant d'avoir une idée de l'abondance et la diversité de cette faune du sol avant d'envisager d'implanter des espèces végétales sur un milieu.

Pour ce faire, je me suis inspiré d'un protocole permettant d'effectuer cette évaluation dans un autre ouvrage de sciences participatives (Vigie-Nature 2021). Cette expérience est intitulée dans ce document « Tri du sol + moutarde ».

Elle consiste à récupérer un échantillon de sol sur 10 cm de profondeur, de l'émietter afin de récupérer les spécimens de microfaune. Ensuite, pour récupérer les oligochètes (vers de terre) situés plus en profondeur, on verse à l'arrosoir, dans le trou formé par le prélèvement précédent, une solution à la moutarde. Les particules irritantes de la moutarde forcent les vers de terre à remonter à la surface, ils sont alors prélevés. Cette méthode permet alors d'avoir une idée la plus complète des spécimens vivant dans la zone en évitant de les tuer.

Voici le protocole suivi :

- *Délimiter une surface de 25 x 25 cm sur une zone choisi aléatoirement (pour la parcelle) ou déterminer par les propriétaires (dans les jardins publiques) à l'aide d'un mètre et de quatre bouts de bois*
- *Enfoncer la fourche bêche sur la surface délimitée sur 10cm de profondeur, marquée sur la bêche à l'aide d'un marqueur*
- *Placer le sol extrait dans une bassine*

- *Emietter le sol sur une bâche pour collecter les organismes. Les organismes sont prélevés à la main et placés dans un récipient fermé, pour éviter les fuites, où réside un coton humide au fond pour ne pas déshydrater les spécimens*
- *Identifier les organismes (à l'aide de la fiche d'identification présente dans le document de science participative et un guide de faune du sol (Coineau et al 1997))*
- *Relâcher les organismes à moins de deux mètres du trou*
- *Diluer 75g (15 cuillères à café) de moutarde forte dans ½ litres d'eau de pluie dans un verre doseur, puis verser cette solution dans l'arrosoir rempli de 2 litres d'eau. Agiter la solution dans l'arrosoir*
- *Verser les 2,5 litres de mélange de façon homogène dans le trou creusé. Récupérer les organismes remontant à la surface uniquement dans la zone creusée. Attendre que le ver soit complètement sorti avant de les prélever pour ne pas les blesser. Stocker les vers dans le même récipient et les mêmes conditions que précédemment.*
- *Continuer jusqu'à ce que plus aucun organisme ne remonte*
- *Identifier, compter et relâcher les organismes comme pour la première étape*

L'expérience a été effectuée dans deux jardins privés, au fond et au milieu de la parcelle 49.

Les précautions ainsi que les explications des choix pris lors de cette expérience sont en annexes (Annexe V)

Les résultats ont été compilés sur le logiciel Excel afin de traiter les données (Annexe 13). L'indice de Shannon a été déterminé sur R à l'aide de la fonction `diversity()` du package « vegan ». L'indice d'équitabilité a été calculé sur Excel à l'aide de la richesse taxonomique (S) et l'indice de Shannon (H') d'après cette formule : $E = H' / \log_2(S)$.

c. Estimation qualitative de la capacité de dégradation du sol

Pour avoir une idée, qualitative, de l'activité microbienne du sol de la parcelle 49, une autre expérience tirée de l'ouvrage de sciences participatives utilisé pour l'expérience sur la faune du sol a été réalisée (Vigie-Nature 2021).

Cette expérience consiste à placer des filtres à café humidifiés à même le sol, nu, puis d'attendre plusieurs mois afin d'évaluer le pourcentage de dégradation de ce dernier à la fin de l'expérience.

Voici le protocole :

- *Choisir aléatoirement trois points où placer le filtre à café sur sol nu*
- *Humidifier le filtre en l'immergeant quelques secondes dans un récipient rempli d'eau*
- *Poser le filtre sur le sol et le recouvrir avec un récipient en terre cuite retourné (pour éviter que le filtre ne s'envole)*
- *Après deux mois, récupérer délicatement les filtres, les laisser sécher dans une presse à herbes pendant 48 heures*
- *Prendre une photo des filtres secs, puis estimer la surface de filtre restante en classe de pourcentage : >75%, entre 50 et 75%, entre 25 et 50%, entre 1 et 25% ou 0%.*

Les filtres à café ont été disposés dans les mêmes milieux que pour la faune du sol : la parcelle 49 et deux jardins privés. Trois répliques ont été mises en place par milieu. Les précautions et la justification des choix pris lors de l'expérience sont en annexes (Annexe VI)

Les résultats étant purement qualitatifs, ils ont simplement été entrés dans Excel pour en faire un tableau, à valeur uniquement descriptive.

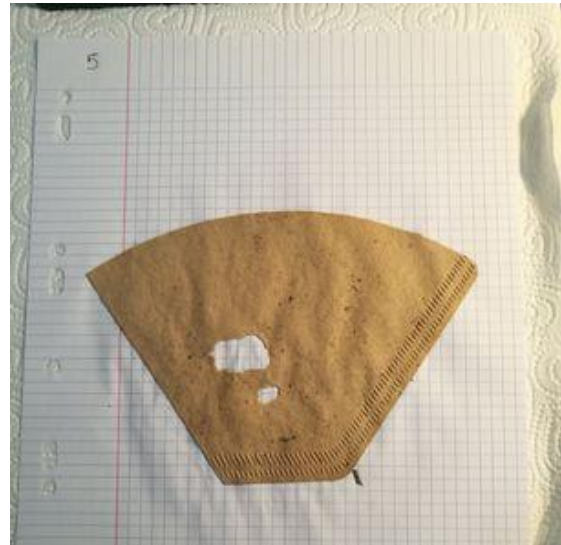


Fig. 5 : Photographie du filtre à café n°5, placé au milieu de la parcelle 49. À gauche, le jour de l'installation, à droite, à la sortie de la presse pour estimer le taux de dégradation

d. Estimation de l'abondance et de la diversité taxonomique de la faune de surface

Afin d'enrichir les données sur l'état de l'écosystème actuel de la parcelle 49, un relevé de faune de surface a été effectué. Encore une fois, le protocole de cette expérience a été récupéré dans l'ouvrage de science participative sur l'activité biologique du sol utilisé pour les expériences des filtres à café et du tri du sol + moutarde (Vigie-Nature 2021).

Cette expérience-ci consiste à positionner des pièges à faune de surface confectionnés à l'aide d'EcoCup de 25cL, de goulot de bouteille d'eau en plastique de 50cL, de piques à brochette en bois et de briques de lait ou de jus.

Voici le protocole :

- Couper la partie supérieure d'une bouteille en plastique de 50cl. Ce dernier s'insérera, à l'envers, dans l'EcoCup afin d'éviter la fuite des organismes piégés.
- Préparer le gobelet en plaçant un coton humide au fond et en plaçant le goulot de la bouteille à mi-hauteur en prenant garde à ce qu'il n'y a pas d'espace entre l'intérieur de l'EcoCup et le goulot de bouteille
- Préparer un toit à placer au-dessus du piège pour le protéger de la pluie et éviter que les individus piégés se noient. Il suffit de planter quatre pics à brochette aux extrémités d'un bout de brique de lait ou de jus de forme plus ou moins carré.
- Creuser un trou aux dimensions du gobelet à l'aide d'une petite pelle de jardin
- Disposer le piège dans le trou en prenant garde à ce qu'il n'y est pas d'espace entre le piège et les rebords du trou et à ce que le bord du piège soit plus bas que la surface du sol
- Placer ensuite le toit au-dessus du piège
- Vérifier la présence, identifier, compter le nombre d'organismes dans le piège deux fois par jour, matin et soir
- Relâcher les organismes à plus de 10 mètres du piège et replacer le piège en prenant les mêmes précautions citées plus haut

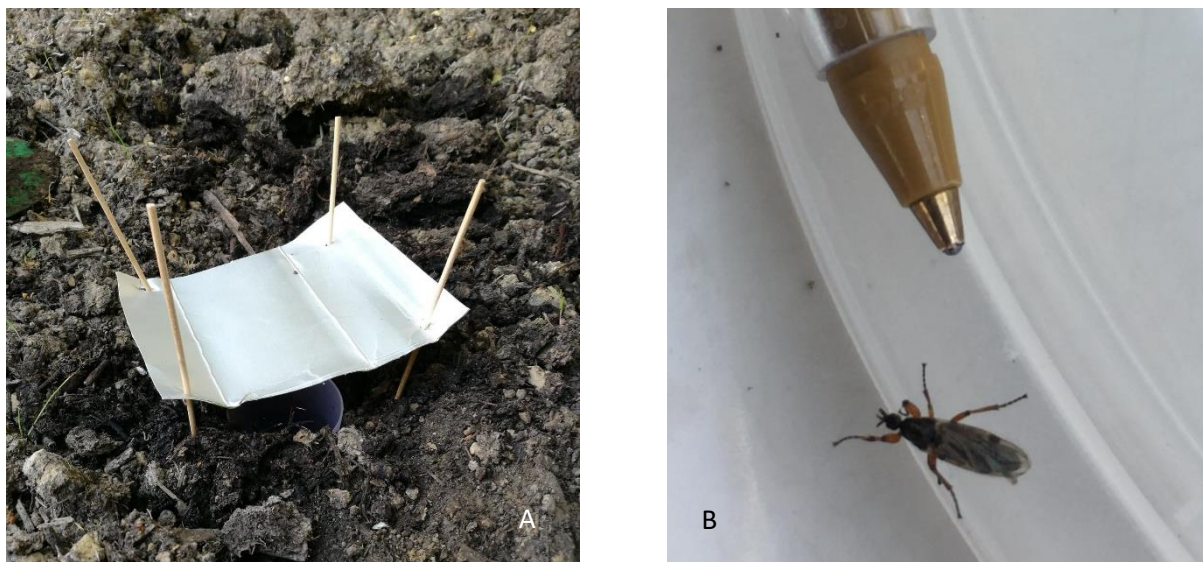


Fig. 6 : A) Installation d'un des pièges à faune de surface ; B) Un nématocère récolté dans un des pièges (Photographies prises par Alexandre Marsaud)

Quatre pièges ont été placés au total : trois dans la parcelle 49, à l'avant, au milieu, au fond, et un dernier, parcelle 45. Les précautions et la justification des choix pris lors de l'expérience sont en annexes (Annexe VII)

Les données ont été ensuite rentrées sur un tableur Excel pour pouvoir traiter les données (Annexe XII).

Les indices de Shannon, la richesse spécifique et l'abondance d'organismes de la somme des relevés de chaque piège ont été calculés à l'aide du logiciel R. L'indice d'équitabilité a été calculé sur Excel à l'aide de la richesse taxonomique (S) et l'indice de Shannon (H') d'après cette formule : $E = H' / \log_2(S)$. Chaque piège étant prélevé cinq fois, des tests statistiques, notamment des tests de Kruskal-Wallis, ont été réalisés, sur R également, sur les indices de Shannon, la richesse spécifique et l'abondance d'organismes sur les échantillons de chaque piège.

e. Espèces végétales à planter

J'ai également réalisé une liste d'espèces végétales qui seraient intéressantes d'implanter dans la parcelle.

Ces espèces ont été sélectionnées selon les critères que les membres de l'association m'ont donnés : une floraison globale de la prairie tout au long de l'année, une variété maximum de couleurs de fleurs, favoriser la biodiversité (pollinisation par des insectes sauvages et endozoochorie), des plantes locales (bassin parisien nord) ; mais également en fonction des caractéristiques du sol.

A la lumière des résultats de l'analyse physicochimique du sol, j'ai sélectionné des plantes de mésophile à hygrophile, de neutre vis-à-vis de la lumière à héliophile (milieu ouvert) et de neutrophile à basiphile. N'ayant pas de données sur le caractère trophique du sol, la gamme trophique des espèces n'a pas été prise en compte dans la sélection.

