
Étude comparative de trois méthodes d'inventaire des micromammifères en Wallonie

Auteur : Philippot, Adèle

Promoteur(s) : Licoppe, Alain

Faculté : Gembloux Agro-Bio Tech (GxABT)

Diplôme : Master en bioingénieur : gestion des forêts et des espaces naturels, à finalité spécialisée

Année académique : 2023-2024

URI/URL : <http://hdl.handle.net/2268.2/21250>

Avertissement à l'attention des usagers :

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

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

ÉTUDE COMPARATIVE DE TROIS MÉTHODES D'INVENTAIRE DES MICROMAMMIFÈRES EN WALLONIE

ADÈLE PHILIPPOT

TRAVAIL DE FIN D'ÉTUDES PRÉSENTÉ EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLÔME DE
MASTER BIOINGÉNIEUR EN GESTION DES FORÊTS ET DES ESPACES NATURELS

ANNÉE ACADÉMIQUE 2023-2024

PROMOTEUR : LICOPPE A.

"Toute reproduction du présent document, par quelque procédé que ce soit, ne peut être réalisée qu'avec l'autorisation de l'auteur et de l'autorité académique¹ de Gembloux Agro-Bio Tech."

"Le présent document n'engage que son auteur."

¹ Dans ce cas, l'autorité académique est représentée par le promoteur membre du personnel enseignant de GxABT.

ÉTUDE COMPARATIVE DE TROIS MÉTHODES D'INVENTAIRE DES MICROMAMMIFÈRES EN WALLONIE

ADÈLE PHILIPPOT



TRAVAIL DE FIN D'ÉTUDES PRÉSENTÉ EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLÔME DE
MASTER BIOINGÉNIEUR EN GESTION DES FORÊTS ET DES ESPACES NATURELS

ANNÉE ACADÉMIQUE 2023-2024

PROMOTEUR : LICOPPE A.

REMERCIEMENTS

Tout d'abord, je tiens à exprimer ma profonde gratitude à mon promoteur, Alain Licoppe, pour sa disponibilité, ses conseils éclairés, et sa relecture attentive.

Un grand merci à l'équipe du Département d'Étude du Milieu Naturel et Agricole, en particulier à Vinciane Schockert, pour ses nombreuses relectures, son soutien indéfectible durant la période de récolte de données et les levers aux aurores, son accueil chaleureux à Martelange, et pour m'avoir fait découvrir la magnifique Gaume et sa forêt d'Anlier. Merci également à Quentin Watthez pour ses précieux conseils lors de la construction des boîtiers, nos échanges constructifs, et son aide sur le terrain. Je remercie chaleureusement les stagiaires Eva Tafforeau et Rémi Somers pour leur assistance sur lors de la collecte des données.

Ma gratitude va également aux membres du Contrat Rivière de la Semois et Chiers, en particulier Quentin Dubois, Nelson Desjardin, et Bastien Bestgen, pour leur aide précieuse sur le terrain et en amont.

Un grand merci au laboratoire de l'INBO pour leur aide dans l'élaboration d'un protocole robuste, et particulièrement à Rein Brys et Teun Everts pour la journée partagée dans la vallée de la Semois.

Merci à Monsieur Yves Brostaux pour ses conseils avisés en statistique.

Un immense merci à la team des forestiers : Rémy, Gab, Élise, Alex, Gladys, Pauline, Clément et Martin, pour leur bonne humeur, leur aide inconditionnelle, leur soutien, et les nombreuses heures partagées au bureau, autour de pauses café ou au fin fond de la forêt ardennaise. Sans vous, cette expérience n'aurait pas été la même et le résultat beaucoup moins qualitatif !

Un grand merci également à l'ensemble des professeurs de Gembloux pour ce parcours universitaire de très grande qualité, ainsi qu'à tous les cokoteurs et amis de Gembloux pour ces six années merveilleuses.

Enfin, je tiens à exprimer ma reconnaissance infinie à mes parents pour leur soutien, leurs encouragements, et leur bienveillance tout au long de mon parcours universitaire. Sans eux, je n'aurais pas pu arriver là où je suis aujourd'hui. Merci pour leurs relectures attentives et leurs conseils. Merci à Jeanne pour notre soutien mutuel durant cette dernière ligne droite. Merci à Camille et Arthur pour m'avoir épaulé tout au long de mon parcours tant personnel qu'universitaire.

RÉSUMÉ

Contexte	Considérant l'importance d'améliorer la connaissance des espèces, des communautés et des écosystèmes, pour leur protection et leur gestion il est essentiel d'étudier l'efficacité des différentes méthodes d'inventaire, particulièrement pour les taxons sous étudiés tels que les micromammifères.
Objectifs	Cette étude vise à (i) déterminer l'efficacité de détection de trois méthodes d'inventaires des micromammifères, (ii) déterminer l'efficacité en termes de temps et de coût de ces trois méthodes et (iii) analyser l'influence des facteurs environnementaux sur la détection des micromammifères.
Localisation	Vallée de la Semois, Wallonie, Sud-Est de la Belgique.
Acteurs	Le Département de l'Etude du Milieu Naturel et Agricole, le Contrat Rivière Semois et Chiers, le Parc National de la Vallée de la Semois et l'institut flamand de recherche sur la nature et la forêt.
Méthodes	Les méthodes d'inventaires par pièges photographiques adaptés à l'étude des micromammifères, par piégeage vivant et par analyse d'échantillons d'ADN environnemental d'eau et de sol ont été testées sur 12 sites bordant des cours d'eau du bassin hydrographique de la Semois. Dans chacun de ceux-ci, 5 pièges photographiques adaptés, 20 pièges vivants de la marque Sherman mis deux à deux, 20 points de relevé d'échantillons d'ADNe d'eau et 20 points de relevé d'échantillons d'ADNe de sol ont été placés le long d'un transect de 100 mètres. Chaque période d'inventaire a duré 4 nuits.
Résultats	Les pièges photographiques adaptés ont détecté 5 taxons de micromammifères et les pièges vivants en ont détecté 6. Les pièges vivants permettent une identification précise des espèces, contrairement aux pièges photographiques, qui ont cependant détecté des taxons sur un plus grand nombre de sites et en moyenne deux fois plus de taxons par site. Les 4 nuits d'échantillonnage n'étaient pas toujours nécessaires pour atteindre le maximum de détections de cette étude. Néanmoins, aucune méthode n'a atteint un plateau de détection. Les pièges vivants surpassent les pièges photographiques après 5,5 inventaires. L'ADN environnemental est la seule méthode ayant capté l'espèce cible (<i>Neomys fodiens</i>), avec de meilleurs résultats pour les échantillons d'eau que de sol. L'ADNe est rapide et économique, mais les pièges photographiques sont plus rentables à long terme. Les principaux facteurs environnementaux sont la largeur du cours d'eau, la hauteur de la berge et la richesse spécifique de la végétation.
Discussion	Cette étude présente plusieurs limites, notamment la faible quantité de données collectées sur deux mois et les conditions météorologiques défavorables, influençant les résultats. Malgré cela, certaines tendances correspondent à la littérature. Les pièges photographiques ont détecté plus de taxons, mais avec une identification souvent limitée, contrairement aux pièges vivants, qui ont capté une grande diversité de micromammifères mais nécessitent plus d'efforts. L'ADN environnemental a montré un grand potentiel malgré un besoin de validation supplémentaire. À long terme, les pièges photographiques sont plus économiques et moins exigeants en main-d'œuvre, bien qu'ils présentent un risque de vol. L'analyse des facteurs environnementaux n'a pas fourni de conclusions claires, mais des relevés plus précis pourraient confirmer l'impact des conditions météorologiques. Les pièges photographiques sont utiles pour la science participative, tandis que les pièges vivants posent des questions éthiques.
Conclusion	Cette étude analyse les méthodes d'échantillonnage des micromammifères en Wallonie pour aider à identifier la plus adaptée à l'objectif d'étude, améliorant la surveillance des espèces rares et permettant des investissements dans des études à plus grande échelle, facilitant la gestion des écosystèmes.
Mots clés	Wallonie, musaraigne aquatique (<i>Neomys fodiens</i>), micromammifères, pièges photographiques, piégeage vivant, ADN environnemental, inventaires faunistiques.

ABSTRACT

- Context** Considering the importance of improving knowledge of species, communities and ecosystems for their protection and management, it is essential to study the effectiveness of different inventory methods, particularly for under-studied taxa such as small mammals.
- Objectives** This study aims to (i) determine the detection efficiency of three small mammal inventory methods, (ii) determine the efficiency in terms of time and cost of these three methods and (iii) analyse the influence of environmental factors on the detection of small mammals.
- Location** Semois Valley, Wallonia, South-East Belgium.
- Participants** The Department for the Study of the Natural and Agricultural Environment, the Semois and Chiers River Contract, the Semois Valley National Park and the Flemish Institute for Nature and Forest Research.
- Methods** Inventory methods using photographic traps adapted to the study of small mammals, live trapping and analysis of environmental DNA samples from water and soil were tested at 12 sites bordering watercourses in the Semois catchment area. At each of these sites, 5 adapted photographic traps, 20 Sherman brand live traps set in pairs, 20 water DNA sample collection points and 20 soil DNA sample collection points were placed along a 100 meter transect. Each survey period lasted 4 nights.
- Results** The adapted photographic traps detected 5 taxa of small mammals and the live traps detected 6. Live traps allow precise identification of species, unlike photographic traps, which nevertheless detected taxa on a greater number of sites and on average twice as many taxa per site. The 4 nights of sampling were not always necessary to achieve the maximum number of detections in this study. Nevertheless, no method reached a detection plateau. Live traps outperformed photographic traps after 5.5 surveys. Environmental DNA was the only method to capture the target species (*Neomys fodiens*), with better results for water samples than for soil samples. eDNA is fast and economical, but camera traps are more cost-effective in the long term. The main environmental factors are the width of the watercourse, the height of the bank and the species richness of the vegetation.
- Discussion** This study has several limitations, in particular the small amount of data collected over two months and the unfavourable weather conditions, which influenced the results. Despite this, certain trends are consistent with the literature. Photographic traps detected more taxa, but with often limited identification, unlike live traps, which captured a wide diversity of small mammals but required more effort. Environmental DNA showed great potential despite the need for further validation. In the long term, photographic traps are more economical and less labour-intensive, although they do present a risk of theft. The analysis of environmental factors did not provide any clear conclusions, but more precise surveys could confirm the impact of weather conditions. Photographic traps are useful for participatory science, while live traps raise ethical questions.
- Conclusions** This study analyses small mammal sampling methods in Wallonia to help identify the most suitable for the study objective, improving the monitoring of rare species and enabling investment in larger-scale studies, facilitating ecosystem management.
- Keywords** Wallonia, water shrew (*Neomys fodiens*), small mammals, camera traps, live trapping, environmental DNA, wildlife inventories.