Les espèces ont été discriminées de la liste proposée par l'ouvrage de l'ARB *Plantons local en Ile-de-France*, dans la rubrique *Fleurissons nos pelouses* (Flandin 2019).

L'écologie des plantes et leurs floraisons ont été vérifiées sur le site de Tela Botanica. Peu de différences ont été observées.

Pour ce qui est des ordres d'insectes pollinisateurs et d'insectes parasites ou prédateurs, les informations sont tirées de l'ouvrage *Clé des prairies : Flore des prairies urbaines de la moitié Nord de la France* d'Audrey Muratet (Muratet et al 2015). Malheureusement, je n'ai pas réussi à trouver de document assez fiable me permettant de trouver ces informations pour les espèces qui ne sont pas listées dans la *Clé des prairies*.

III. Résultats

a. Propriétés physicochimiques du sol

Echantillon	pH Eau (N = 3)	pH KCl (N = 3)	Microporosité (%) (N =2)	% CaCO ₃	Texture
P45H1	8,13	8,12	21	24,11	Limon
P45H2	8,51	8,23	16	29,35	Sable limoneux
P49FH1	7,97	7,95	24	0,56	Argile
P49FH2	8,39	8,42	14,2	24,39	Sable limoneux
P49MH1	8,31	7,95	25,2	0,84	Argile
P49MH2	8,17	8,26	17,8	17,1	Sable limoneux
P49DH1	8,2	8,1	24,4	0,84	Argile
P49DH2	8,03	8,05	17,2	13,18	Sable limoneux

Fig. 7 : Tableau récapitulatif des résultats des différentes expériences d'analyses physicochimiques du sol.

(P45 : Parcelle 45, P49F : Parcelle 49 Fond, P49M : Parcelle 49 Milieu, P49D : Parcelle 49 Devant, H1 : Horizon 1, H2 : Horizon 2)

Tous d'abord, on peut déterminer quelques caractéristiques de ces sols grâce aux données de la Fig. 7. Le sol est donc basique dans tous les échantillons. Il semble très calcaire parcelle 45 et dans l'horizon 2 de la parcelle 49, beaucoup moins dans l'horizon 1 de cette dernière. Pour la texture, on remarque un sol argileux en surface (terre amendée) et un sol entre sableux et limoneux en profondeur (sol d'origine).

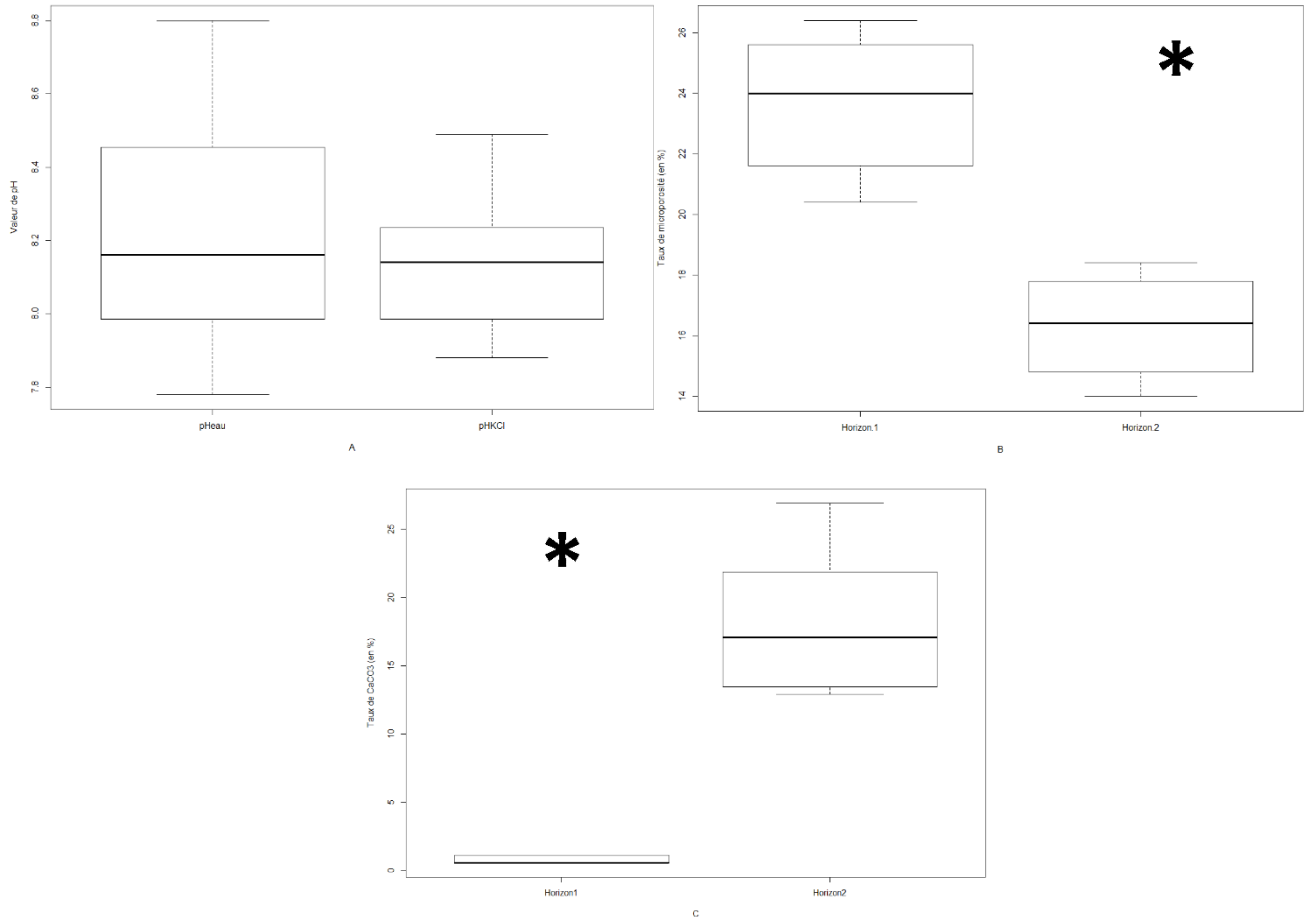


Fig. 8 : Boxplot (A) des échantillons des mesures de pH_{eau} et de pH_{KCl} (N = 8), (B) du taux de microporosité des échantillons des horizons 1 et 2 (N = 8), (C) du taux de CaCO₃ des horizons 1 et 2 de la parcelle 49 (« * » : p-value < 0,05)

Des tests statistiques de comparaisons ont été réalisés entre les échantillons pH_{eau} et pH_{KCl} de tous les prélèvements et entre les échantillons des horizons 1 et 2 pour le taux de microporosité et le taux de CaCO₃ (pour la parcelle 49 uniquement dans ce dernier cas), pour les raisons citées dans la partie matériel et méthode.

Pour les échantillons des tests sur pH et le taux de CaCO₃, Les conditions de validité des tests paramétriques n'ont pas été validées (normalité et homogénéité des variances). Des tests de comparaison non-paramétriques de Wilcoxon ont du être effectués dans ces cas.

Pour le test sur la microporosité, la normalité et l'homogénéité des variances ont été vérifiés et validés, un test paramétrique de comparaison de moyennes de Student a donc été réalisé ici.

Pour le pH, la p-value du test de Wilcoxon étant supérieur à 0,05 (p-value = 0,364), les différences observées ne sont donc pas statistiquement significatives au risque $\alpha = 5\%$. On peut donc affirmer que les faibles différences entre le pH_{eau} et le pH_{KCl} seraient dues aux incertitudes de mesures (expérimentateur, matériel). En effet, le pH_{KCl} est censé renseigner sur l'acidité latente du sol (les ions K⁺ prenant la place des ions H⁺ sur les complexes argilohumiques, ces derniers se retrouvent alors dans la solution aqueuse). Or, le faible taux d'ions H⁺ dans le sol basique pourrait rendre cette acidité latente très faible, voire nulle. Ce résultat semblerait alors cohérent.

Pour la microporosité, la p-value du test de Student étant très inférieure à 0,05 (p-value = $7,904 \times 10^{-12}$), les différences observées sont statistiquement significatives. Les sols argileux ont une bonne capacité de rétention d'eau. La solution aqueuse de l'horizon H1, argileux et avec un pourcentage de microporosité plus élevé, devrait être plus importante que celle de l'horizon 2, sableux et avec un pourcentage de microporosité moins élevé.

Pour le taux de CaCO_3 , la p-value du test de Wilcoxon étant inférieure à 0,05 (p-value = 0,043), les différences observées sont statistiquement significatives. Le sol d'origine est donc calcaire, voire très calcaire. Cela ne semble pas étonnant au regard de la roche mère qui se situe sous l'ilot vert (Fig. 2). La terre amendée est quant à elle très peu calcaire.

b. Activité biologique du sol

1. Capacité de dégradation

Emplacement du filtre	n° filtre	% dégradation
Jardin 1	1	entre 0 et 25%
	2	entre 0 et 25%
	3	entre 25 et 50%
Parcelle 49	4	0%
	5	entre 0 et 25%
	6	0%
Jardin 2	7	> 75%
	8	entre 0 et 25%
	9	entre 0 et 25%

Fig. 9 : Tableau des résultats de l'expérience du filtre à café.

Les résultats sont en % de dégradation

Bien qu'il soit difficile d'effectuer des comparaisons fiables entre les lieux d'expérimentation à cause du manque de répliques empêchant la réalisation de tests statistiques. Il est quand même possible de remarquer quelques éléments intéressants sur la capacité de dégradation du sol entre les jardins et la parcelle 49.

En effet, la parcelle 49 est le seul échantillon où des filtres semblent ne pas s'être décomposés du tout. De plus, il n'y a que dans les jardins que l'on retrouve des échantillons dégradés à plus de 25%, qui est le maximum de la parcelle 49 (Fig. 9).

a. Faune du sol

Tout d'abord, une très grande partie des individus, pour tous les échantillons, ont été récoltée dans la partie supérieure du sol (0-10cm) (Fig. 11). Seulement très peu, voir aucun, organisme a été prélevé dans la partie profonde du sol à l'aide de la solution à la moutarde, de plus, ces derniers étaient tous des oligochètes (Fig. 11A).

	Parcelle 49 (milieu)	Parcelle 49 (fond)	Jardin 1	Jardin 2
Abondance	0	57	29	2
Richesse spécifique	0	3	7	2
Indice de Shannon	0	0,70	2,28	1
Equitabilité	0	0,44	0,81	1

Fig. 10 : Tableau des paramètres informant sur la biodiversité des relevés de faune de sol, expériences du tri du sol et de la solution à la moutarde combinées

Aux premiers abords, on remarque une certaine hétérogénéité d'abondance et de richesse spécifique entre les échantillons (Fig. 10). Les échantillons du milieu de la parcelle 49 et du jardin 2 ont une faible abondance (0 et 2 respectivement) ainsi qu'une faible richesse spécifique (0 et 2 respectivement). Ces valeurs basses se reflètent dans l'indice de Shannon (0 et 1 respectivement) et d'Equitabilité (0 et 1 respectivement) montrant une faible biodiversité, avec une répartition de l'abondance peu équitable.

L'échantillon du fond de la parcelle 49 montre la plus grande abondance (57) et une richesse spécifique plus modeste (3). La grande majorité d'endogée dans cet échantillon couplée à cette faible richesse spécifique nous donne des indices de Shannon et d'Equitabilité assez faibles (0,70 et 0,44 respectivement), nous indiquant, malgré des échantillons assez différents, ici aussi, une faible biodiversité peu équitable.

L'échantillon du jardin 1 possède la plus grande richesse spécifique (7) pour une abondance intermédiaire (29). Ces données nous donnent des indices de Shannon et d'Equitabilité assez élevés (2,28 et 0,81), montrant une biodiversité importante et plutôt une répartition équitable en abondance. Cependant, ici aussi, la trop petite taille des échantillons ($N = 3$) nous empêche d'effectuer des tests statistiques, et donc d'effectuer des comparaisons concluantes entre les indices de diversité des échantillons.

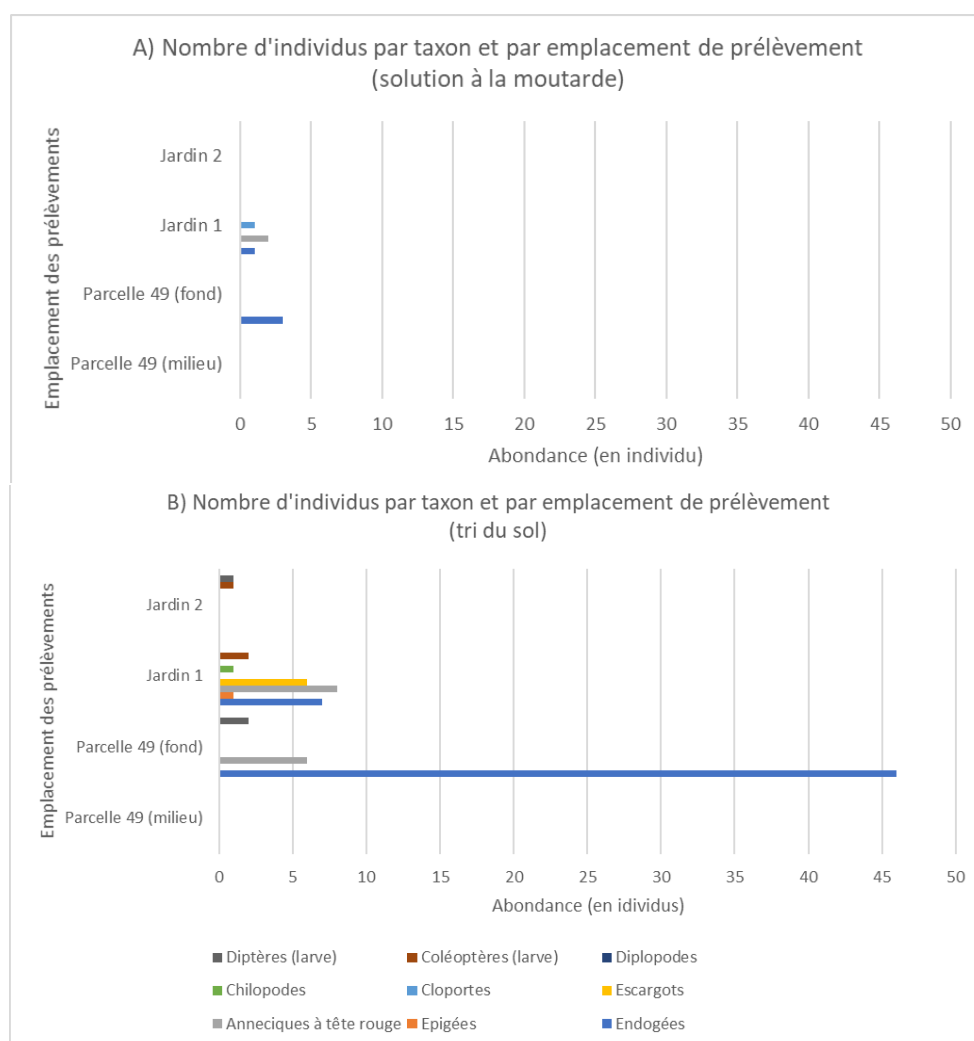


Fig. 11 : Diagrammes en barres de l'abondance des individus par taxon et par emplacement d'expérience, avec le tri du sol uniquement (A) et la solution à la moutarde uniquement (B)

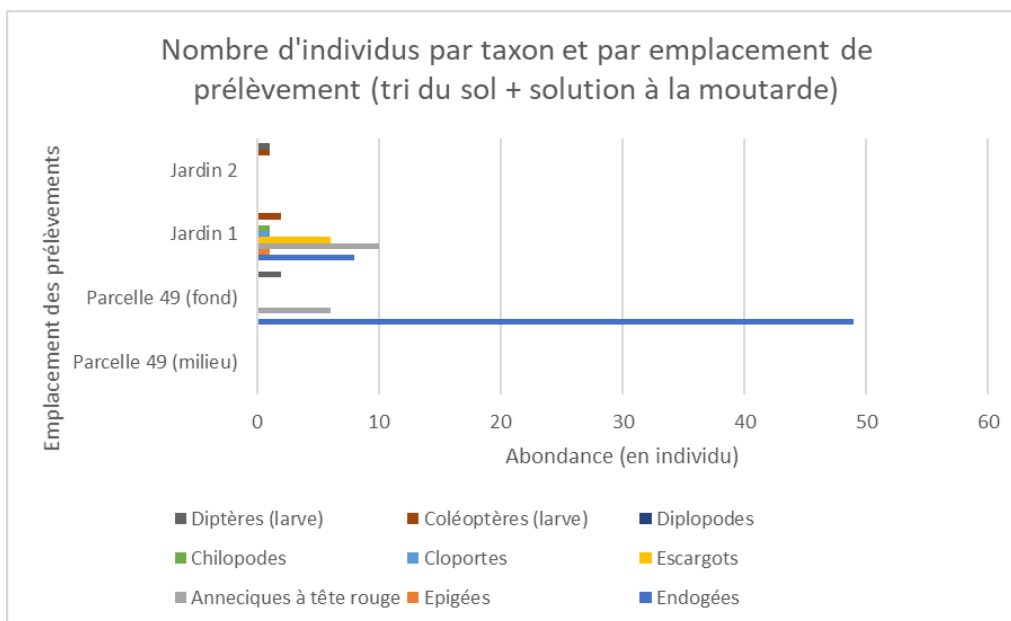


Fig. 12 : Diagrammes en barre de l'abondance des individus par taxon et par emplacement d'expérience, expériences du tri du sol et de la solution à la moutarde combinées

c. Faune de surface

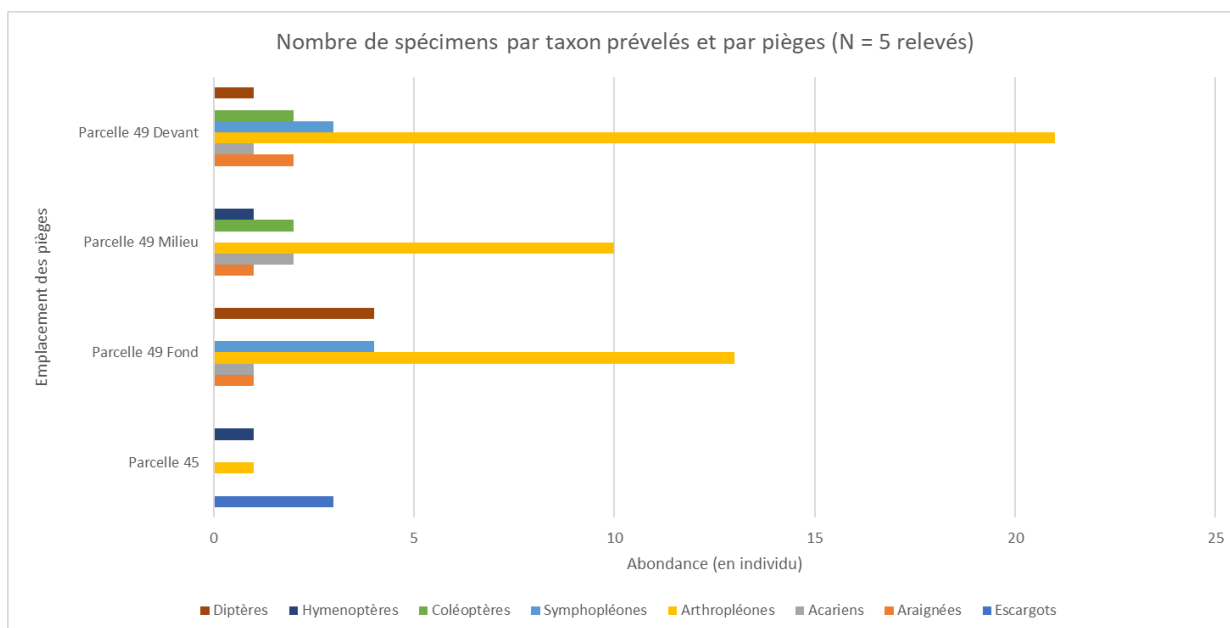


Fig. 13 : Diagramme en barre de l'abondance de spécimens par taxon prélevé et par piège, résultat de l'expérience des pièges à faune de surface

Les échantillons de la parcelle 49 semblent plus ou moins suivre la même tendance dans leur composition, avec une très forte proportion d'arthropléones. D'un autre côté, l'échantillon de la parcelle 45 semble assez différent, avec une diversité taxonomique et une abondance totale moins élevées et une composition assez différente des échantillons de la parcelle 49 (Fig. 13).

	Parcelle 45	Parcelle 49 Fond	Parcelle 49 Milieu	Parcelle 49 Devant
Abondance	5	23	16	30
Richesse spécifique	3	5	5	6
Indice de Shannon	1,37	1,74	1,67	1,54
Equitabilité	0,86	0,75	0,72	0,60

Fig. 14 : Tableau des paramètres informant sur la biodiversité des relevés de microfaune de surface

Les indices de biodiversité semblent aller dans le sens des observations précédentes. En effet, les indices de Shannon et d'Equitabilité des échantillons de la parcelle 49 sont relativement proches (H' : P49F = 1,74, P49M = 1,67, P49D = 1,54 ; E : P49F = 0,75, P49M = 0,72, P49D = 0,60), bien que l'abondance plus élevée de l'échantillon du devant de la parcelle 49 semble abaisser légèrement la valeur de ses indices, l'éloignant alors des deux autres échantillons de la parcelle 49. L'échantillon de la parcelle 45, avec une abondance bien moins élevée et une richesse spécifique légèrement moins élevée, nous donne un indice de Shannon plus faible et un indice d'Equitabilité plus élevé. Cet échantillon montrerait alors une biodiversité moins grande mais une répartition des individus plus équitable.

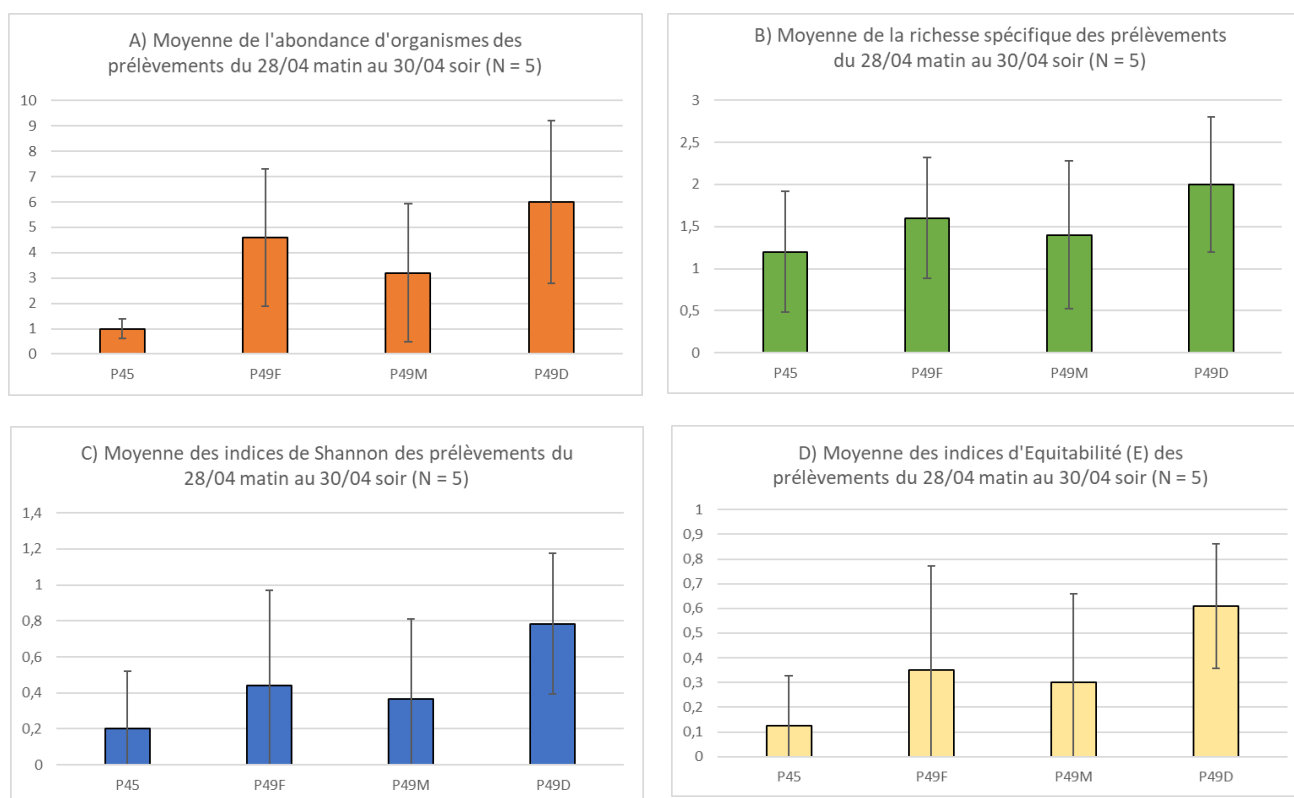


Fig. 15 : Diagramme en barre des moyennes de l'abondance en organisme (A), des richesses spécifiques (B), des indices des Shannon (C) et des indices d'Equitabilité (D) des relevés de chaque piège. Les barres d'erreurs représentent les écart-types.