TABLE DES MATIÈRES

REMERCIEMENTS.....	ii
RÉSUMÉ.....	iii
ABSTRACT.....	iv
TABLE DES FIGURES	vii
TABLE DES TABLEAUX.....	ix
LISTE DES ABRÉVIATIONS	x
1. INTRODUCTION.....	1
1.1. Objectif du monitoring	2
1.1.1. Enjeux du suivi des espèces	2
1.1.2. Enjeux en Wallonie.....	2
1.2. État de l'art : les micromammifères	3
1.3. État de l'art : la musaraigne aquatique.....	4
1.3.1. Statut de protection	4
1.3.2. Répartition	4
1.3.3. Écologie.....	4
1.3.4. Morphologie.....	5
1.3.5. Régime alimentaire	5
1.3.6. Rythme d'activité	5
1.3.7. Menaces.....	5
1.4. Techniques d'inventaire	6
1.4.1. Pièges photographiques.....	7
1.4.2. Piégeage vivant	8
1.4.3. ADN environnemental.....	8
1.5. Objectifs.....	10
2. MATÉRIEL ET MÉTHODES	11
2.1. Sites d'étude.....	11
2.1.1. Zone de Chiny.....	12
2.1.2. Zone d'Anlier	13
2.1.3. Zone de Neufchâteau	13
2.1.4. Zone de Bouillon	13
2.2. Design de l'étude	14
2.3. Pièges photographiques	15
2.4. Pièges Sherman	17
2.5. ADN environnemental	18
2.5.1. ADN environnemental sur échantillons d'eau.....	18
2.5.2. ADN environnemental sur échantillons de sol	19
2.5.3. Analyses en laboratoire.....	19
2.6. Relevés des habitats	20
2.7. Analyses statistiques.....	20
2.7.1. Efficacité de détection.....	21
2.7.2. Efficacité des temps et des coûts.....	22
2.7.3. Influence des conditions environnementales.....	22
3. RÉSULTATS.....	23
3.1. Efficacité de détection.....	23
3.1.1. Pièges photographiques et pièges Sherman	23
3.1.1.1. Focus sur <i>Apodemus sp.</i>	26
3.1.2. ADN environnemental.....	28
3.2. Efficacité des temps et des coûts	29
3.3. Influence des conditions environnementales.....	32
3.3.1. Analyse en composantes principales.....	32
3.3.2. Analyse de correspondances.....	32
3.3.3. Analyse de co-inertie.....	33
4. DISCUSSION	34

4.1.	Objectif 1 : déterminer la méthode la plus efficace en termes de détection	35
4.1.1.	Pièges photographiques.....	35
4.1.2.	Pièges Sherman.....	36
4.1.3.	Comparaison pièges photographiques et pièges Sherman	36
4.1.4.	ADN environnemental.....	36
4.2.	Objectif 2 : déterminer la méthode la plus efficace en termes de temps et de coût	37
4.3.	Objectif 3 : Identifier les facteurs environnementaux qui influencent la détection des micromammifères	38
4.4.	Observations supplémentaires.....	38
5.	CONCLUSION	41
6.	PERSPECTIVES	43
7.	CONTRIBUTION PERSONNELLE	43
8.	BIBLIOGRAPHIE	45
9.	ANNEXES.....	53

TABLE DES FIGURES

Figure 1 : Distribution des observations validées de <i>Neomys fodiens</i> en Wallonie ; Source : OFFH - Observations.be	4
Figure 2 : Résultats de l'analyse de l'ADNe pour déterminer la présence de <i>Neomys fodiens</i> sur base des échantillons prélevés dans le cadre d'une étude sur la présence de <i>Lutra lutra</i> (Brys et al., 2022) mise en parallèle avec la localisation des sites sélectionnés dans le cadre de cette étude.	11
Figure 3 : Cartographie des 12 sites sélectionnés, répartis entre les zones de Chiny, Anlier, Neufchâteau et Bouillon.	12
Figure 4 : Conception des trois protocoles déployés dans chaque transect pour étudier les musaraignes aquatiques (<i>Neomys fodiens</i>)	14
Figure 5 : Piège photographique adapté à l'étude des micromammifères	15
Figure 6 : Interface de la plateforme Agouti.	16
Figure 7 : Piège non létal de la marque Sherman.	17
Figure 8 : Sexage des individus.....	17
Figure 9 : Pesée des individus capturés.	18
Figure 10 : Prélèvement de 0,5 L d'eau.....	18
Figure 11 : Pré filtrage de 2 litres d'eau d'un site.	18
Figure 12 : Prélèvement d'un échantillon de terre de 10 cm ² de surface sur un centimètre de profondeur.	19
Figure 13 : Schéma conceptuel illustrant l'idée de l'utilisation des loci cibles multiples et indépendants dans des approches fondées sur l'ADNe d'une seule espèce (ddPCR dans le cas présent) pour une sensibilité de détection plus élevée et une quantification plus précise.	20
Figure 14 : Exemples de taches ventrales de quelques individus d' <i>Apodemus sylvaticus</i> capturés par piégeage vivant.	22
Figure 15 : Diagramme de Venn reprenant les espèces captées via la méthode d'inventaire avec des pièges Sherman et celle avec les pièges photographiques.	23
Figure 16 : Courbe d'accumulation moyenne du nombre de taxons de micromammifères détectés sur les 12 sites inventoriés.	24
Figure 17 : Courbe de raréfaction totale. L'axe des abscisses reprend le nombre d'inventaires réalisés, un inventaire a une durée 4 nuits.	25
Figure 18 : Occupation naïve des sites par taxon et par méthode d'inventaire.....	26
Figure 19 : Courbe de régression linéaire des indices d'abondance relative adaptés pour comparer les pièges photographiques et les pièges Sherman.....	26
Figure 20 : Courbe de régression linéaire entre l'abondance obtenue par capture-recapture avec les pièges Sherman et l'indice d'abondance relative adapté des pièges Sherman.	27
Figure 21 : Courbe de régression entre l'abondance obtenue par capture-recapture avec les pièges Sherman et l'indice d'abondance relative adapté des pièges photographiques.	27

Figure 22 : Diagramme de Venn reprenant les espèces captées avec les pièges Sherman, les pièges photographiques et l'ADNe.....	28
Figure 23 : Occupation naïve avec un niveau de confiance minimum de 33% en fonction des différents types d'analyses d'ADNe d'eau et de sol.	28
Figure 24 : Occupation naïve avec un niveau de confiance minimum de 66% en fonction des différents types d'analyses d'ADNe d'eau et de sol.	28
Figure 25 : Occupation naïve avec un niveau de confiance minimum de 100% en fonction des différents types d'analyses d'ADNe d'eau et de sol.	29
Figure 26 : Budget de temps de la méthode d'inventaire utilisant a) les pièges photographiques b) les pièges Sherman c) l'ADN environnemental sur base d'échantillons d'eau d) l'ADN environnemental sur base d'échantillons de sol..	30
Figure 27 : Bilan des coûts de la méthode d'inventaire utilisant a) les pièges photographiques, b) les pièges Sherman, c) l'ADN environnemental sur base d'échantillons d'eau, d) l'ADN environnemental sur base d'échantillons de sol.	31
Figure 28 : Analyse en composantes principales de tous les facteurs environnementaux.	32
Figure 29 : Analyse en composantes principales des trois facteurs environnementaux explicatifs : la largeur du cours d'eau, la hauteur de la berge et la diversité de végétation.....	32
Figure 30 : Analyse en composantes principales des facteurs environnementaux concernant les conditions météorologiques : la température minimale, la température maximale, la température moyenne et les précipitations.	32
Figure 31 : Analyse de correspondances mettant en lien la présence/absence des espèces de micromammifères avec les sites.....	33
Figure 32 : Analyse de co-inertie des trois facteurs environnementaux principaux : la largeur du cours d'eau, la hauteur de la berge et la diversité de la végétation.....	33
Figure 33 : Analyse de co-inertie principale des facteurs environnementaux concernant les conditions météorologiques : la température minimale, la température maximale, la température moyenne et les précipitations.	33
Figure 34 : Impact du Raton laveur (<i>Procyon lotor</i>) sur les pièges photographiques.....	34
Figure 35 : Impact du Raton laveur (<i>Procyon lotor</i>) sur les pièges Sherman.	34
Figure 36 : Impact des limaces.....	35
Figure 37 : Illustration de la place prise par le matériel	39
Figure 38 : Illustration de l'impact du passage de la main-d'œuvre nécessaire aux relevés des pièges Sherman.....	39

TABLE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Synthèse des études menées sur les différentes méthodes de piégeage et de détection des micromammifères.....	6
Tableau 2 : Caractéristiques des sites 1, 2 et 3 de la zone de Chiny.	12
Tableau 3 : Caractéristiques des sites 4, 5 et 6 de la zone d’Anlier.....	13
Tableau 4 : Caractéristiques des sites 7, 8 et 9 de la zone de Neufchâteau.....	13
Tableau 5 : Caractéristiques des sites 10, 11 et 12 de la zone de Bouillon.	13
Tableau 6 : Comparaison des richesses taxonomiques observées en fonction des méthodes de piégeage.....	23
Tableau 7 : Temps nécessaire à la première détection des espèces ou genres de micromammifères en fonction de la méthode appliquée.....	24
Tableau 8 : Nombre de nuits nécessaires pour atteindre le nombre de détections maximales.	25
Tableau 9 : Comparaison des temps et des coûts des méthodes testées à l’échelle du transect : les pièges photographiques, les pièges Sherman, l’ADNe sur base d’échantillon d’eau et l’ADNe sur base d’échantillons de sol.....	29
Tableau 10 : Nombre de taxons de micromammifères détectés pour un budget de 100 €, en fonction des coûts réels (totaux et moyens) et les coûts futurs (totaux et moyens) et de la méthode d’inventaire par pièges photographiques et par pièges Sherman.	29
Tableau 11 : Tableau de comparaison des méthodes d’inventaire des petits mammifères en fonction de ses avantages, ses inconvénients et des objectifs d’étude.	40

LISTE DES ABRÉVIATIONS

ACP	Analyse en Composantes Principales
ADNe	Acide désoxyribonucléique environnemental
ANOVA	Analyse de la Variance
CA	Analyse des Correspondances
CoDT	Code de Développement Territorial
CRSC	Contrat Rivière Semois-Chiers
DEMNA	Département de l'Etude du Milieu Naturel et Agricole
ddPCR	<i>droplet digital Polymerase Chain Reaction</i>
INBO	Institut flamand de recherche sur la nature et la forêt
LCN	Loi de Conservation de la Nature
OFFH	Observatoire de la Faune, de la Flore et des Habitats
PNESM	Parc National d'Entre Sambre et Meuse
PP	Pièges photographiques adaptés à l'étude des micromammifères
PSH	Pièges non-létaux de la marque Sherman
RAI	<i>Relative Abundance Index</i>
SPW	Service Public de Wallonie

MODALITÉS D'ÉCRITURE

Dans le texte, les pièges photographiques adaptés aux micromammifères (aussi appelés pièges photographiques à courte distance focale), sont appelés « **pièges photographiques** » ou « **PP** » afin d'alléger la lecture. Les pièges non létaux de la marque Sherman sont appelés « **pièges Sherman** » ou « **PSH** ».

Dans les tableaux et les figures, les termes « **pièges photographiques** » et « **pièges Sherman** » sont majoritairement employés, à quelques rares exceptions où ils ont été abrégés en « **PP** » et « **PSH** » par souci de mise en page.

Bonne lecture !

1. INTRODUCTION

La biologie des populations, comprenant la dynamique et la distribution des populations, ainsi que l'écologie des communautés, sont des disciplines scientifiques confrontées aux changements planétaires et à la crise de la biodiversité. La conservation des communautés et des habitats fait face à de nouveaux défis, notamment la gestion des espèces rares, des espèces invasives, des diverses maladies, ainsi que leur dispersion géographique (Fayolle & Monty, 2022). Les inventaires fauniques jouent un rôle crucial dans la gestion et la conservation des espèces. Ils permettent de récolter des données nécessaires à l'élaboration de plans de conservation ou de gestion (Weerakoon et al., 2014). Dans un contexte de changements environnementaux rapides et globaux, ces inventaires deviennent encore plus cruciaux pour identifier et protéger les habitats essentiels pour les espèces menacées et en voie de disparition (Wilcove et al., 1998).

Pour mener à bien ces inventaires, diverses méthodes peuvent être employées. Le choix de la technique d'échantillonnage est déterminant et doit être adapté à l'espèce ou à la communauté ciblée (Barea-Azcón et al., 2007; Sadlier et al., 2004). L'exactitude et l'exhaustivité des données récoltées dépendent fortement de la méthode choisie, influençant ainsi les interprétations (Garden et al. 2007 cité par Bondi et al., 2010 ; Thompson et Thompson, 2007 cité par Bondi et al., 2010) et le choix des mesures de gestion qui en découlent. La nécessité d'études comparatives évaluant l'efficacité des différentes techniques d'échantillonnage est fréquemment soulignée dans la littérature, car elles sont encore relativement rares (Whisson et al., 2005 cité par Bondi et al., 2010 ; Garden et al., 2007 cité par Bondi et al., 2010 ; Hourigan et al., 2008 cité par Bondi et al., 2010 ; Verhees et al., 2024).

L'amélioration de la détection des espèces rares est également une priorité. Il s'agit non seulement d'évaluer leur présence et leur répartition, mais aussi d'enrichir les connaissances sur les associations d'habitats qui leur sont indispensables (Harkins et al., 2019). Il est essentiel que la méthode d'inventaire sélectionnée puisse repérer toutes les espèces de gabarits comparables présentes sur un site. En effet, si une espèce à faible probabilité de détection est observée, les espèces plus communes le seront également. L'absence de détection de certains membres de la communauté peut entraîner des estimations incorrectes de la composition, de la richesse spécifique, des interactions, de la taille de la niche et de leur chevauchement (Eckrich et al., 2018; Ernest et al., 2008). De telles inexactitudes compromettent la crédibilité des décisions de gestion des espèces et des écosystèmes, particulièrement face aux défis posés par un environnement changeant (Harkins et al., 2019).

Ce mémoire vise à explorer et évaluer différentes méthodes d'inventaire faunique pour les micromammifères, avec un accent particulier sur l'amélioration de la détection des espèces rares et cryptiques. Les résultats attendus contribueront à affiner les techniques de conservation et à renforcer la gestion des espèces dans des écosystèmes de plus en plus menacés.

1.1. OBJECTIF DU MONITORING

1.1.1. ENJEUX DU SUIVI DES ESPÈCES

Le suivi des espèces est un exercice crucial dans le contexte actuel de changements environnementaux rapides et globaux. En effet, les inventaires permettent de mettre en lumière les habitats des espèces en péril et en voie de disparition et de mettre en place des plans de conservation (Weerakoon et al., 2014; Wilcove et al., 1998). Cependant, certaines espèces ne sont pas facilement détectables, ce qui complique leur suivi et leur protection. Il est donc primordial d'améliorer les probabilités de détection des espèces rares, afin d'évaluer leur présence et leurs interactions dans l'écosystème (Harkins et al., 2019). La méthode retenue doit détecter toutes les espèces présentes sur un site pour éviter des estimations incorrectes de la composition et de la richesse spécifique, ce qui peut compromettre la gestion des espèces et des écosystèmes (Eckrich et al., 2018 ; Ernest et al., 2008). Cette étude se concentre sur la communauté des micromammifères et a pour espèce cible la musaraigne aquatique (*Neomys fodiens*). Concentrer une étude sur des espèces cryptiques et rares améliore leur détection et réduit les biais potentiels liés aux faux négatifs, particulièrement lors de l'utilisation des communautés de micromammifères comme modèles pour divers tests écologiques (Harkins et al., 2019).

1.1.2. ENJEUX EN WALLONIE

La loi du 12 juillet 1973 sur la Conservation de la Nature, sur base du décret du 6 décembre 2001 indique au 1^{er} paragraphe de l'article 4 que « *Le Gouvernement arrête les modalités de récolte et d'analyse des données biologiques sur les populations wallonnes des espèces animales et végétales sauvages et des habitats naturels visés par la présente loi, afin d'assurer la surveillance de leur état de conservation.* ». C'est donc une obligation légale de réaliser des inventaires afin de suivre l'état des populations wallonnes qui sont concernées par la Loi de la Conservation de la Nature (LCN). *N. fodiens* est repris à l'annexe IIb de la LCN qui liste les espèces menacées en Wallonie qui font l'objet d'une protection stricte. Il est important que les méthodes employées pour réaliser ces inventaires soient adaptées afin de les rendre efficaces, y compris pour les espèces difficilement détectables.

En termes de gestion, les inventaires de faune et de flore sont déterminants. Ils permettent, entre autres, de qualifier l'intérêt biologique d'un site en vue de son acquisition ou de sa protection ; d'étudier l'incidence de demandes de permis d'urbanisme, d'environnement ou unique ; de répondre à des demandes de dérogation à la Loi sur la Conservation de la Nature et d'analyser l'impact des projets d'aménagement sur les espèces. Ces missions, généralement confiées au Département de l'Etude du Milieu Naturel et Agricole (DEMNA) du Service Public de Wallonie (SPW), sont en lien avec différentes législations telles que la LCN, le Code de Développement Territorial (CoDT) et le Code de l'Environnement.

De manière générale, la connaissance des espèces mais aussi leur abondance est une nécessité dans un contexte environnement-santé de plus en plus prégnant. Plus spécifiquement, les communautés de micromammifères prennent de l'importance dans le contexte de l'émergence de maladies zoonotiques. Celles-ci sont listées dans le règlement européen (UE) 2016/429 qui est d'application depuis avril 2021 dans tous les états membres. En Belgique et en Europe occidentale les risques sanitaires associés aux rongeurs sauvages sont assez réduits (Dupuy et al., 2023). Cinq zoonoses principales sont associées aux rongeurs sous nos latitudes : deux bactériennes, la borréliose de Lyme et la leptospirose, et trois virales, l'hantavirose, l'encéphalite virale à tiques et le cowpox (Dupuy et al., 2023). La borréliose de Lyme (ou maladie de Lyme) est transmise par la morsure de tiques, mais les rongeurs forestiers en sont le réservoir (Dupuy et al., 2023). Le nombre de cas par an en Wallonie a varié entre 275 et 889 de 2008 à 2021, l'augmentation des résultats sérologiques positifs étant due à l'augmentation de la surveillance de cette zoonose (SPW, 2023). La leptospirose est portée naturellement par un grand nombre de rongeurs et a besoin d'eau pour compléter son cycle elle présente une moyenne de 8 cas par an en Wallonie avec un augmentation à 20 cas en 2021 (Dupuy et al., 2023; SPW, 2023). L'hantavirose provoque une fièvre hémorragique à syndrome rénal et est également portée par de nombreux rongeurs tels que le campagnol des champs (*Microtus arvalis*) (Dupuy et al., 2023). Cette zoonose virale peu fréquente alterne les années épidémiques avec les années intermédiaires et a touché entre 14 et 102 personnes par an en Wallonie entre 2010 et 2021 (SPW, 2023). L'encéphalite à tiques est une maladie transmise par les arthropodes (tiques), dont le réservoir est constitué de rongeurs et d'ongulés (Dupuy et al., 2023). Le cowpox est induit par un virus propre aux rongeurs, qui ne sont pas sensibles eux-mêmes aux symptômes (Dupuy et al., 2023).

Enfin, l'étude des populations de micromammifères permet de connaître indirectement l'évolution des populations de prédateurs associés grâce au modèle de Lotka-Volterra d'oscillation pour les relations proies/prédateurs. Ce modèle est issu de l'étude des 2 espèces (la proie et le prédateur) et est basé sur un système d'équation. La variation du nombre de proies est donnée par sa propre croissance moins le taux de prédation qui lui est appliqué. La variation du nombre de prédateurs est donnée par la croissance permise par la consommation de proies, moins la mortalité naturelle. Dans le temps, ces équations mènent à 2 oscillations qui sont décalées. La variation du nombre de proies précède la variation du nombre de prédateurs et leur nombre est supérieur. Ce modèle a été développé pour des communautés avec peu d'espèces, et avec des couples proie-prédateur fortement liés. Il a ses limites car l'évolution de la population d'une proie n'est pas uniquement liée à la prédation et le modèle ne fonctionne que lorsque le prédateur ne dépend que d'un seul type de proies (Cherniha & Davydovych, 2022; Monty, 2020).

1.2. ÉTAT DE L'ART : LES MICROMAMMIFÈRES

Les micromammifères sont de petits vertébrés non volants de moins de 1 kg représentant plus de 60 % de toutes les espèces de mammifères (Bovendorp et al., 2017). Cette appellation regroupe un grand nombre d'espèces qui ont souvent peu de critères en commun, à l'exception de leur petite taille (Evrard & Danaux, 2023b). En Wallonie, on recense 27 espèces de micromammifères terrestres (Evrard & Danaux, 2023a ; Libois, 2006).

Petits, discrets et souvent présents dans des habitats difficiles d'accès, les micromammifères sont peu attractifs pour les naturalistes, d'autant plus que la grande majorité d'entre eux sont nocturnes, rendant leur détection difficile (Evrard & Danaux, 2023b; Spitz, 1963). Même la faible proportion d'espèces diurnes reste difficile à observer en raison des détails morphologiques précis nécessaires pour les différencier, nécessitant leur capture et leur manipulation, ce qui compromet leur survie (Evrard & Danaux, 2023 ; Spitz, 1963). Les fluctuations périodiques de leurs populations compliquent la compréhension de leur évolution et certaines espèces, notamment les petits insectivores, demeurent mal connues en raison de leurs habitudes secrètes, du manque d'intérêt économique et médical à leur sujet, ainsi que de la difficulté à les maintenir en captivité (Cantoni, 1993; Evrard & Danaux, 2023b; Schockert et al., 2006). Ce manque de connaissances entrave parfois l'élaboration de plans de gestion efficaces (Evrard & Danaux, 2023b).

Les micromammifères jouent des rôles cruciaux dans les écosystèmes, notamment dans la chaîne alimentaire en tant que proies pour de nombreux prédateurs et dans la dispersion des graines (Pizo, 1997 cité par Bovendorp et al., 2017; Brewer & Rejmánek, 1999; Galetti et al., 2015; Vieira et al., 2014; Vieira et al., 2003). Ils contribuent également à la fertilisation et à l'aération des sols par leurs galeries, et certains, comme les insectivores, aident à contrôler les populations d'insectes et d'invertébrés (Evrard & Danaux, 2023b). Toutefois, ils peuvent aussi être des vecteurs de pathogènes (Dupuy et al., 2023). Leur étude permet d'appuyer les décisions de conservation (Banks-Leite et al., 2014; Dambros et al., 2015) et d'évaluer la qualité de l'environnement (Caudill et al., 2015; Costa et al., 2014; Lira et al., 2012; Pardini et al., 2010; Pickett et al., 2001).