(P45 : Parcelle 45, P49F : Parcelle 49 Fond, P49M : Parcelle 49 Milieu, P49D : Parcelle 49 Devant)

Des tests statistiques ont été réalisées sur les échantillons d'indices de Shannon, de richesses spécifique et d'abondances d'organisme pour vérifier la valeur statistique des différences observés entre les relevés.

Pour les quatre paramètres, la normalité des quatre échantillons n'a pas été validée. Un test non paramétrique à plus de 2 échantillons a donc été choisi : le test de Kruskal-Wallis.

Dans les quatre cas, la p-value du test est supérieur à 0,05 ($p\text{-value}_{\text{Abondance}} = 0,17$; $p\text{-value}_{\text{Richesse spécifique}} = 0,45$; $p\text{-value}_{\text{Shannon}} = 0,36$). Les différences observées ne sont donc pas statistiquement significatives. Finalement, l'abondance, la richesse taxonomique, les indices de Shannon et les indices d'équitabilité de tous les échantillons ne montrent pas de différences significatives. La biodiversité et la composition des écosystèmes de ces quatre échantillons seraient donc plutôt semblables, malgré les variabilités observées entre les échantillons de la parcelle 49 et celle de la parcelle 45.

d. Listes des espèces végétales à planter

La liste des espèces végétales à planter, ainsi que leurs caractéristiques associées (critères et écologie), se trouve dans le tableau en annexes (Annexes IX, X et XI).

On compte alors 15 espèces de haies, 48 espèces de dicotylédones et 10 espèces de poacées qui seraient intéressantes d'planter dans la parcelle 49.

IV. Discussion et Préconisations

a. Discussion

1. Discussion des résultats

Tout d'abord, il me semble important de rappeler que toutes les comparaisons effectuées entre des échantillons qui n'ont pas été soumis à des analyses statistiques (faune du sol et capacité de dégradation du sol) manquent énormément de fiabilité. Il s'agit, dans ces cas-là, d'hypothèses uniquement.

Les résultats des analyses physicochimiques nous indiquent, bien que le pH soit basique dans les deux cas, une certaine hétérogénéité entre la terre amendée rajoutée récemment (horizon 1) et le sol, plus profond, d'origine (horizon 2). Ces différences s'observent notamment dans le pourcentage de microporosité, la teneur de CaCO_3 et la texture du sol.

Comme ces différences sont artificielles, il paraît compliqué de prédire l'évolution du sol, surtout qu'il dépend beaucoup des communautés végétales qui le surplombent. Il serait très intéressant de suivre l'évolution de ce dernier, dont la composition actuelle est assez inédite.

Malgré l'absence de tests statistiques, on observe tout de même de grandes différences entre les échantillons de relevés de faune du sol.

Le sol d'expérimentation de la parcelle 49 étant constitué de terre végétale amendée, mélange d'argile et de débris végétaux, arrivée récemment sur la parcelle, pourrait expliquer l'absence de faune du sol dans cet échantillon. Cependant, on retrouve une grande abondance de vers de terre au fond de la parcelle. Après avoir discuté avec les membres de l'association, cette différence pourrait s'expliquer par la manière dont la terre amendée a été installée.

En effet, lors du retrait des plaques de bétons et l'ajout de la terre amendée, un saule marsault a été déplacé au fond à l'est de la parcelle, avec du sol d'origine de la parcelle située sur la plaque en béton. Les vers de terre prélevés pourraient donc venir de ce sol-là. Le manque de diversité de cet échantillon pourrait s'expliquer par l'état assez pollué et rudéralisé de la parcelle auparavant. En effet, la rudéralisation aurait un effet négatif sur la diversité de la faune du sol (Tresch 2019), là où la pollution à l'azote, caractéristique du milieu urbain, serait positivement corrélée à l'augmentation de l'abondance de cette dernière et serait à l'origine de modification des communautés, pouvant alors

engendrer la baisse de la richesse taxonomique (Shukurov 2006). Quant à la pollution aux métaux lourds, elle n'affecterait pas significativement les communautés de la faune du sol (Shukurov 2006).

Pour les jardins, le jardin 1 semble être le plus diversifié. Ceci pourrait être du au choix de traitement des propriétaires. En effet, ils m'ont confié ne plus y intervenir, laissant se former une sorte de friche. Cela pourrait être à l'origine de cette diversité. Les faibles abondance et diversité d'organismes du jardin 2, semblant certes plus entretenu (pelouses tondues), restent difficiles à expliquer.

Aucune différence significative n'a été déterminée entre les indices de biodiversité des échantillons de la parcelles 49 et celui de la parcelle 45 des relevés de faune de surface. Cependant, ces tests ont été réalisés à partir des prélèvements biquotidiens. La fig. 14 montre cependant les indices de la somme des relevés à la fin de l'expérience. Les différences ici semblent plus marquées que les moyennes des prélèvements. Il serait intéressant d'effectuer d'autres répliques pour tester ces différences. De plus, les échantillons utilisés sont assez petits ($N = 5$). Ces deux éléments montrent la fiabilité relative de ces résultats : des échantillons plus grand grâce à une durée d'expérience plus grande ou l'utilisation de la somme des prélèvements avec plus de répliques pourraient montrer des différences significatives potentiellement dissimulées ici par la taille réduite des échantillons.

L'absence de réelle différence trouvée le long de la parcelle 49 nous indique que la proximité à la rue n'aurait pas de réel impact sur la biodiversité de surface.

Il serait aussi intéressant de s'interroger sur l'origine de la faune trouvée ici, le sol ayant été disposé que récemment. Deux hypothèses me sont venues en tête. Tout d'abord, les individus, sous forme d'œuf, de larve ou adultes pour les plus petits (collembole et acariens) se trouvaient dans la terre amendée avant sa mise en place sur la parcelle et se sont développés par la suite. D'un autre côté, la faune observée pourrait venir des autres parcelles de l'ilot vert et aurait alors colonisé le milieu. Au vu des résultats de la parcelle 45, on pourrait penser que les organismes n'y sont pas originaires, les autres parcelles à proximité semblent de toute manière en bien meilleur état que cette dernière. Ces deux hypothèses ne s'excluent pas mutuellement.

2. Difficultés rencontrées

La difficulté majeure lors de ce stage a été le manque d'effectif et de matériel pendant les expériences. En effet, bien que certains camarades de promotion soient venus m'aider à plusieurs reprises, j'étais très souvent seul, et avec une ou deux autres personnes le cas échéant. Seul, tout prend plus de temps et il devient compliqué d'effectuer une grande quantité de répliques pour chaque expérience, rendant difficile, peu fiable dans le meilleur des cas, de conclure sur des comparaisons entre échantillons. Les meilleurs exemples restent ici les expériences sur la faune de sol comme expliqué en annexes, ou bien les analyses physicochimiques, qui m'ont pris un peu moins de deux semaines pour effectuer seulement deux à trois répliques par échantillons en fonction des expériences.

Le manque de matériel, bien que dérangeant, reste moins handicapant. En effet, la plupart des expériences réalisées a été tirée d'ouvrage de science participative, dont le matériel est constitué d'outils ménagers ou de matériel de récupération, tout à fait abordables. J'ai pu emprunter une tarière à l'université de Paris (bâtiment Buffon) ainsi que la verrerie et les appareils nécessaires pour effectuer les expériences sur le sol. Cependant, il y a quelquefois où ça a été plus difficile. Pour les prélèvements de sol par exemple, j'ai dû utiliser des tupperwares trouvés chez moi. Comme j'avais seize prélèvements à faire et des tupperwares de taille limitée, j'ai dû revenir une deuxième fois. Pour les identifications de la faune de surfaces, une loupe binoculaire et des boîtes de pétries auraient rendu la détermination plus agréable et auraient sans doute empêché la fuite d'organismes.

Dans une autre mesure, la saisonnalité a aussi été un frein. En effet, il est rare de réaliser des diagnostics écologiques en sortie d'hiver. De ce fait, arrivant sur la parcelle début mars, je me suis rendu compte de l'absence d'espèces végétales herbacées sur cette dernière, à l'exception d'un saule marsault et d'un érable sycomore (Fig. 1). J'ai donc pris la décision de ne pas faire d'inventaire floristique. Lorsque je suis revenu fin avril pour les relevés de faune de surface, j'ai pu remarquer que des plantes avaient commencé à coloniser le milieu, mais il était déjà trop tard, de plus la plupart était encore dans un état végétatif, les identifications auraient été compliquées. Je pense également que les résultats de faune de surface auraient été différents et peut être plus représentatifs plus tard dans la saison.

Enfin, mon manque d'expérience et l'autonomie à laquelle j'ai été livré, m'ont amené à faire quelques erreurs d'organisations. En effet, je n'ai pas assez réfléchi à l'avance à certains paramètres lors de la préparation des expériences, principalement à l'homogénéité des milieux d'expérimentation entre ces dernières. Il aurait été intéressant que toutes les expériences soient effectuées aux mêmes endroits afin de pouvoir faire des liens entre les résultats. Au lieu d'effectuer certaines expériences dans des jardins privés, j'aurais du choisir la parcelle 45 dans toutes les expériences comme témoin des conditions initiales sur l'îlot vert, en comparaison avec la parcelle 49. Ce choix semble encore plus raisonné quand on prend en compte le fait que l'association a acquis récemment la parcelle 45 et compte l'intégrer dans le projet O.C.B.O. De plus, le choix de placer qu'un seul échantillon parcelle 45 pour les analyses de sols et les relevés de faune de surface empêche, par soucis d'effort d'échantillonnage, d'effectuer des comparaisons entre les deux parcelles. Cependant, d'autres contraintes m'ont empêché d'effectuer trois répliques parcelle 45 pour ces expériences : le manque de matériel (nombre d'EcoCup et de tupperware réduit) et l'état de la parcelle (beaucoup d'encombrant et une végétation assez dense).

3. Limites de l'état des lieux écologique effectué

Le travail effectué de description écologique de la parcelle 49 lors de ce stage de deux mois est loin d'être exhaustif, en grande partie du aux contraintes expliquées juste au-dessus. D'autres relevés et expériences mériteraient d'être réalisés afin d'avoir une idée complète de l'écosystème de la parcelle.

Il aurait été intéressant d'effectuer des relevés de faune sur d'autres taxons que les invertébrés et d'autres milieux que le sol. Par exemple, des « pan traps » peints avec de la peinture UV jaunes, blancs et bleus auraient pu être installés pour piéger les pollinisateurs présents dans la parcelle, bien qu'il fût peut-être un peu tôt dans la saison ici aussi. Des séances d'écoute de chants d'oiseaux auraient pu nous indiquer la composition d'espèces nicheuses sur le site également, de même pour l'installation d'enregistreurs à chiroptères pour ces derniers.

Pour ce qui est du sol, d'autres analyses pourraient être réalisées pour compléter les analyses. Des analyses sur la composition en polluant par exemple, ou encore sur les communautés microbiennes seraient intéressantes. Je n'ai pas pu les réaliser, pour ma part, car ces expériences sont en dehors de mon domaine de compétence.

Un relevé floristique semble indispensable dans le futur, la place temporelle de mon stage dans l'année restait tout de même assez contraignante.

Je pense qu'il est aussi, ici, important de rappeler la faiblesse des tailles des échantillons. Un nombre plus important de répliques par expériences serait nécessaire pour pouvoir en tirer des conclusions plus solides.

b. Préconisations

1. Gestion

Le projet O.C.B.O étant une initiative citoyenne ayant une composante sociale assez importante, il semble donc important de ne pas négliger l'avis des habitants dans la gestion de la parcelle, en plus des aspects scientifiques et éducatifs qui le constituent. En effet, si l'installation de cette prairie arborée était motivée par une démarche scientifique seule, il serait intéressant d'attendre la colonisation du milieu par des organismes pionniers avant d'envisager de planter d'autres espèces végétales. Cependant, ce phénomène peut prendre du temps, ce qui risque de rendre les riverains impatients ou de leur faire perdre leur engouement envers le projet.

Après avoir discuté avec une paysagiste, l'alternative suivante a été proposée : il s'agirait de diviser la parcelle en trois bandes où on laisserait s'installer les pionniers dans celle du milieu (aspect scientifique), l'on planterait un cortège d'espèces prairiales choisies dans la liste que j'ai faite au fond (aspect social) et le devant de la parcelle serait inséminé des graines de la première année des plantes du milieu de la parcelle (aspect éducatif). La présence d'oligochètes uniquement au fond de la parcelle pour l'instant justifie la plantation d'espèces dans cette partie. Pour le reste, l'absence de différence de diversité montrée par l'expérience de faune de surface nous montrerait une absence d'effet de la rue sur le long de la parcelle, ce choix est donc arbitraire et peut tout à fait être modifié.

Afin d'éviter l'installation de ligneux et de favoriser la biodiversité, une fauche annuelle tardive (après le 15 septembre) serait l'idéal. Une fauche haute est préférable (10 à 20 cm) afin de préserver la faune de surface et la flore également, en épargnant les rosettes de certaines plantes. La fauche haute permet également de favoriser le développement en profondeur des systèmes racinaires et d'atténuer la fragilisation des feuilles des poacées. Il faut également effectuer une fauche centrifuge pour permettre à la faune de s'enfuir et éviter d'être atteinte, de plus, il est aussi important de laisser une zone refuge à chaque fauche pour permettre à certaines espèces animales comme végétales d'effectuer leur cycle de vie (comme les espèces d'insectes passant l'hiver dans les plantes) (Flandin et Parisot 2016).

Il est également important d'exporter les produits de fauche pour éviter l'enrichissement du milieu et éviter l'installation de plantes nitrophiles, souvent envahissantes (Flandin et Parisot 2016).

Il me paraît aussi peu nécessaire d'implanter des vers de terre dans le milieu, au vu de la grande présence de ces derniers au fond de la parcelle, qui pourraient potentiellement coloniser toute la parcelle dans l'avenir.

Pour ce qui est des pollinisateurs sauvages, la plupart des critères de sélection de la liste des plantes intéressantes à implanter permettrait de favoriser leur développement (une floraison tout au long de l'année, planter des plantes locales, favoriser la diversité). La fauche annuelle ainsi que les zones refuges aideraient également au bien être des pollinisateurs (Athropologia s. d.). Il serait intéressant également de limiter l'éclairage public pour ne pas perturber les pollinisateurs nocturnes. En effet, il a été montré que l'éclairage nocturne affecterait négativement la pollinisation par les pollinisateurs nocturnes, ce qui pourrait aussi être néfaste pour les pollinisateurs diurnes, car les plantes concernées se reproduiraient moins efficacement (Knop 2017).

Il semble aussi évident que l'utilisation de pesticides est à proscrire.

La parcelle 49 est censée accueillir du public dans le futur, aussi bien des scolaires que des riverains. L'installation d'une sente semble nécessaire. Il faudra également faire de la sensibilisation, sous forme de panneaux par exemple, pour faire comprendre aux usagers l'importance de ne pas marcher en dehors de la sente afin d'éviter le piétinement, qui pourrait sélectionner les espèces tolérantes au

piétinement et donc diminuer la richesse spécifique végétale (Ikeda 2003). Il serait aussi important de leur rappeler de faire attention à leurs déchets.

2. Suivi de la biodiversité

Le travail qui a été effectué ici, aussi peu exhaustif soit-il, a pour valeur d'un état des lieux écologique à $t = 0$, l'objectif futur de l'association est l'installation d'une prairie arborée sur la parcelle 49. Il serait intéressant, à l'avenir, d'effectuer un suivi de la biodiversité afin de vérifier l'efficacité des pratiques de gestion retenues mais également pour pouvoir suivre l'évolution de la prairie.

L'exécution de protocoles de sciences participatives par des scolaires ou organisée par l'association avec des usagers pourrait constituer une alternative peu coûteuse en plus de prendre en compte les aspects éducatifs et sociaux du projet O.C.B.O. Cependant, les résultats seraient peu exhaustifs, scientifiquement assez légers et donc d'une rigueur trop peu suffisante pour en constituer une étude de suivi de biodiversité solide.

L'association pourrait également prendre un stagiaire de Master 1 dans le domaine de l'environnement et de la biodiversité, comme moi, tous les ans afin que ce dernier répète le travail effectué ici, en prenant en compte les remarques effectuées sur les éventuelles expériences et relevés à ajouter ou même en proposer d'autres, puis compare ses résultats avec les données des années précédentes. Cette alternative, elle aussi peu coûteuse, à l'avantage de proposer un rendu plus sérieux et scientifiquement fiable que le précédent. Cependant, la durée réduite des stages de M1 et les moyens limités en personnels et en matériels, actuels en tout cas, de l'association ne permettraient pas, là non plus, d'obtenir un diagnostic écologique complet de la parcelle.

La dernière alternative serait d'engager un bureau d'étude qui effectuerait un diagnostic écologique de la parcelle tous les ans. Leur emploi du temps serait plus flexible, ils seraient plus nombreux, et auraient un matériel et des compétences plus professionnels. De ce fait, ils pourraient adapter leurs journées d'étude aux cycles de vies des taxons à prospecter. Cependant, cette proposition reste la plus coûteuse des trois. Engager un stagiaire de M2 est une alternative proche de celle-ci, néanmoins on retrouve ici le problème du matériel, du personnel et du manque d'expérience.

Il est important de noter que ces trois alternatives possèdent toutes des avantages et des inconvénients mais également qu'elles ne s'excluent pas. Il serait même très intéressant pour répondre aux différents objectifs (social, éducatif et scientifique) du projet O.C.B.O, de les combiner.

Je pense que les composantes écologiques à suivre en priorités sont la flore, l'entomofaune et le sol. Il me semble que ce sont les plus accessibles, au moins pour les étudiants, et ensembles permettent bien d'évaluer l'état d'un écosystème. D'autres taxons animaux, comme les oiseaux, les micromammifères ou les chiroptères seraient intéressants à évaluer, comme dans les relevés effectués en 2017. Cependant, l'étude de ces groupes d'animaux nécessite une certaine spécialisation qui est moins accessible.

Conclusion

Malgré un certain nombre de contraintes, j'ai pu effectuer, sur la parcelle 49, un certain nombre de relevés et d'expériences, me permettant de donner dans ce rapport un état des lieux écologique, non exhaustif, de la parcelle 49.

Des propriétés du sol ont été démontrées, l'activité biologique du sol a été évaluée et la diversité faunistique du sol et de surface a été estimée.

Nous avons donc sur la parcelle un sol assez hétérogène, sableux, calcaire et basique en profondeur et argileux, peu calcaire et basique et surface. La faible capacité de dégradation du sol de la parcelle 49 pourrait être expliquée par la potentielle absence de faune du sol dans la parcelle. Cependant, le grand nombre de vers de terre au fond à l'est de la parcelle pourrait coloniser le milieu. Pour ce qui est de la faune de surface, il paraît dur de conclure sur la qualité de sa diversité. Néanmoins, l'absence de différences significatives entre les échantillons peut nous montrer l'absence d'effet de la route sur la diversité et l'abondance de la faune de surface sur la parcelle.

A la lumière de ces résultats, ainsi que des critères imposés par les membres de l'association, une liste d'espèces végétales intéressantes à implanter sur la parcelle a été réalisée. De même, des préconisations d'éléments de gestion ont été proposées afin de respecter au mieux la biodiversité tout en prenant en compte les objectifs sociaux et éducatifs de l'association.

Afin de pouvoir avoir un aperçu de l'efficacité de la gestion et pour observer l'évolution de l'écosystème de la parcelle, il faudrait effectuer un suivi annuel de la biodiversité sur la parcelle.

Enfin, il me paraît aussi nécessaire ici de rappeler que cette évaluation de l'écosystème de la parcelle n'est pas complète et que le manque de répliques par échantillons rend les comparaisons et les conclusions assez peu fiables.

Bibliographie

Arthropologia. (s. d.). *Guide pratique - Diag' pollinisateurs espaces verts - Evaluer pour adapter sa gestion et ses aménagements*. La Région Auvergne Rhône Alpes. <https://www.arthropologia.org/association/ressources/diag-pollinisateurs-espaces-verts#>

Bamboux, L., & Gailledrat, J. (2018, avril). *Proposition d'aménagement de l'Îlot Vert - Gentilly*. Licence ECOPUR, Université Paris Sud, MNHN, Ecole Du Breuil. <https://www.ilotvertgentilly.com/projets-etudiants-ecopur>

Chen, X., Liu, M., Hu, F., Mao, X., & Li, H. (2007). Contributions of soil micro-fauna (protozoa and nematodes) to rhizosphere ecological functions. *Acta Ecologica Sinica*, 27(8), 3132-3143. [https://doi.org/10.1016/s1872-2032\(07\)60068-7](https://doi.org/10.1016/s1872-2032(07)60068-7)

Coineau, Y., Cléva, R., & du Chatenet, G. (1997). *Ces animaux minuscules qui nous entourent*. delachaux et nieslté.

Elmqvist, T., Fragkias, M., Goodness, J., Güneralp, B., Marcotullio, P. J., McDonald, R., Parnell, S., Schewenius, M., Sendstad, M., Seto, K. C., & Wilkinson, C. (2013). *Urbanization, Biodiversity and Ecosystem Services : Challenges and Opportunities : A Global Assessment* (2013e éd.). Springer.

EPT Grand-Orly Seine Bièvre & Ville de Gentilly. (2019, décembre). *Plan Local d'Urbanisme II - Projet d'Aménagement et de Développement Durable*. <https://www.ville-gentilly.fr/au-quotidien/cadre-de-vie/amenagement-et-urbanisme/plan-local-durbanisme-plu>

Flandin, J. (2019). *Plantons local en Île-de-France*. ARB îdF.

Flandin, J., & Parisot, C. (2016). *Guide de gestion écologique des espaces publics et privés*. Natureparif.