La plupart des micromammifères subissent les effets négatifs de la fragmentation et de la diminution de leur habitat. Ils sont également des victimes collatérales des activités humaines telles que les collisions routières, l'utilisation de produits phytosanitaires et de tondeuses robots, ainsi que la prédation par les chats domestiques (Evrard & Danaux, 2023b). Chaque chat tue en moyenne 200 mammifères par an (Loss et al., 2013). En France, 66 % des proies des chats sont des micromammifères, dont 74 % sont des rongeurs et 17 % des soricidés (Castañeda et al., 2021). Afin de collecter des données sur les mammifères, la Région Wallonne, en collaboration avec l'Unité de Recherches Zoogéographiques de l'Uliège, a mis en place la convention « Mammifères » en 2005, sous la direction du Département de la Nature et des Forêts et du Département d'Etudes du Milieu Naturel et Agricole.

1.3. ÉTAT DE L'ART : LA MUSARAIGNE AQUATIQUE

1.3.1. STATUT DE PROTECTION

La musaraigne aquatique, aussi appelée crossope aquatique (*N. fodiens*) est classée dans l'annexe IIb de la Loi du 12 juillet 1973 de la Conservation de la Nature. Cela signifie qu'elle est intégralement protégée en Wallonie ("Portail Biodiversité en Wallonie", 2010). Le 22 mai 2006, elle a rejoint la liste rouge IUCN des espèces menacées au niveau européen en tant qu'espèce de préoccupation mineure (Meinig et al., 2006).

1.3.2. RÉPARTITION

La crossope aquatique (*N. fodiens*) est présente partout en Europe à l'exception de l'Irlande, de la majeure partie de la péninsule ibérique, du sud-est des Balkans et des îles méditerranéennes et atlantiques (Libois, 1986). Sa présence s'étend également à l'est du globe sur une partie du sud-ouest de la Russie, le nord du Kazakhstan et de la Mongolie, jusqu'à l'extrême sud-est de la Russie et de la Chine (Hutterer, 2016). En Wallonie, l'espèce est présente de manière disparate et faible sur le territoire (Figure 1). La période de 1980 à 2022 a vu une diminution des occurrences de *N. fodiens*, en raison de la raréfaction des habitats spécifiques auxquels elle est liée. (Afilipoae, 2023 ; Schockert et al., 2006).

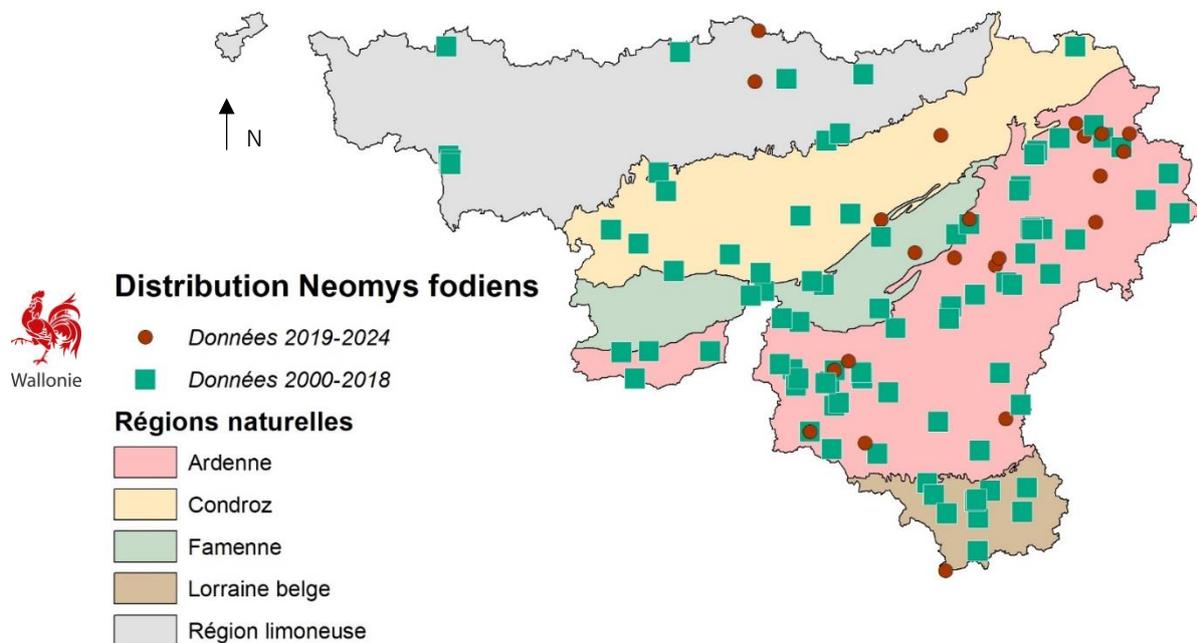


Figure 1 : Distribution des observations validées de *Neomys fodiens* en Wallonie ; Source : OFFH - Observations.be

1.3.3. ÉCOLOGIE

La crossope aquatique (*N. fodiens*), comme son nom l'indique, montre une forte affinité avec l'eau (Keckel et al., 2014). Elle est liée aux habitats humides et est souvent trouvée le long des berges des rivières, ruisseaux, lacs et étangs, dans des fossés, zones marécageuses et prairies humides, mais est parfois rencontrée loin de tout point d'eau (Dehnel, 1950 cité par Rychlik, 1997 ; Pucek, 1984 cité par Rychlik, 1997 ; Spitzenberger, 1990 cité par Keckel et al., 2014 ; Cantoni, 1993 ; Libois cité par « Portail Biodiversité en Wallonie », 2010). Ses habitats optimaux incluent des rives diversifiées avec un accès direct à une eau profonde (> 25 cm) propice à la plongée (Illing et al., 1981 cité par Rychlik 1997 ; Voesenek et Bemmél, 1984 cité par Rychlik 1997 ; Lardet, 1987 cité par Rychlik 1997 ; Lardet, 1988 ; Cantoni, 1990 cité par Rychlik 1997 ; Cantoni, 1993). La musaraigne aquatique peut coloniser une large gamme de cours d'eau, avec des vitesses de courant allant de 0 à 0,7 m/s, des profondeurs d'eau de 0 à 0,3 m et des berges avec des angles allant de 25 à 45° (Spitzenberger, 1990, 2001 cité par Keckel et al., 2014 ; Greenwood et al., 2002 ; Keckel et al., 2014). Elle préfère les berges abruptes pour leur réseau de terriers souterrains, utilisant parfois des systèmes de crevasses entre les pierres pour se protéger lorsque la couverture végétale est insuffisante (Schröpfer, 1985 cité par Keckel et al., 2014 ; Greenwood et al., 2002 ; Keckel et al., 2014). Bien que *N. fodiens* puisse tolérer des

habitats avec une végétation clairsemée, elle privilégie une couverture dense ou des endroits avec la présence de caches (Keckel et al., 2014). Elles sont fortement dépendantes des proies aquatiques, tels que les macroinvertébrés benthiques et sont généralement distribuées de façon irrégulière au sein et entre les cours d'eau (Elliott 1977 cité par Cantoni 1993 ; Cantoni et Chadwick 1988 cité par Cantoni 1993 ; Rychlik, 1997).

La musaraigne aquatique possède une organisation sociale territoriale : chaque individu défend une portion de rivière et les populations s'établissent en tronçons distincts et étroits le long des berges (Cantoni, 1993; Keckel et al., 2014; Rychlik, 1997).

1.3.4. MORPHOLOGIE

La crossope aquatique (*N. fodiens*) pèse environ 16,4 grammes (Rychlik, 1997) et a une longueur tête-corps variant entre 62 et 95 mm (Libois, 1975). Elle se distingue par un museau pointu, des yeux minuscules et des cils natatoires ornant toute la longueur de sa queue et de ses pattes postérieures. Son dos est noir, tandis que son ventre peut varier du blanc pur au noir anthracite (Libois, 1986). Elle est parfois confondue avec son espèce jumelle, la musaraigne de Miller (*Neomys anomalus*), plus rare et plutôt cantonnée à l'Ardenne (Annexe 4).

La musaraigne aquatique montre une grande capacité à rechercher de la nourriture dans l'eau et à chasser de grandes proies (Rychlik, 1997). En effet, ses adaptations morphologiques, lui procurent une très bonne aptitude à nager et à plonger (Pucek, 1984 cité par Rychlik, 1997 ; Spitzenberger, 1990 cité par Rychlik, 1997).

1.3.5. RÉGIME ALIMENTAIRE

Le régime alimentaire de *Neomys fodiens* est composé à 80 % d'invertébrés benthiques (DuPasquier cité par Cantoni 1993 ; Cantoni, 1992 cité par Cantoni 1993) qui sont consommés dans le lit du ruisseau (Lardet, 1988). Les 20 % restant sont composés d'invertébrés terrestres et de petits vertébrés (Cantoni, 1993). Ce mode de chasse principalement aquatique lui permet de réduire la compétition avec les musaraignes du genre *Sorex* (Lardet, 1988).

1.3.6. RYTHME D'ACTIVITÉ

Le cycle de vie de *Neomys fodiens* est rythmé par les saisons et se divise en trois périodes distinctes, leur présence et leur activité n'étant pas constantes dans le temps (Scott et al., 2012). En hiver (de fin novembre à début mars), la reproduction est inactive et la majorité de la population est constituée de subadultes. Avec le retour du printemps (de mars à début juillet), la période de reproduction commence et la population est principalement composée d'adultes, accompagnée de quelques juvéniles. En automne (de juillet à début novembre), la reproduction se termine, laissant une population dominée par des juvéniles et des subadultes, avec la présence de quelques vieux individus, *N. fodiens* pouvant vivre jusqu'à 12 à 19 mois (Dehnel, 1950 cité par Cantoni, 1993 ; Price, 1953 cité par Cantoni, 1993 ; Vogel, 1972 cité par Cantoni, 1993). Les niveaux d'activités les plus élevés et les plus grandes distances parcourues ont lieu en été suite à la dispersion des juvéniles depuis le nid (Churchfield, 1984).

La musaraigne aquatique passe la majorité de son temps au repos dans des nids souterrains, souvent situés dans des vieilles souches d'arbres au-dessus du niveau du ruisseau (Lardet, 1988). Elle concentre son activité dans les zones boueuses des ruisseaux où les proies sont plus accessibles, et fait de rares incursions dans les forêts proches (Lardet, 1988).

1.3.7. MENACES

Les principales menaces auxquelles fait face la crossope aquatique sont distribuées en quatre catégories : l'urbanisation et le développement commercial, l'agriculture et l'aquaculture, la modification des systèmes naturels et la pollution (Afilipoae, 2023 ; Hutterer, 2016). La perte et la fragmentation des habitats humides par le drainage, la canalisation, la conversion en terres agricoles par le labour des prairies permanentes et la destruction de la végétation naturelle au bord de l'eau peuvent avoir un impact négatif sur cette espèce (Afilipoae, 2023). Elle peut souffrir d'un manque de nourriture lorsque ses proies diminuent en raison de l'acidification et de la pollution de l'eau par les pesticides, les engrais et les eaux usées (Afilipoae, 2023 ; Schockert et al., 2006). La musaraigne aquatique vit dans des habitats qui sont assez imprévisibles et changeants en raison des changements climatiques (Cantoni, 1993).

1.4. TECHNIQUES D'INVENTAIRE

Il n'existe pas de technique d'inventaire universelle pour les micromammifères en raison de leurs caractéristiques écologiques variées, ce qui explique la diversité des méthodes d'inventaire, chacune ayant ses avantages et ses limites (Tableau 1).