Ikeda, H. (2003). Testing the intermediate disturbance hypothesis on species diversity in herbaceous plant communities along a human trampling gradient using a 4-year experiment in an old-field. *Ecological Research*, 18(2), 185-197. <https://doi.org/10.1046/j.1440-1703.2003.00546.x>

Kabisch, N., & Haase, D. (2013). Green spaces of European cities revisited for 1990–2006. *Landscape and Urban Planning*, 110, 113-122. <https://doi.org/10.1016/j.landurbplan.2012.10.017>

Knop, E., Zoller, L., Ryser, R., Gerpe, C., Hörler, M., & Fontaine, C. (2017). Artificial light at night as a new threat to pollination. *Nature*, 548(7666), 206-209. <https://doi.org/10.1038/nature23288>

Maas, J. (2006). Green space, urbanity, and health : how strong is the relation ? *Journal of Epidemiology & Community Health*, 60(7), 587-592. <https://doi.org/10.1136/jech.2005.043125>

Maurin, H., & Henry, J. P. (1997). Les inventaires du patrimoine naturel en milieu urbain. *Journal d'agriculture traditionnelle et de botanique appliquée*, 39(2), 333-355. <https://doi.org/10.3406/jatba.1997.3631>

Muratet, A., Lehane, F., Turcati, L., Vergin, A., Cudennec, N., & Duron, Q. (2015). *Clé des prairies - Flore des prairies urbaines de la moitié Nord de la France*. Natureparif, ODBU de la Seine-Saint-Denis, Plante & Cité, CESCO MNHN.

Nutsford, D., Pearson, A., & Kingham, S. (2013). An ecological study investigating the association between access to urban green space and mental health. *Public Health*, 127(11), 1005-1011.

Roux, T. L. (2010). Une rivière industrielle avant l'industrialisation : la Bièvre et le fardeau de la prédestination, 1670–1830. *Géocarrefour*, 3, 193-207. <https://doi.org/10.4000/geocarrefour.7952>

Salter, P. J., Berry, G., & Williams, J. B. (1966). THE INFLUENCE OF TEXTURE ON THE MOISTURE CHARACTERISTICS OF SOILS. *Journal of Soil Science*, 17(1), 93-98. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2389.1966.tb01455.x>

Seto, K. C., Fragkias, M., Güneralp, B., & Reilly, M. K. (2011). A Meta-Analysis of Global Urban Land Expansion. *PLoS ONE*, 6(8), e23777. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0023777>

Seto, K. C., Güneralp, B., & Hutya, L. R. (2012). Global forecasts of urban expansion to 2030 and direct impacts on biodiversity and carbon pools. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 109(40), 16083-16088. <https://doi.org/10.1073/pnas.1211658109>

Shukurov, N., Pen-Mouratov, S., & Steinberger, Y. (2006). The influence of soil pollution on soil microbial biomass and nematode community structure in Navoiy Industrial Park, Uzbekistan. *Environment International*, 32(1), 1-11. <https://doi.org/10.1016/j.envint.2004.12.003>

Threlfall, C. G., Mata, L., Mackie, J. A., Hahs, A. K., Stork, N. E., Williams, N. S. G., & Livesley, S. J. (2017). Increasing biodiversity in urban green spaces through simple vegetation interventions. *Journal of Applied Ecology*, 54(6), 1874-1883. <https://doi.org/10.1111/1365-2664.12876>

Tresch, S., Frey, D., Le Bayon, R. C., Zanetta, A., Rasche, F., Fliessbach, A., & Moretti, M. (2019). Litter decomposition driven by soil fauna, plant diversity and soil management in urban gardens. *Science of The Total Environment*, 658, 1614-1629. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.12.235>

Vigie-Nature, Plant & Cité, & Centre d'écologie fonctionnelle & évolutive. (2021). *Découvrir la qualité biologique du sol des jardins - phase de test participative des protocoles* -. <https://www.vigienature.fr/fr/actualites/nouvel-observatoire-explorer-faune-sol-3706>

Woods, L., Cole, C., Elliott, E., Anderson, R., & Coleman, D. (1982). Nitrogen transformations in soil as affected by bacterial-microfaunal interactions. *Soil Biology and Biochemistry*, 14(2), 93-98. [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(82\)90050-5](https://doi.org/10.1016/0038-0717(82)90050-5)

Webographie

[1] *Métiers d'hier, professions d'aujourd'hui*. (s. d.). Société d'Histoire de Gentilly. Consulté le 1 juin 2021, à l'adresse <https://shg.jimdofree.com/les-publications/m%C3%A9tiers-d-hier-professions-d-aujourd-hui/>

[2] *Conservatoire botanique national du Bassin parisien, CBNBP*. (s. d.). Observatoire des collectivités territoriales - Commune : Gentilly (Val de Marne). Consulté le 1 juin 2021, à l'adresse <https://cbnbp.mnhn.fr/cbnbp/communeAction.do?action=nat&cdInsee=94037>

[3] Brachet, C. (s. d.). *Inventaire biodiversité | Association Gentil'îlot vert | France. asso*. Consulté le 7 juin 2021, à l'adresse <https://www.ilotvertgentilly.com/inventaire-biodiversite>

Annexes

Annexe I : Précaution des mesures de pH

Pour la pesée des échantillons de sol, j'ai utilisé une balance scientifique quelconque et une balance de précision pour la pesée du KCl. Une burette graduée de 50ml a été utilisée pour mesurer le volume d'eau distillée à ajouter en début d'expérience. Pour l'agitation, j'avais à ma disposition 7 agitateurs, j'ai donc posé mes 6 béchers sur 6 agitateurs et 2 béchers sur l'agitateur le plus puissant. Je vérifiais également régulièrement que l'agitation se faisait correctement. Lors des mesures de pH, j'attendais le temps nécessaire pour que la mesure sur le pHmètre se stabilise. Je rinçais également la sonde après chaque mesure et je l'essayais délicatement avec un petit bout d'essuie-tout.

Annexe II : Précautions prises dans les mesures de la microporosité

Les échantillons de sol ont été pesés à l'aide d'une balance scientifique quelconque. Une burette graduée de 250ml a été utilisée pour remplir les pulvérisateurs, ainsi que pour mesurer le volume d'eau restant dans ce dernier à la fin de l'expérience. Le volume de 250ml a été choisi afin d'avoir assez d'eau dans le pulvérisateur pour ne pas avoir de problème pour pulvériser l'eau tout au long de l'expérience.

J'avais à ma disposition deux pulvérisateurs, j'ai donc choisi de réaliser l'expérience sur deux répliques d'un même échantillon à la fois. De ce fait, je pouvais voir plus facilement si j'avais manqué de précaution sur la manipulation. En effet, la difficulté de cette expérience réside dans la précaution qu'il faut prendre pour verser l'eau sur l'échantillon. Il faut bien viser le centre de l'entonnoir avec le pulvérisateur pour éviter que l'eau ne passe sur les côtés de l'entonnoir au lieu de bien s'infiltrer dans le sol. Il faut aussi faire preuve de patience et bien attendre que le sol s'imprègne d'eau. Si l'on verse trop d'eau d'un coup ou trop régulièrement, cela peut favoriser l'écoulement de cette dernière par les bords de l'entonnoir, et donc fausser le résultat, comme au-dessus.

Annexes III : Précautions prises pour les mesures du taux de CaCO_3

Toutes les précautions nommées dans le protocole ont été respectées. L'acide a été versée dans un récipient spécial pour les déchets chimiques. La vaisselle a été lavée, rincée et séchée entre chaque manipulation.

Après avoir réalisé les deux répliques pour chaque échantillon, je me suis rendu compte que les deux échantillons de la parcelle 45, donc l'horizon 1 et 2, avaient des résultats assez différents, comparés aux autres échantillons. J'ai donc pris le choix de réaliser un troisième réplique pour ses deux échantillons.

J'aurais voulu réaliser un troisième réplique pour tous les échantillons, par soucis d'effort d'échantillonnage. Cependant, le manque de temps et la présence d'eau dans le tube en caoutchouc du calcimètre à la fin de l'expérience, sans doute dû à quelques erreurs de manipulations de ma part après autant de répétitions, et qui aurait pu fausser les résultats, m'ont conduit à m'arrêter là.

Annexe IV : Précautions prises pour le test de plasticité

Il s'agit de la dernière expérience que j'ai effectuée, j'ai pu me permettre de prendre du sol en excès pour faire les manipulations. J'ai bien fait attention à me laver les mains ainsi que la bassine que j'utilisais pour manipuler le sol entre chaque échantillon afin de ne pas contaminer les suivants.

Annexe V : Justification des choix pris pour les expériences de tri du sol + solution à la moutarde

Ces expériences ont été réalisées une fois dans deux jardins privés différents et deux fois dans la parcelle 49, au fond et au milieu. J'aurais pu effectuer un dernier réplica dans la parcelle 49, à l'avant, pour avoir les mêmes réplicas que pour les analyses physicochimiques du sol, cependant, j'aurais eu un réplica de plus que dans les jardins, où je ne pouvais pas réaliser d'autres réplicas.

De plus, j'aurais apprécié effectuer l'expérience dans un terrain public de l'îlot vert, mais je doutais de mon droit à expérimenter ici et l'état du sol (capsules et autres déchets anthropiques) m'a conforté dans l'idée de ne pas le faire ici.

Le temps fut aussi un obstacle. En effet, bien que le document indique qu'il faille moins d'une heure pour effectuer un réplica, seul, il faut compter plutôt 2h30. D'autres étudiants de ma promotion ont eu la gentillesse de m'aider pour certains, mais l'expérience durait quand même plus d'une heure. L'expérience devant être effectuée le matin seulement et jusqu'au mois de mars, quatre réplicas ont été le maximum que j'ai pu effectuer.

Annexe VI : Justification des choix pris pour les expériences des filtres à café

Le protocole de base indique qu'il faut prendre une photo toutes les semaines pour suivre l'évolution finement. Cependant, ayant disposé certains filtres dans des jardins privés, il était parfois difficile de suivre cette étape avec assiduité. Les photos n'ont pas pu être prises exactement à une semaine d'intervalle, certaines semaines je n'ai pas pu aller prendre de photos pour diverses raisons logistiques, d'autres j'ai pu prendre les photos de certains filtres mais pas d'autres... J'ai donc pris le choix de retirer cette partie du protocole pour m'intéresser seulement à l'évaluation finale du taux de dégradation du filtre.

J'aurais également voulu, ici aussi, réaliser l'expérience dans des espaces verts publiques de l'îlot vert. Cependant, je craignais que le dispositif soit perturbé par les usagers et que ça puisse compromettre le bon déroulement de l'expérience.

Annexe VII : Précautions prises et justification des choix pris pour les expériences de pièges à faune de surface

Dans la parcelle 49, les pièges ont été disposés sur le bord gauche où il y a le maximum de végétation, qui reste assez limitée (rameau des arbres du parc publique adjacent, quelques haies parcelle 49 et le saule marsault au fond).

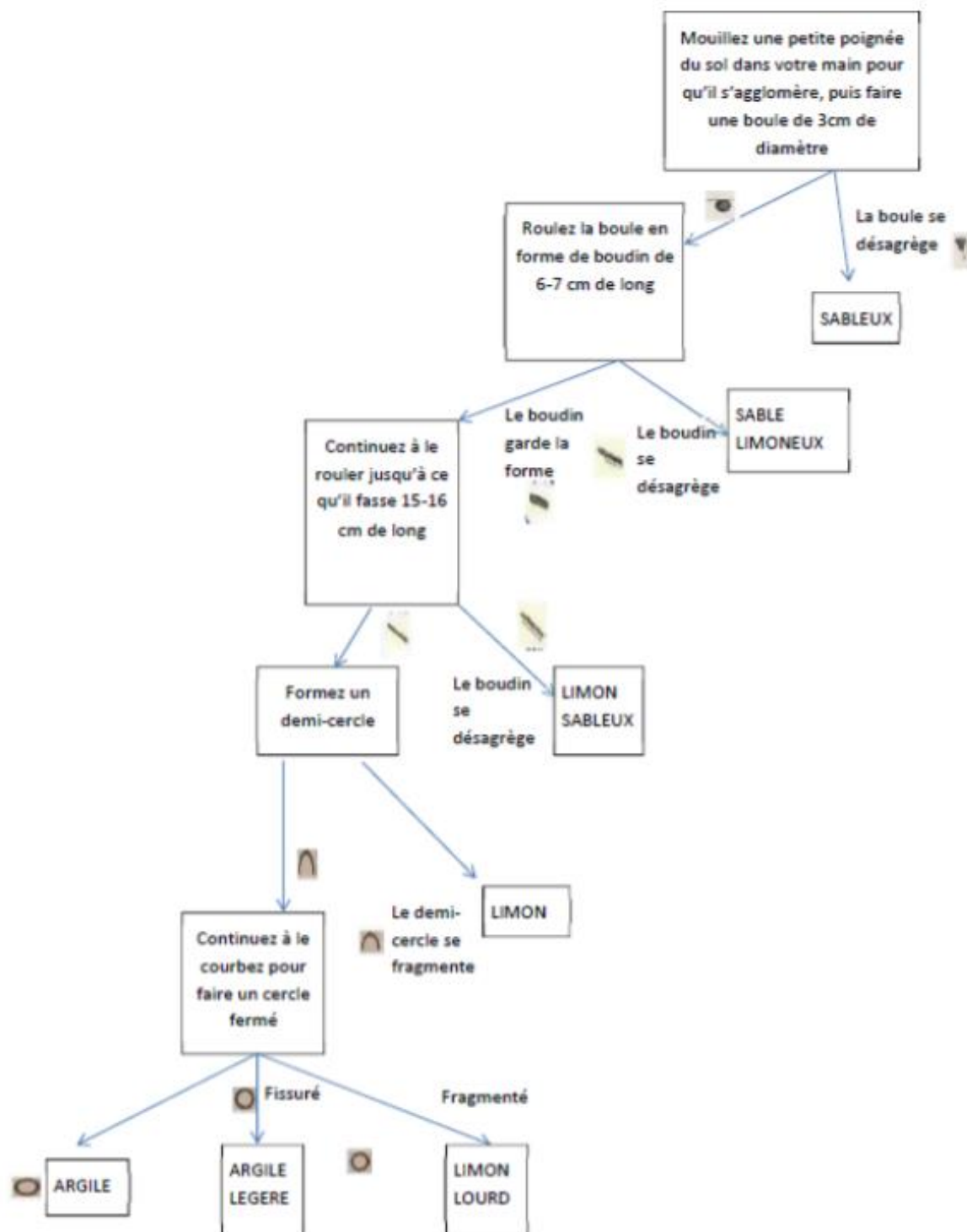
Les pièges ont été mis en place le 28/04/2021 au matin et ont été retirés le 30/04 au soir. Il y a donc trois relevés du soir et deux du matin. J'ai attendu aussi longtemps pour faire cette expérience car il me semblait un peu tôt dans la saison, plus tôt durant mon stage, pour que les organismes soient assez actifs. Cela aurait pu fausser les résultats en sous évaluant grandement l'abondance et la diversité faunistique de surface.

Pour les identifications, je récupérais les pièges, allais à l'intérieur, puis plaçais le contenu de ces derniers, l'un après l'autre, dans une assiette que je recouvrais d'un couvercle transparent. Les échantillons ont été identifiés, à l'ordre pour éviter au maximum les erreurs d'identifications, à l'aide d'un guide de faune du sol, du photocopié que j'ai reçu dans le cadre de l'UE Initiation au diagnostic écologique du M1 Risque & Environnement, parcours écosystèmes et biodiversité intitulé *Phylogénie et Systématiques des Hexapodes* et de mes connaissances personnelles. Malgré tout, je n'ai pas réussi

à identifier certains organismes. Je les ai alors pris en photo et montrés à un de mes professeurs, M. Adrien Perrard, qui m'a donc permis de déterminer l'ordre de ces derniers.

Malgré mes précautions, quelques organismes se sont enfuis. De plus, certains étant vraiment petit, nombreux et rapides, acariens et collemboles essentiellement. J'ai donc compté également ceux que je voyais à l'œil nu et que j'arrivais à isoler. Leur nombre doit donc être sous-évalué dans les résultats.

Annexe VIII : Clé de détermination de la texture du sol



Annexe IX : Tableau des espèces de dicotylédones herbacées à planter

Nom scientifique	Nom vernaculaire	Floraison	Fleurs	Nectar/Pollen	Pollinisation	Dispersion
<i>Achillea millefolium</i>	Achillée millefeuille	juin-octobre	Blanches	Plutôt abondant	Insectes	Anémochorie
<i>Agrimonia eupatoria</i>	Aigremoine	juin-sept	Jaunes	Absent/Présent	Insectes	Epizoochorie
<i>Arabis hirsuta</i>	Arabette poilue	mai-juillet	Blanches	Plutôt abondant	Insectes	Barochorie
<i>Arctium lappa</i>	Grande bardane	juillet-août	Violettes	Plutôt abondant	Insectes	Epizoochorie
<i>Arctium minus</i>	Bardane à petites têtes	juillet-septembre	Violettes	Plutôt abondant	Insectes	Epizoochorie
<i>Bellis perennis</i>	Pâquerette	janvier-décembre	Blanches	Plutôt abondant	Insectes	Barochorie
<i>Campanula rapunculoides</i>	Capanule raiponce	mai-août	Bleues	Absent (contradictoire)	Insectes	Barochorie
<i>Centaurea jacea</i>	Centauree jaccée	juillet-octobre	Violettes	Plutôt abondant/Présent	Insectes	Anémochorie
<i>Chichorium intybus</i>	Chicorée sauvage	juillet-octobre	Bleues	Plutôt abondant	Insectes	Barochorie
<i>Cirsium vulgare</i>	Cirse commun	juin-sept	Violettes	Plutôt abondant	Insectes	Anémochorie
<i>Coronilla varia</i>	Coronille bigarrée	mai-août	Bleues/Blanches/Roses	Plutôt abondant	Insectes	Epizoochorie
<i>Crepis capillaris</i>	Crépide capillaire	juin-novembre	Jaunes	Plutôt abondant	Insectes	Anémochorie
<i>Daucus carota</i>	Carotte sauvage	juin-sept	Blanches	Plutôt abondant	Insectes	Epizoochorie
<i>Dipsacus fullonum</i>	Cadère	juillet-août	Roses	Plutôt abondant	Insectes	Anémochorie
<i>Echium vulgare</i>	Vipérine	mai-août	Bleues	Plutôt abondant	Insectes	Barochorie
<i>Erodium cicutarium</i>	Erodium à feuilles de ciguë	mars-octobre	Rouges/Roses/Blanches	Plutôt abondant	Insectes	Autochorie
<i>Geum urbanum</i>	Benoîte commune	mai-septembre	Jaunes	Plutôt abondant	Insectes	Epizoochorie
<i>Hypericum perforatum</i>	Millepertuis perforé	juillet-août	Jaunes	Absent/Présent	Insectes	Anémochorie
<i>Knautia arvensis</i>	Knautie des champs	juin-août	Roses	Plutôt abondant	Insectes	Epizoochorie
<i>Lathyrus pratensis</i>	Gesse des champs	mai-août	Jaunes	Plutôt abondant	Insectes	Barochorie
<i>Leucanthemum vulgare</i>	Marguerite	mai-août	Blanches	Plutôt abondant	Insectes/Mollusques	Barochorie
<i>Linaria vulgaris</i>	Linaria commune	juin-sept	Jaunes	Plutôt abondant	Insectes	Anémochorie
<i>Malva moschata</i>	Mauve musquée	juin-sept	Roses	Plutôt abondant	Insectes	Anémochorie
<i>Malva sylvestris</i>	Mauve sylvestre	juin-sept	Roses	Plutôt abondant	Insectes	Barochorie
<i>Medicago lupulina</i>	Minette	avril-septembre	Jaunes	Plutôt abondant	Insectes	Barochorie
<i>Myosotis arvensis</i>	Myosotis des champs	mai-septembre	Bleues	Plutôt abondant	Insectes	Epizoochorie
<i>Origanum vulgare</i>	Origan	juillet-septembre	Roses	Plutôt abondant	Insectes	Barochorie
<i>Papaver rhoeas</i>	Coquelicot	Mai-juillet	Rouges	Absent/Absent	Insectes	Anémochorie
<i>Plantago lanceolata</i>	Plantain lancéolé	avril-octobre	-	Absent/Très abondant	Vent/Insectes	Barochorie
<i>Potentilla reptans</i>	Potentille rampante	juin-août	Jaunes	Plutôt abondant	Insectes	Barochorie
<i>Prunella vulgaris</i>	Herbe Catois	juin-sept	Violettes	Plutôt abondant	Insectes	Barochorie
<i>Ranunculus acris</i>	Bouton d'or/Renoncule âcre	mai-septembre	Jaunes	Plutôt abondant/Présent	Insectes	Epizoochorie
<i>Ranunculus bulbosus</i>	Bouton d'or/Renoncule bulbeuse	avril-juillet	Jaunes	Plutôt abondant/Présent	Insectes	Epizoochorie
<i>Ranunculus reptans</i>	Bouton d'or/Renoncule rampante	mai-septembre	Jaunes	Plutôt abondant/Présent	Insectes	Epizoochorie
<i>Reseda luteola</i>	Réséda jaune	mai-septembre	Jaunes	Plutôt abondant/Présent	Insectes	Epizoochorie
<i>Salvia pratensis</i>	Sauge des prés	Mai-juillet	Bleues	Plutôt abondant	Insectes	Barochorie
<i>Silene latifolia</i>	Compagnon blanc	juin-sept	Blanches	Plutôt abondant	Insectes	Anémochorie
<i>Tanacetum vulgare</i>	Tanaisie commune	juillet-septembre	Jaunes	Plutôt abondant	Insectes	Anémochorie
<i>Tragopogon pratensis</i>	Salsifis des prés	Mai-juillet	Jaunes	Plutôt abondant	Insectes	Anémochorie
<i>Trifolium dubium</i>	Trèfle d'herbe	mai-septembre	Jaunes	Plutôt abondant	Insectes	Epizoochorie
<i>Trifolium fragiferum</i>	Trèfle porte-fraises	juin-sept	Roses	Plutôt abondant	Insectes	Epizoochorie
<i>Trifolium pratense</i>	Trèfle des prés	mai-septembre	Roses	Plutôt abondant	Insectes	Epizoochorie
<i>Tripleurospermum inodorum</i>	Matricaire inodore	mai-septembre	Blanches	Plutôt abondant	Insectes	Barochorie
<i>Tussilago farfara</i>	Tussilage	mars-avril	Jaunes	Plutôt abondant	Insectes	Anémochorie
<i>Urtica dioica</i>	Ortie dioïque	juin-octobre	-	-	Insectes	Epizoochorie
<i>Verbascum thapsus</i>	Bouillon blanc	juin-novembre	Jaunes	Assez abondant/Présent	Insectes	Epizoochorie
<i>Verbena officinalis</i>	Verveine officinale	juin-octobre	Bleues	Plutôt abondant	Insectes	Barochorie
<i>Vicia segetalis</i>	Vesce des moissons	avril-septembre	Bleues	Plutôt abondant	Insectes	Barochorie