Tableau 1 : Synthèse des études menées sur les différentes méthodes de piégeage et de détection des micromammifères.

MÉTHODES	DESCRIPTION	ÉTUDES
Les indices de présence	Basée sur les empreintes, terriers ou excréments, restes de repas, individus mort, rencontres fortuites, etc. Utile mais souvent aléatoire et mieux adaptée aux plus grandes espèces (Evrard & Danaux, 2023b).	(Haigh et al., 2012)
Les pelotes de rejection	Etude des crânes présents dans les pelotes de rapaces nocturnes. Laborieuse, pas de géolocalisation précise, non-invasive, précieuse pour la détection d'espèces rares (Dupuy et al., 2023; Evrard & Danaux, 2023b).	(Schockert et al., 2006) (Schockert & Libois, 2007) (Schockert et al., 2008) (Schockert et al., 2009) (Schockert et al., 2010) (Robert, 2020)
Les pièges à poils et a fèces	Méthodes d'inventaire indirectes basées sur l'analyse génétique d'échantillons biologiques (Robert, 2020).	(Greenwood et al., 2002) (Schockert et al., 2006) (Robert, 2020) (Büchner et al., 2022)
Les empreintes	Permet de documenter les passages des animaux en récoltant les empreintes sur de l'argile, du noir de fumée ou des feuilles (Evrard & Danaux, 2023b).	(Haigh et al., 2012) (Capt et al., 2014) (Bullion et al., s. d.)
La télémétrie	Utilisation de balises pour géolocaliser des individus. Limitée par la petite taille des espèces (Evrard & Danaux, 2023b).	(Chanin & Gubert, 2012) (Pinot et al., 2016)
Les sciences participatives	Contribution des citoyens à la collecte de données. Peu adaptées aux espèces discrètes (Evrard & Danaux, 2023b).	(Haigh et al., 2012)
Les caméras thermiques	Détection directe ou enregistrée, elles captent les rayonnements infrarouges émis selon la température des corps, visualisant la chaleur ou les flux thermiques. Coûteux (Dupuy et al., 2023).	(Haigh et al., 2012) (Bowen et al., 2020)
La bioacoustique	Permet l'étude des vocalisations variées des micromammifères. Cette discipline devient plus accessible grâce aux technologies modernes (Godeau & Ecological Expertise, 2023).	(Middleton, 2020) (Newson et al., 2020)
Les pièges photographiques adaptés aux micromammifères	Cfr 1.4.1 Pièges photographiques	(Bondi et al., 2010) (Weerakoon et al., 2014) (Welbourne et al., 2015) (Mos & Hofmeester, 2020) (Robert, 2020) (Thomas et al., 2020) (Littlewood et al., 2021) (Büchner et al., 2022) (Gracanin et al., 2022) (Smaal & Van Manen, 2022) (Verhees et al., 2024)
La capture	Cfr 1.4.2 Piégeage vivant Sherman	(Bondi et al., 2010) (Weerakoon et al., 2014) (Welbourne et al., 2015) (Bovendorp et al., 2017) (Thomas et al., 2020) (Gracanin et al., 2022) (Verhees et al., 2024)
L'ADN environnemental	Cfr 1.4.3 ADN environnemental	(Verhees et al., 2024)

Certaines de ces études ont comparé plusieurs méthodes de piégeage pour le suivi des micromammifères avec des avis divergeants sur l'efficacité des méthodes.

Les pièges photographiques adaptés sont souvent considérés comme étant les plus efficaces et les plus économiques sur le long terme. C'est le cas de l'étude de Verhees et al. (2024), qui était axée sur *N. fodiens* et a comparé l'étude des pièges photographiques adaptés aux micromammifères au piégeage vivant et à l'ADN environnemental de sol en mettant en évidence la qualité des résultats obtenus par les deux premières méthodes par rapport à la dernière, surtout pour la détection d'espèces cryptiques. Les études de Welbourne (2015) et de Thomas et al. (2020) arrivent aux mêmes conclusions. L'étude de Bondi et al. (2010) affirme que les pièges photographiques adaptés à l'étude des micromammifères sont au moins aussi efficaces que le piégeage vivant et permettent de capter des espèces rares. Gracanin et al. (2022), ont également conclu que les pièges photographiques adaptés ont une probabilité de détection plus élevée que le piégeage vivant pour les espèces de micromammifères arboricoles. L'étude de Weerakoon et al. (2014) confirme que les pièges photographiques sont aussi efficaces que les pièges vivants pour détecter la présence et les grandes catégories de densité, mais pas pour donner des indices continus d'abondances.

D'autres études centrées sur les mammifères terrestres en général ont comparé les pièges photographiques avec l'ADN environnemental. Lugg et al. (2018) concluent qu'il y a plus de probabilités de capter une espèce cible avec une seule prise d'ADNe d'eau qu'avec une seule visite de piège. L'étude de Leempoel et al. (2020) qui a travaillé avec de l'ADNe de sol en métabarcoding et a détecté des espèces supplémentaires par rapport aux pièges photographiques.

Robert (2020) a comparé l'efficacité de plusieurs méthodes et a montré que les pièges à poils et à fèces sont efficaces pour l'étude des musaraignes, alors que les pièges photographiques n'ont pas permis leur détection.

Büchner et al. (2022) ont conclu à l'efficacité de la collecte de poils, au pesage et de l'usage simultané de pièges photographiques.

Notre étude vise à examiner trois méthodes appliquées au cas concret de la Wallonie : les pièges photographiques adaptés à l'étude des micromammifères (PP), les pièges vivants de la marque Sherman (PSH) et l'ADN environnemental (ADNe) d'eau et de sol. Les pièges photographiques et les pièges vivants métalliques ont été choisis en raison de leur utilisation fréquente dans les inventaires de mammifères terrestres (Thomas et al., 2020). Le piège vivant de la marque Sherman est la méthode d'inventaire actuellement utilisée par le DEMNA. La méthode de l'ADN environnemental à large échelle est également en cours de test et est prometteuse. Elle nécessite néanmoins certains développements, notamment, par exemple pour définir les primers spécifiques à des espèces rares comme la musaraigne de Miller (*Neomys anomalus*).

1.4.1. PIÈGES PHOTOGRAPHIQUES

L'utilisation des pièges photographiques automatiques pour l'étude des grands et moyens mammifères est largement répandue depuis une quinzaine d'années (Dupuy et al., 2023) mais cette technique d'échantillonnage est encore considérée comme sous-utilisée pour certains taxons, tels que les petits mammifères terrestres (Cutler & Swann, 1999). En effet, une des limites des pièges photographiques pour l'inventaire de la microfaune est que certaines espèces peuvent ne pas être détectées par cette technique (Pollock et al., 2002). Néanmoins, ceux-ci peuvent être modifiés pour être adaptés à l'étude des petits micromammifères. Un système de lentille permet de rapprocher la zone de mise au point de l'appareil (Dupuy et al., 2023). L'amélioration de cette technologie permet d'envisager l'étude des micromammifères dans des domaines variés tels que la biologie des populations et la composition des communautés, mais également de détecter des espèces difficiles à capturer ou d'étudier le comportement de certaines espèces et l'efficacité de certains aménagements (Driessen & Jarman, 2014; Macdonald et al., 2015; Rowcliffe et al., 2014; Soanes et al., 2015).

L'utilisation de pièges photographiques à courte distance focale (PP) pour l'étude de petits mammifères présente plusieurs avantages : la détection de plusieurs espèces ou individus durant la même nuit, l'extension la période d'étude sans coûts ni main d'œuvre supplémentaire, d'être moins invasif et une réduction du stress des animaux étudiés (Dupuy et al., 2023). Cependant, cela nécessite une adaptation du matériel, ce qui engendre des coûts et du temps. Le risque de dégradation ou de vol du matériel n'est pas à exclure et l'identification spécifique se révèle

parfois impossible, tout en prenant un temps important d'analyse des photos et des vidéos (Dupuy et al., 2023). C'est le cas pour l'identification des musaraignes, qui reste difficile et pour lesquelles on ne peut généralement s'en tenir qu'aux genres *Crocidura*, *Neomys*, *Sorex* (Dupuy et al., 2023). La présence d'une lentille grossissante devant l'appareil permet néanmoins d'augmenter les chances d'identification jusqu'à l'espèce (surtout pour les musaraignes et les campagnols), tout en restant dépendant de la qualité de l'image (Dupuy et al., 2023).

1.4.2. PIÉGEAGE VIVANT

Le piégeage vivant a longtemps été la méthode préférée pour l'échantillonnage des petits mammifères, et l'approche par capture-recapture est la méthode prédominante pour estimer l'abondance des micromammifères et la dynamique des populations (McCleery et al., 2022). Le modèle Sherman est le plus connu et le plus populaire dans le piégeage vivant (McCleery et al., 2022). C'est une boîte en aluminium de type walk-in avec des portes à ressort à chaque extrémité (McCleery et al., 2022). L'une des portes reste fermée et la porte opposée est maintenue ouverte en la verrouillant à la pédale, qui est fixée à une plaque de déclenchement (McCleery et al., 2022). Lorsqu'un petit mammifère entre dans un piège Sherman et marche sur la plaque de déclenchement, celle-ci se déplace, libérant et fermant la porte derrière l'animal.

Les pièges Sherman ont l'avantage d'être pliables, ce qui facilite le transport et le stockage (McCleery et al., 2022). Cependant, ils nécessitent une forte intensité de main-d'œuvre et induisent un risque de blessures, voire de mortalité, pour les individus capturés (Matos et al. 2015 cité par McCleery et al., 2022).

Il existe de nombreuses variantes de pièges vivants sur le marché, de taille et de marque différentes (McCleery et al., 2022).

1.4.3. ADN ENVIRONNEMENTAL

La détection d'espèces sur base d'ADN environnemental utilise les gamètes, les déchets métaboliques ou les tissus rejetés par une espèce ou une communauté dans son environnement (Van Driessche et al., 2023). Celle-ci peut être réalisée sur des échantillons de sol, d'eau ou d'air (ARB Occitanie, 2023). À l'aide de protocoles soigneusement validés par un laboratoire compétent, il est possible de distinguer, sur base d'un échantillon environnemental, une seule espèce (barcoding) ou une communauté entière (métabarcoding) (Brys et al., 2023). La sensibilité de cette méthode est intrinsèquement liée au nombre de molécules d'ADN extractibles issues de l'espèce ou de la communauté ciblée présente dans l'environnement (Brys et al., 2023).