Nom scientifique	Nom vernaculaire	Humidité	Lumière	Nitrophilie	pH	Pollinisateurs	Parasites/Prédateurs
<i>Achillea millefolium</i>	Achillée millefeuille	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basicline	Hy, L, D	
<i>Agrimonia eupatoria</i>	Aigremoine	Mésophile	Neutre	Mésotrophe	Basicline	-	-
<i>Arabis hirsuta</i>	Arabette poilue	Mésophile	Héliophile	Oligotrophe	Basicline	-	-
<i>Arctium lappa</i>	Grande bardane	Mésophile	Héliophile	Eutrophe	Basicline	Hy, L, D	L, D
<i>Arctium minus</i>	Bardane à petites têtes	Mésophile	Héliophile	Eutrophe	Basicline	Hy, D	-
<i>Bellis perennis</i>	Pâquerette	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basicline	Hy, L, D	L, D, C
<i>Campanula rapunculoides</i>	Capanule raiponce	Mésophile	Neutre	Mésotrophe	Basiphile	Hy, D	Hy
<i>Centaurea jacea</i>	Centauree jaccée	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basicline		
<i>Chichorium intybus</i>	Chicorée sauvage	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basicline		
<i>Cirsium vulgare</i>	Cirse commun	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basicline	+	-
<i>Coronilla varia</i>	Coronille bigarrée	Mésophile	Héliophile	Oligotrophe	Basicline		
<i>Crepis capillaris</i>	Crépide capillaire	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basicline		
<i>Daucus carota</i>	Carotte sauvage	Mésophile	Héliophile	Oligotrophe	Basicline	Hy, L, D, C	-
<i>Dipsacus fullonum</i>	Cadère	Mésophile	Héliophile	Eutrophe	Basicline		
<i>Echium vulgare</i>	Vipérine	Mésophile	Héliophile	Eutrophe	Basicline		
<i>Erodium cicutarium</i>	Erodium à feuilles de ciguë	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basicline		
<i>Geum urbanum</i>	Benoîte commune	Mésophile	Neutre	Eutrophe	Basicline		
<i>Hypericum perforatum</i>	Millepertuis perforé	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basicline		
<i>Knautia arvensis</i>	Knautie des champs	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basicline	L, D, C	-
<i>Lathyrus pratensis</i>	Gesse des champs	Mésophile	Neutre	Mésotrophe	Basicline		
<i>Leucanthemum vulgare</i>	Marguerite	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basicline	Hy, D, C	D
<i>Linaria vulgaris</i>	Linaria commune	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basicline		
<i>Malva moschata</i>	Mauve musquée	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basicline		
<i>Malva sylvestris</i>	Mauve sylvestre	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basicline		
<i>Medicago lupulina</i>	Minette	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basiphile	Hy, L, D	-
<i>Myosotis arvensis</i>	Myosotis des champs	Mésophile	Neutre	Mésotrophe	Basicline		

Nom scientifique	Nom vernaculaire	Humidité	Lumière	Nitrophilie	pH	Pollinisateurs	Parasites/Prédateurs
<i>Origanum vulgare</i>	Origan	Mésophile	Neutre	Mésotrophe	Basiline		
<i>Papaver rhoeas</i>	Coquelicot	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basiline		
<i>Plantago lanceolata</i>	Plantain lancéolé	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basiline	L, D, C, He, O, +	L
<i>Potentilla reptans</i>	Potentille rampante	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basiline	Hy, D	-
<i>Prunella vulgaris</i>	Herbe Catois	Mésophile	Neutre	Mésotrophe	Basiline	+	-
<i>Ranunculus acris</i>	Bouton d'or/Renoncule âcre	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basiline	Hy, D, C	-
<i>Ranunculus bulbosus</i>	Bouton d'or/Renoncule bulbeuse	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basiline	Hy, +	-
<i>Ranunculus reptans</i>	Bouton d'or/Renoncule rampante	Hygrocline	Neutre	Eutrophe	Basiline	+	-
<i>Reseda luteola</i>	Réséda jaune	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basiline		
<i>Salvia pratensis</i>	Sauge des prés	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basiphile		
<i>Silene latifolia</i>	Compagnon blanc	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basiline	Hy, L, D	-
<i>Tanacetum vulgare</i>	Tanaisie commune	Mésophile	Héliophile	Eutrophe	Basiphile	+	C
<i>Tragopogon pratensis</i>	Salsifis des prés	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basiline	+	-
<i>Trifolium dubium</i>	Trèfle douteux	Mésophile	Neutre	Mésotrophe	Basiline		
<i>Trifolium fragiferum</i>	Trèfle porte-fraises	Hygrocline	Héliophile	Mésotrophe	Basiline	Hy	-
<i>Trifolium pratense</i>	Trèfle des prés	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basiline	Hy, L	-
<i>Tripleurospermum inodorum</i>	Matricaire inodore	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basiline		
<i>Tussilago farfara</i>	Tussilage	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basiline		
<i>Urtica dioica</i>	Ortie dioïque	Mésophile	Neutre	Eutrophe	Basiline	-	L
<i>Verbascum thapsus</i>	Bouillon blanc	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basiline		
<i>Verberna officinalis</i>	Verveine officinale	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basiline		
<i>Vicia segetalis</i>	Vesce des moissons	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basiline	Hy, D	Hy

Annexe X : Tableau des espèces de poacées à planter

Nom scientifique	Nom vernaculaire	Floraison	Fleurs	Nectar/Pollen	Pollinisation	Dispersion
<i>Arrhenatherum elatius</i>	Fromental élevé	mai-août	-	Absent	Vent	Epizoochorie
<i>Bromus hordeaceus</i>	Brome mou	mai-août	-	Absent	Vent	Epizoochorie
<i>Dactylis glomerata</i>	Dactyle aggloméré	avril-septemb	-	Absent	Vent	Epizoochorie
<i>Festuca rubra</i>	Fétuque rouge	mai-juillet	-	Absent	Vent	Epizoochorie
<i>Holcus lanatus</i>	Houlque laineuse	mai-août	Blanches	Absent	Vent	Epizoochorie
<i>Lolium perenne</i>	Ivraie vivace	mai-octobre	Vertes	Absent	Vent	Barochorie
<i>Phleum pratense</i>	Fléole des prés	mai-août	-	Absent	Vent/Insectes	Epizoochorie
<i>Poa pratensis</i>	Pâturin des prés	mai-août	-	Absent	Vent	Barochorie
<i>Schedonorus pratensis</i>	Fétuque des prés	mai-juillet	-	Absent	Vent	Epizoochorie
<i>Trisetum flavescens</i>	Avoine dorée	mai-août	-	Absent	Vent	Epizoochorie

Nom scientifique	Nom vernaculaire	Humidité	Lumière	Nitrophilie	pH	Parasites/Prédateurs
<i>Arrhenatherum elatius</i>	Fromental élevé	Mésophile	Héliophile	Eutrophe	Basiline	L
<i>Bromus hordeaceus</i>	Brome mou	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basiline	
<i>Dactylis glomerata</i>	Dactyle aggloméré	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basiline	L
<i>Festuca rubra</i>	Fétuque rouge	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basiphile	L
<i>Holcus lanatus</i>	Houlque laineuse	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basiline	L
<i>Lolium perenne</i>	Ivraie vivace	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basiline	L
<i>Phleum pratense</i>	Fléole des prés	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basiline	L
<i>Poa pratensis</i>	Pâturin des prés	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basiline	L
<i>Schedonorus pratensis</i>	Fétuque des prés	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basiline	
<i>Trisetum flavescens</i>	Avoine dorée	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basiline	

Annexe XI : Tableau des espèces de haies à planter

Nom scientifique	Nom vernaculaire	Floraison	Fleurs	Nectar/Pollen	Pollinisation
<i>Cornus mas</i>	Cornouiller mâle	fév-avr	Jaunes	plutôt abondant	Insectes
<i>Cornus sanguinea</i>	Cornouiller sanguin	mai-juin	Blanches	plutôt abondant	Insectes
<i>Corylus avellana</i>	Noisetier	jan-mars	/	absent	Vent
<i>Crataegus laevigata</i>	Aubépine épineuse	avr-mai	Blanches	plutôt abondant	Insectes
<i>Crataegus monogyna</i>	Abépine à un style	mai-juin	Blanches	plutôt abondant	Insectes
<i>Euonymus europaeus</i>	Fusain d'Europe	avril-mai	Blanches	absent	Insectes
<i>Genista tinctoria</i>	Genêt des teinturiers	mai-août	Jaunes	absent / présent	Insectes
<i>Ligustrum vulgare</i>	Troène commun	mai-juill	Blanches	plutôt abondant	Insectes
<i>Prunus mahaleb</i>	Cerisier de Ste Lucie	avril-mai	Blanches	plutôt abondant	Insectes
<i>Prunus spinosa</i>	Prunellier	avril-mai	Blanches	très abondant	Insectes
<i>Rhamnus cathartica</i>	Neprun purgatif	mai-juin	Jaunes	plutôt abondant	Insectes
<i>Rosa arvensis</i>	Rosier rampant	mai-juill	Blanches	absent / présent	Insectes
<i>Sambucus nigra</i>	Sureau noir	juin-juill	Blanches	absent / présent	Insectes
<i>Solanum dulcamara</i>	Douce amère	juin-sept	Violet	absent / présent	Insectes
<i>Viburnum lantana</i>	Viorne lantane	avr-mai	Blanches	-	Insectes

Nom scientifique	Nom vernaculaire	Dispersion	Humidité	Lumière	Nitrophilie	pH
<i>Cornus mas</i>	Cornouiller mâle	Endozoochorie	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basicline
<i>Cornus sanguinea</i>	Cornouiller sanguin	Endozoochorie	Mésophile	Neutre	Mésotrophe	Basicline
<i>Corylus avellana</i>	Noisetier	Dyszoochorie	Mésophile	Neutre	Mésotrophe	Basicline
<i>Crataegus laevigata</i>	Aubépine épineuse	Endozoochorie	Mésophile	Neutre	Mésotrophe	Basicline
<i>Crataegus monogyna</i>	Abépine à un style	Endozoochorie	Mésophile	Neutre	Mésotrophe	Basicline
<i>Euonymus europaeus</i>	Fusain d'Europe	Myrmécochorie	Mésophile	Neutre	Mésotrophe	Basicline
<i>Genista tinctoria</i>	Genêt des teinturiers	Barochorie	Mésophile	Héliophile	Oligotrophe	Basicline
<i>Ligustrum vulgare</i>	Troène commun	Endozoochorie	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basicline
<i>Prunus mahaleb</i>	Cerisier de Ste Lucie	Endozoochorie	Mésophile	Héliophile	Oligotrophe	Basicline
<i>Prunus spinosa</i>	Prunellier	Endozoochorie	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basicline
<i>Rhamnus cathartica</i>	Neprun purgatif	Endozoochorie	Mésophile	Neutre	Mésotrophe	Basicline
<i>Rosa arvensis</i>	Rosier rampant	Endozoochorie	Mésophile	Neutre	Mésotrophe	Basicline
<i>Sambucus nigra</i>	Sureau noir	Endozoochorie	Mésophile	Héliophile	Eutrophe	Basicline
<i>Solanum dulcamara</i>	Douce amère	Endozoochorie	Hygrocline	Neutre	Eutrophe	Basicline
<i>Viburnum lantana</i>	Viorne lantane	Endozoochorie	Mésophile	Héliophile	Mésotrophe	Basicline

Annexe XII : Tableau de données des relevés de faune de surface à la fin de l'expérience

Taxons		Total			
		Parcelle 45	Parcelle 49 Fond	Parcelle 49 Milieu	Parcelle 49 Devant
Gastéropodes	Escargots	3	0	0	0
Chélicérates	Araignées	0	1	1	2
	Acariens	0	1	2	1
Collembolés	Arthropléones	1	13	10	21
	Symphopléones	0	4	0	3
Insectes	Coléoptères	0	0	2	2
	Hyménoptères	1	0	1	0
	Diptères	0	4	0	1

Annexe XIII : Tableau de données des relevés de faune du sol

Taxons		Parcelle 49 (milieu)	Parcelle 49 (fond)	Jardin 1	Jardin 2
Oligochètes	Endogées	0	49	8	0
	Epigées	0	0	1	0
	Annecliques à tête rouge	0	6	10	0
Gastéropodes	Escargots	0	0	6	0
Crustacées	Cloportes	0	0	1	0
Myriapodes	Chilopodes	0	0	1	0
	Diplopodes	0	0	0	0
Hexapodes	Coléoptères (larve)	0	0	2	1
	Diptères (larve)	0	2	0	1