L'utilisation de l'ADNe dans le monde de la conservation de la nature a rapidement progressé ces dernières décennies et présente de nombreux avantages (Brys et al., 2023). Tout d'abord, c'est un outil de détection précis et non-invasif (Jerde et al., 2011; Sepulveda et al., 2020; Stelzer et al., 2024; Thomsen et al., 2012; Van Driessche et al., 2023). Il est capable de révéler la présence d'une espèce cible même si elle est présente à des densités très faibles (Smart et al., 2016; Wilcox et al., 2016). L'ADNe est donc considéré comme un outil de biosurveillance reconnu, avec des limites de détection dépassant celles de ses homologues conventionnels (Brys et al., 2023). A plus large échelle, l'ADNe permet également de détecter et de surveiller la présence de certaines maladies et espèces invasives dans l'environnement (Stelzer et al., 2024). De plus, si cette méthode, encore à ses débuts, voyait s'améliorer sa sensibilité, elle pourrait également détecter de manière précoce les espèces envahissantes dans l'environnement, mais également localiser les dernières populations d'espèces rares et menacées (Beng & Corlett, 2020; Biggs et al., 2015; Brys et al., 2020; Everts et al., 2022; Goldberg et al., 2013, 2016; Hunter et al., 2017; Mauvisseau et al., 2020). Ceci est particulièrement vrai dans les écosystèmes aquatiques (Brys et al., 2023) où l'échantillonnage de l'ADNe est généralement plus sensible que les méthodes conventionnelles (Dejean et al., 2012; Fediajevaite et al., 2021; Smart et al., 2016). De plus, une amélioration de la sensibilité de la méthode permettrait de réaliser des analyses quantitatives de l'ADNe qui peuvent générer des estimations de l'abondance des organismes dans l'environnement (Brys et al., 2020; Everts et al., 2022; Spear et al., 2021). Cependant, cette quantification absolue varie souvent considérablement entre les répétitions de ddPCR (ou qPCR) à cause de l'agrégation de l'ADN dans l'environnement et de la nature aléatoire de la réaction (Song et al., 2020; Yates et al., 2019).

Cependant, l'ADNe reste une énigme dont tous les mécanismes ne sont pas encore entièrement connus et compris. En effet, actuellement, le devenir de la molécule d'ADNe une fois relâchée depuis sa source est encore incertain (Van Driessche et al., 2023). Lorsqu'on travaille dans des cours d'eau, l'ADNe ne reste pas sur le site où il a été relâché, mais il est transporté en aval après son émission en forme de panache (Van Driessche et al., s. d., 2023). Il manque

des informations nécessaires sur les distances minimales à maximales que les molécules d'ADNe sont capables de parcourir entre leur lieu d'émission et celui de l'échantillonnage (Van Driessche et al., 2023). L'étude de Van Driessche sur les poissons a déterminé que leur présence était détectée sur des distances allant de 300 à 1000 mètres, avec un taux de détection fortement réduit au-delà de deux kilomètres à partir du point d'échantillonnage (Van Driessche et al., s. d.). Cependant, ces distances sont dépendantes de la quantité de molécules d'ADNe de l'espèce cible libérées par les individus dans l'environnement, et donc de l'espèce et de son taux d'excrétion d'ADNe (Sassoubre et al., 2016), de la taille de la population, ainsi que du milieu (Brys et al., 2023; Van Driessche et al., 2023). Les différences de taux d'excrétion peuvent résulter de facteurs biologiques tels que des variations du métabolisme, des rapports surface/volume, ou des efforts des individus pour masquer leur "empreinte chimique" et éviter d'être détectés par les prédateurs ou les concurrents (Andruszkiewicz et al., 2021; Jo et al., 2019). La sensibilité de la méthode est donc dépendante du nombre de molécules ADNe de l'espèce cible pouvant être extraites de l'environnement (Brys et al., 2020). Des études doivent être menées afin d'extrapoler la méthode à d'autres systèmes de différentes échelles et ainsi la standardiser (Van Driessche et al., 2023). De plus, la dilution, renforcée par l'augmentation du débit, a également une influence sur la détection (Van Driessche et al., 2023). Le design des primers est primordial dans la détermination de la présence d'espèces cibles. Si le primer n'est pas assez spécifique, il peut amplifier l'ADN d'autres espèces, entraînant des faux positifs et une surestimation de l'espèce ciblée. Ainsi, la précision des résultats dépend de la spécificité de l'amorce choisie. Plus une amorce est large, moins les résultats seront précis (ARB Occitanie, 2023).

Dans le cadre de notre étude, la méthode par barcoding a été utilisée. La détection et la quantification d'espèces sur base d'échantillons d'ADNe se déroule en réalisant une amplification d'un marqueur génétique unique et spécifique à une espèce, ici *N. fodiens*, servant d'empreinte moléculaire, par PCR avec des paires d'amorces spécifiques à l'espèce permettant une détection robuste (Smart et al., 2016; Wilcox et al., 2016). Cette méthode se révèle moins coûteuse et nécessite un moins grand effort d'échantillonnage que la plupart des méthodes traditionnelles (Van Driessche et al., 2023).

La méthode d'analyse utilisée dans ce mémoire est le multiplex, qui combine plusieurs marqueurs génétiques pour cibler différents loci (Brys et al., 2023). Cette technique augmente la sensibilité et la précision des détections et des quantifications d'espèce, surtout pour les espèces rares. En utilisant plusieurs marqueurs sur différents loci, elle améliore la confiance dans la détection et réduit les faux négatifs dus à la dégradation de l'ADN (Farrington et al., 2015). En comparaison aux analyses simplex, le multiplex améliore considérablement la probabilité de détection et réduit la limite de détection par deux (Brys et al., 2023). Toutefois, de nouveaux tests sont nécessaires pour développer et valider des amorces et sondes supplémentaires (Brys et al., 2023).

L'analyse des échantillons de sol et d'eau a été réalisée via une PCR digitale en gouttelettes (droplet digital PCR). Cette méthode de PCR numérique, qui repose sur la technologie des gouttelettes d'émulsion eau-huile, divise l'échantillon en 20 000 gouttelettes, chacune servant de microréacteur pour l'amplification PCR des molécules modèles (*Bio-Rad*, s. d.). Les gouttelettes, de la taille d'un nanolitre, dans l'émulsion eau-huile, forment des cloisons qui isolent les molécules d'ADN, permettant une amplification PCR individuelle dans chacune des gouttelettes (*Bio-Rad*, s. d.). La technique ddPCR, initialement clinique, s'est étendue aux sciences écologiques grâce à sa robustesse et sa fiabilité, améliorant ainsi les outils de gestion pour les programmes de surveillance (Brys et al., 2021; Everts et al., 2022; Van Driessche et al., s. d.). De plus, elle est moins affectée par les inhibitions et est plus sensible et plus facile à appliquer que la qPCR, ce qui est particulièrement utile pour les espèces à faible densité (Brys et al., 2020; Doi et al., 2015; Mauvisseau et al., 2019; Stelzer et al., 2024; Wood et al., 2019).

1.5. OBJECTIFS

L'approche de ce Travail de Fin d'Études est méthodologique. Son objectif principal est de comparer et d'évaluer trois méthodes de suivi des micromammifères en ciblant une espèce rare et cryptique (*Neomys fodiens*) : les pièges photographiques, les pièges Sherman et l'ADN environnemental sur des échantillons d'eau et de sol. Les objectifs spécifiques de ce mémoire sont les suivants :

OBJECTIF 1 : DÉTERMINER L'EFFICACITÉ DE DÉTECTION DES TROIS MÉTHODES

Cet objectif vise à évaluer la capacité de chacune des méthodes à détecter les micromammifères. Les critères d'efficacité incluront la diversité, la précision, la rapidité, l'occupation naïve et l'abondance des détections.

OBJECTIF 2 : DÉTERMINER L'EFFICACITÉ EN TERMES DE TEMPS ET DE COÛT DES TROIS MÉTHODES

Ce deuxième objectif se concentre sur l'analyse de l'efficacité opérationnelle des méthodes en termes de temps requis pour mettre en œuvre chaque technique et des coûts associés. Cette analyse permettra de déterminer laquelle des trois méthodes est la plus rentable et la plus pratique pour le suivi des micromammifères.

OBJECTIF 3 : ANALYSER L'INFLUENCE DES FACTEURS ENVIRONNEMENTAUX SUR LA DÉTECTION DES MICROMAMMIFÈRES

Le troisième objectif consiste à étudier quels facteurs environnementaux affectent la détection des micromammifères. Une attention particulière sera portée à l'impact des conditions météorologiques sur l'efficacité des trois méthodes de détec

2. MATÉRIEL ET MÉTHODES

2.1. SITES D'ÉTUDE

Ce mémoire a été mené en Belgique, au sud de la Wallonie, dans la vallée hydrographique de Semois, en partenariat avec le Parc National de la Vallée de la Semois et le Contrat Rivière de la Semois-Chiers. Douze sites ont été sélectionnés le long de la Semois, ou de ses affluents directs et indirects, sur base des résultats d'ADNe collectés dans le cadre d'une étude centrée sur la loutre (*Lutra lutra*) (Brys et al., 2022). Cette étude avait analysé 17 zones représentant 5 à 6 km de rivière, sur bases d'échantillons d'eau. Ces derniers ont été analysés afin de déterminer la présence/absence de la musaraigne aquatique (*N. fodiens*) (Figure 2). Les zones où un prélèvement d'ADNe avait été effectué en 2022 et qui présentaient un résultat positif à la présence de *N. fodiens* ont été parcourues durant 3 jours au mois de mars 2024. Les sites présentant un faciès prometteur, basé sur l'ouverture de milieu et son ancienneté, l'éloignement des habitations, le type de végétation, la présence de bétail et finalement l'accès et l'accord du propriétaire ont été retenus (Schockert et al., 2008, 2009, 2010). Les sites ont donc été sélectionnés selon un échantillonnage stratifié afin d'augmenter les probabilités de capture de l'espèce cible. Ce type d'échantillonnage est le plus adapté pour les études concernant la capture de petits mammifères car il est plus ciblé (Dupuy et al., 2023). Il permet de sélectionner les sites d'échantillonnage en fonction des micro-habitats qui semblent les plus favorables à l'espèce étudiée (Dupuy et al., 2023).

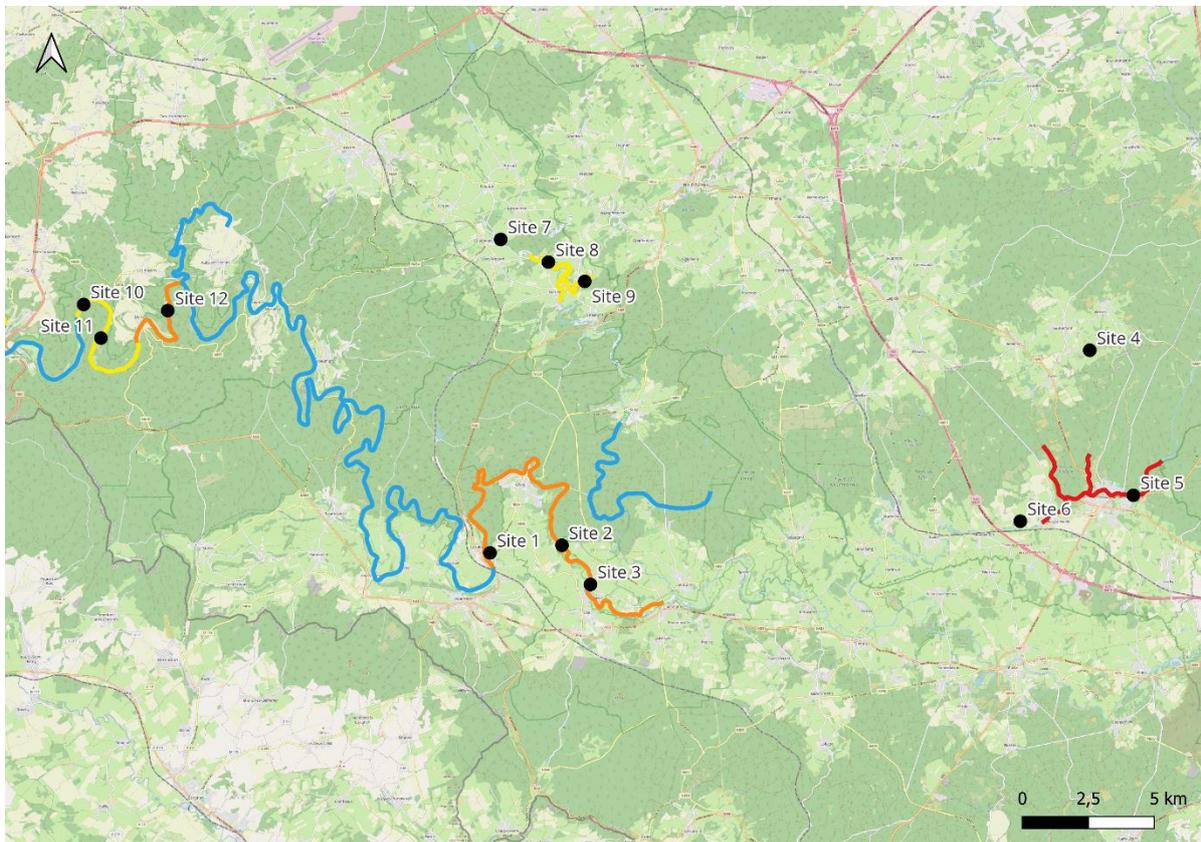


Figure 2 : Résultats de l'analyse de l'ADNe pour déterminer la présence de *Neomys fodiens* sur base des échantillons prélevés dans le cadre d'une étude sur la présence de *Lutra lutra* (Brys et al., 2022) mise en parallèle avec la localisation des sites sélectionnés dans le cadre de cette étude. Bleu : absence ; jaune : peu de répliquats d'ADNe ; orange : nombre moyen de répliquats d'ADNe ; rouge : beaucoup de répliquats d'ADNe. ESPG : 31370. Source : Google maps et production de l'auteur.

L'inventaire a été divisé en quatre zones de trois sites. Les trois premiers se situaient au sud du bassin hydrographique de la Semois, dans la commune de Chiny (Figure 3). Les trois suivants se situaient à l'est dans la commune de Habay (Figure 3). Les sites 7, 8 et 9 se situaient au nord, dans la commune de Neufchâteau (Figure 3). Enfin, les trois derniers sites se situaient dans la partie ouest du bassin, dans la commune de Bouillon (Figure 3). Chacune de ces quatre zones avait au minimum quelques réplicats d'ADNe testés positifs à la présence de la musaraigne aquatique (Figure 2). Pour des raisons pratiques, certains des sites sélectionnés n'ont pas été testés dans le cadre du projet loutre mais se trouvent à proximité directe d'un point jaune ou orange.

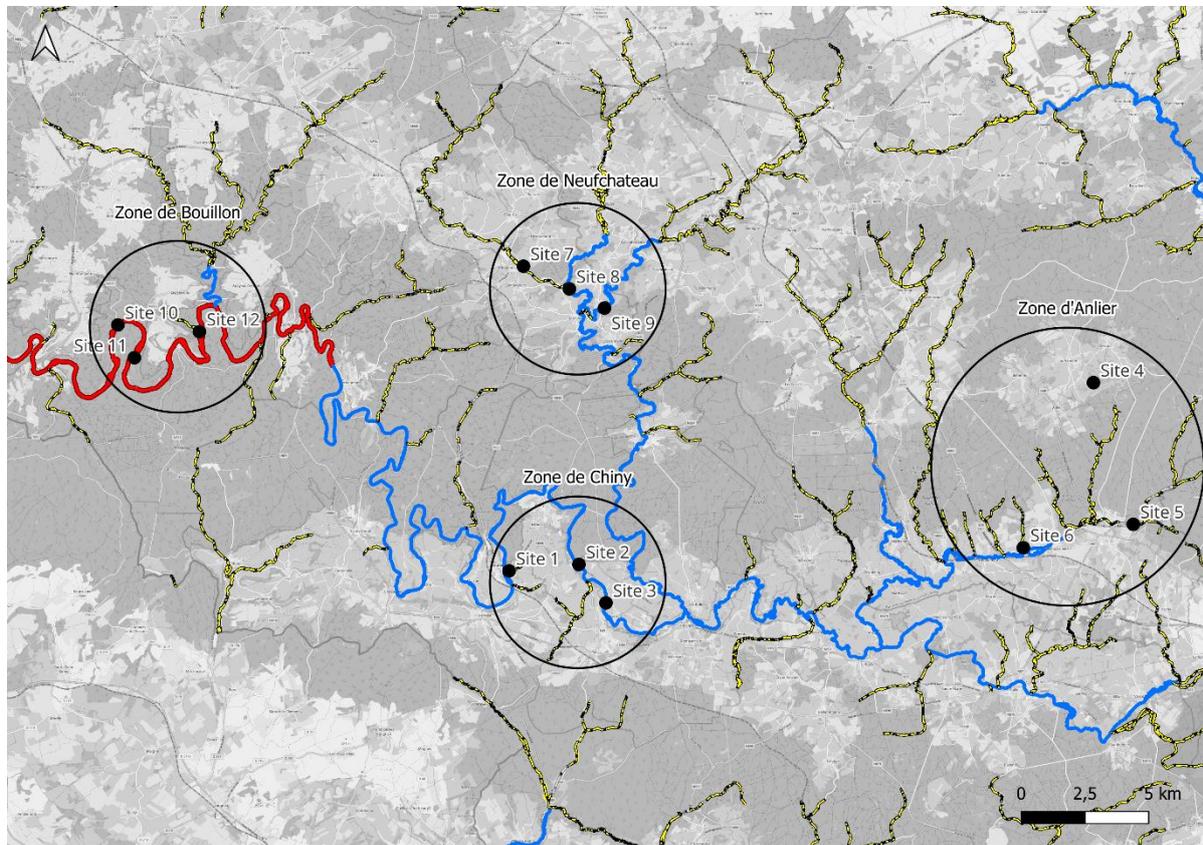


Figure 3 : Cartographie des 12 sites sélectionnés, répartis entre les zones de Chiny, Anlier, Neufchâteau et Bouillon. Rouge : cours d'eau navigable ; Bleu : cours d'eau non navigables de 1^{ère} catégorie ; Jaune : cours d'eau non navigables de 2^{ème} catégorie. ESPG : 31370. Source : Réseau hydrographique wallon (RHW) -SPW et production de l'auteur.

2.1.1. ZONE DE CHINY

La Zone de Chiny a été inventoriée du 18 avril 2024 au 26 avril 2024. Les caractéristiques des sites 1, 2 et 3 sont reprises dans le tableau 2. Les cartes des transects sur les sites sont à l'annexe 2.

Tableau 2 : Caractéristiques des sites 1, 2 et 3 de la zone de Chiny. Animaux : castor, ragondin, rats musqués, rats laveurs ; STEP : Station d'épuration située en aval.

SITES	COURS D'EAU	RELATION SEMOIS	PRÉSENCE/ABSCENCE DE FACTEURS DE PERTURBATION					STEP aval
			Route	Animaux	Habitations	Navigation	Algues	
1	Ruisseau du Rompont	Affluent direct	0	1	1	0	1	0
2	Semois	Semois	1	1	1	1	0	1
3	Semois	Semois	0	1	0	0	0	0

2.1.2. ZONE D'ANLIER

La Zone d'Anlier a été inventoriée du 2 mai 2024 au 10 mai 2024. Les caractéristiques des sites 4, 5 et 6 sont reprises dans le tableau 3. Les cartes des transects sur les sites sont à l'annexe 2.

Tableau 3 : Caractéristiques des sites 4, 5 et 6 de la zone d'Anlier. Animaux : castor, ragondin, rats musqués, ratons laveurs ; STEP : Station d'épuration située en aval.

SITES	COURS D'EAU	RELATION SEMOIS	PRÉSENCE/ABSCENCE DE FACTEURS DE PERTURBATION					STEP aval
			Route	Animaux	Habitations	Navigation	Algues	
4	Tordu-ruisseau	Affluent indirect	0	1	0	0	0	0
5	Rulles	Affluent direct	0	1	0	0	0	0
6	Ruisseau du Landau	Affluent indirect	1	0	0	0	1	0

2.1.3. ZONE DE NEUFCHÂTEAU

La Zone de Neufchâteau a été inventoriée du 16 mai 2024 au 24 mai 2024. Les caractéristiques des sites 7, 8 et 9 sont reprises dans le tableau 4. Les cartes des transects sur les sites sont à l'annexe 2.

Tableau 4 : Caractéristiques des sites 7, 8 et 9 de la zone de Neufchâteau. Animaux : castor, ragondin, rats musqués, ratons laveurs ; STEP : Station d'épuration située en aval.

SITES	COURS D'EAU	RELATION SEMOIS	PRÉSENCE/ABSCENCE DE FACTEURS DE PERTURBATION					STEP aval
			Route	Animaux	Habitations	Navigation	Algues	
7	Vierre	Affluent direct	1	1	1	0	0	1
8	Vierre et ruisselet	Affluent direct	0	1	0	0	0	0
9	Ruisseau de Neufchâteau		0	1	0	0	1	0

2.1.4. ZONE DE BOUILLON

La Zone de Bouillon a été inventoriée du 31 mai 2024 au 8 juin 2024. Les caractéristiques des sites 10, 11 et 12 sont reprises dans le tableau 5. Les cartes des transects sur les sites sont à l'annexe 2.

Tableau 5 : Caractéristiques des sites 10, 11 et 12 de la zone de Bouillon. Animaux : castor, ragondin, rats musqués, ratons laveurs ; STEP : Station d'épuration située en aval.

SITES	COURS D'EAU	RELATION SEMOIS	PRÉSENCE/ABSCENCE DE FACTEURS DE PERTURBATION					STEP aval
			Route	Animaux	Habitations	Navigation	Algues	
10	Semois	Semois	0	1	0	0	0	0
11	Semois et bras mort	Semois	0	1	0	0	1	0
12	Semois et bras mort	Semois	0	1	0	1	0	0

2.2. DESIGN DE L'ÉTUDE

L'unité expérimentale de notre étude est un transect de 100 mètres de long, suivant le cours de la rivière. Le choix de la portion de cours d'eau inventoriée a été sélectionnée sur base du faciès de la berge et des contraintes du site. Le placement des différents pièges a été réalisé en les disposant dans les micro-habitats jugés les plus propices (cfr 1.3.3. Ecologie) et en évitant les coulées des plus gros mammifères (Poitevin et Quéré 2021 cité par Dupuy et al., 2023). Les pièges ont été placés le long du cours d'eau, en suivant les méandres, car les domaines vitaux des *N. fodiens* les suivent également. Le placement en ligne est la disposition la plus efficace dans notre étude car elle recoupe le plus grand nombre de domaines vitaux, et permettra donc le plus grand nombre de captures (Dupuy et al., 2023; Schockert et al., 2006).

La distance entre les pièges a été sélectionnée en fonction de la taille du domaine vital de *N. fodiens*, afin que chaque individu ait au moins un piège dans son territoire (Spitz, 1963). La crossope aquatique a un domaine vital maximal de 300 m² (Lardet et Vogel 1985 cité par Dupuy et al., 2023). Un piège tous les 5 mètres est conseillé car cela correspond à la moitié du rayon du domaine vital, en ramenant sa surface à celle d'un disque (Tanaka, 1966). Etant donné la limitation du matériel et du temps nécessaire pour relever les pièges, la distance entre les PP était de 25 mètres et celle entre les PSH était de 10 mètres (Schockert et al., 2006). Sur chaque site, 5 PP ont été installés, 20 PSH ont été disposés deux par deux (Bergers, 1997; Verhees et al., 2024). Cette méthode standard d'échantillonnage de micromammifères est recommandée quand les espèces visées sont en faible abondance (Bergers, 1997; P. Bergers & La Haye, 2000). 20 points de relevés ont été sélectionnés pour l'ADNe de sol tous les 5 mètres et 20 points de relevés ont été choisis pour l'ADNe de l'eau tous les 5 mètres (Figure 4). Dans l'étude de Verhees et al. (2024) les PSH ont été appâtés 3 jours pour augmenter les probabilités de capture (Chitty & Kempson, 1949; Verhees et al., 2024). Dans notre cas, la période d'inventaire avec les PP qui précède agit partiellement comme un pré-appâtage.

Les relevés ont été effectués à partir du 18 avril 2024 jusqu'au 8 juin 2024. Chacun des 12 sites a été étudié pendant deux semaines. La méthode de détection par ADNe via le sol et via l'eau a été réalisée le premier jour de la première semaine afin de capter des échantillons purs de toute l'intervention d'expérimentation. La méthode d'inventaire par PP a été appliquée au cours de la première semaine afin d'éliminer le biais induit par la mortalité possible de certains individus avec les PSH. La méthode avec les PSH a été réalisée au cours de la deuxième semaine (Annexe 1). Les caractéristiques de l'habitat de chaque site ont été relevés le premier jour de la deuxième semaine.

Le nombre de nuits et le nombre de dispositifs par transect ont été déterminés sur base de l'article de Verhees et al. (2024). Dans leur étude, deux PP ont été placés par transect de 100 mètres. Après 6 nuits, leur efficacité était équivalente à celle des PSH, qui avaient atteint ce niveau d'efficacité en seulement 3 nuits. Notre étude étant limitée à 4 nuits pour couvrir suffisamment de sites dans le temps imparti et durant la période météorologiquement la plus favorable, nous avons augmenté le nombre de PP de 2,5 fois par rapport à l'étude de Verhees et al. (2024) afin de maintenir un rapport comparable avec les PSH. En effet, le temps d'étude est divisé environ par deux par rapport à l'étude de Verhees et al. (2024), le nombre de pièges est donc multiplié par à peu près deux pour essayer de conserver une efficacité similaire. Le nombre de quatre nuits correspond à la durée totale de l'étude selon la méthode standard de piégeage des musaraignes aquatiques aux Pays-Bas (Bergers, 1997). La probabilité de détection des espèces rares est positivement corrélée à la durée de piégeage (Bovendorp et al., 2017; Harkins et al., 2019). Le nombre d'espèces capturées en fonction du temps atteignant un plateau autour des quatrième et cinquième nuits (Dupuy et al., 2023), chacune de ces deux méthodes a été active durant 4 nuits consécutives lors de notre étude (Schockert et al., 2006 ; Schockert & Libois, 2007). Au total, le piégeage vivant a atteint 960 pièges*nuits et les pièges photographiques ont atteint 240 pièges*nuits.

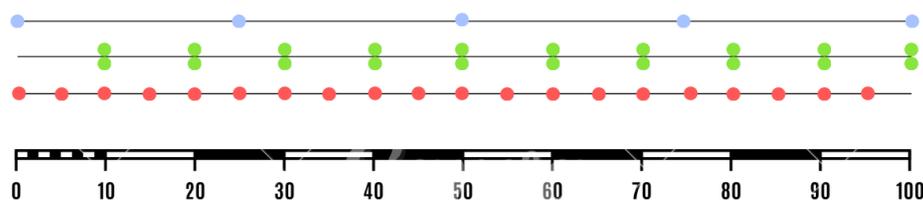


Figure 4 : Conception des trois protocoles déployés dans chaque transect pour étudier les musaraignes aquatiques (*Neomys fodiens*) : (1) inventaire par pièges photographiques tous les 25 mètres (points bleus), (2) inventaire par pièges Sherman plaçant des duos de pièges tous les 10 mètres (points verts) et (3) échantillonnage d'ADNe de l'eau et du sol tous les 5 mètres (points rouges).

Le portail de biodiversité Wallonie, le rapport de l'état des populations des mammifères non volants de Wallonie et la revue n°16 des « Carnets des espaces naturels » d'Ardenne et Gaume présentent les caractéristiques écologiques et morphologiques des espèces de micromammifères présentes en Wallonie (Evrard & Danaux, 2023a; Libois, 2006; "Portail Biodiversité en Wallonie", 2010). Les clés d'identification de Libois (1975) et André (2015) utilisées lors de la récolte de données sont disponibles dans la bibliographie (André, 2015; Libois, 1975).

2.3. PIÈGES PHOTOGRAPHIQUES

Le modèle de pièges photographiques utilisé était le Browning HP5 Elite (infrarouge). Les montages conventionnels de pièges photographiques, adaptés pour les grandes espèces à de longues distances, ont dû être modifiés avec une distance focale plus courte pour les micromammifères afin de permettre une comparaison équitable avec les deux autres méthodes qui leur sont spécifiquement destinées (Bondi et al., 2010 ; Verhees et al., 2024). Un boîtier intégrant une lentille et un contenant pour l'appât a donc été développé et construit. Celui-ci a été inspiré de celui que Quentin Watthez a conçu dans le cadre de son TFE (Watthez, 2020), qui s'est lui-même basé sur le projet de Nick Littlewood, un écologiste écossais qui a inventé cette technique. Plusieurs ajustements ont été apportés tel que la mangeoire afin que le dispositif soit totalement adapté à notre étude.

Le dispositif, illustré à la Figure 5, était composé d'un boîtier en bois marin (Bétonplex) de 16 cm x 18 cm x 61 cm. La face supérieure du boîtier a été réalisée avec une plaque lisse de polystyrène qui a permis de créer un puits de lumière. Une lentille de dioptrie +3 a été fixée en face de la lentille de la caméra afin d'obtenir un zoom faisant une mise au point à 40 cm, sur la mangeoire. La mangeoire a été fixée, composée de trois plaques de polystyrène collées ensemble, pour pouvoir accueillir de l'huile de sardine. Les deux plaques supérieures étaient percées, la première d'un cercle de 0,5 cm de diamètre pour pouvoir laisser l'odeur de l'appât s'échapper et la seconde d'un cercle de 6 cm de diamètre pour contenir l'huile. Deux trous ont également été forés au niveau du piège photographique afin de pouvoir sécuriser l'ensemble des éléments.

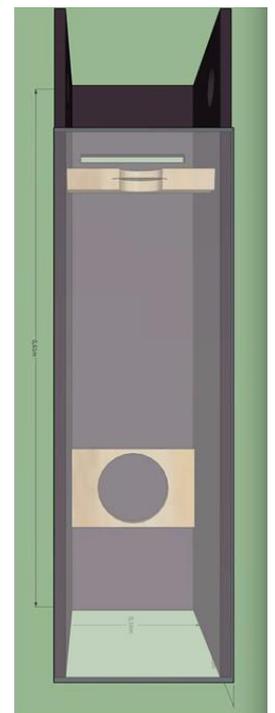


Figure 5 : Piège photographique adapté à l'étude des micromammifères (Watthez, 2020).

Les caméras ont été réglées avec une longueur de vidéo de 10 secondes et un retardateur d'une minute entre chaque prise. La portée de la détection de mouvement a été réglée sur normale afin de limiter les faux déclenchements. La puissance du flash infrarouge a été réglée en économie afin d'éviter la surexposition. Chaque caméra, boîtier antiviol et carte SD a reçu un identifiant spécifique afin de garantir la traçabilité des données. Une fois que les cartes SD ont été récupérées, cinq photos par vidéo ont ensuite été extraites via le logiciel IDLE (Python 3.12 64-bit) afin de les importer sur la plateforme Agouti (Figure 6), où l'identification a été effectuée. Le temps d'évènement indépendant était fixé à deux minutes, par défaut.

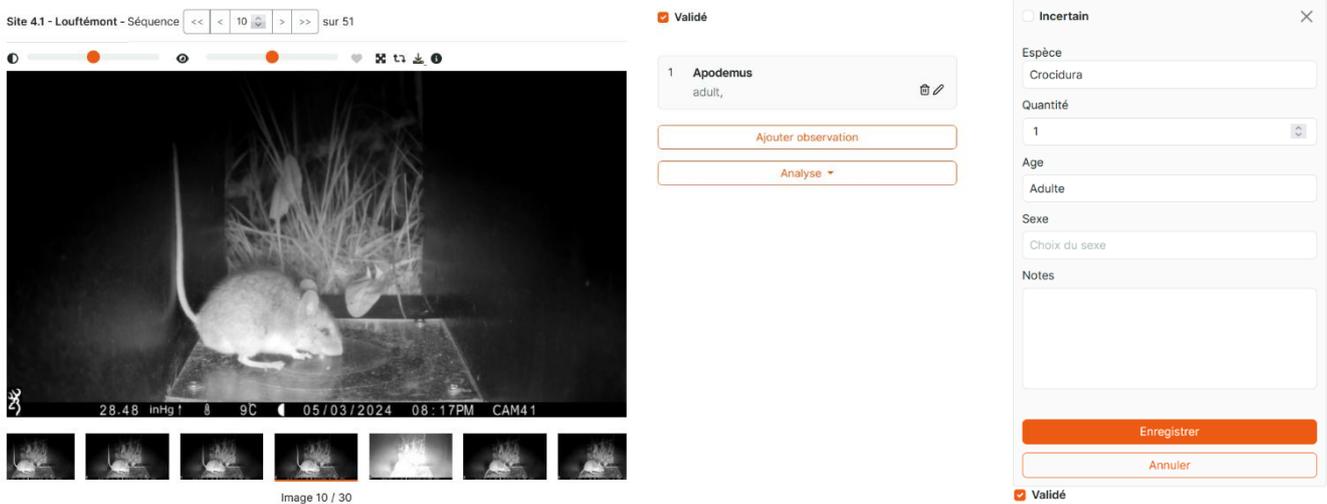


Figure 6 : Interface de la plateforme Agouti.

Une sélection de vidéos enregistrées lors de l'étude est disponible via le lien et le QR code ci-contre. Malheureusement, le transfert des vidéos sur la plateforme OneDrive a diminué la qualité de celles-ci.



[TFE PHILIPPOT Adèle vidéos](https://tinyurl.com/9zz9s2t3)
<https://tinyurl.com/9zz9s2t3>

2.4. PIÈGES SHERMAN

Les pièges non-létaux utilisés étaient des pièges pliables en aluminium de dimensions 5,08x6,35x16,21 cm de la marque Sherman (Figure 7).



Figure 7 : Piège non léthal de la marque Sherman.

Les pièges Sherman ont été placés le lundi en début de journée. Chaque boîtier possédait un identifiant unique afin d'assurer la traçabilité des données. Dans le fond de la boîte, un appât à base de sardine, de farine et d'eau a été placé (Schockert et al., 2006). Une boule d'ouate hydrofuge était ajoutée au fond du piège pour éviter que les animaux piégés subissent un refroidissement. Ensuite, tous les pièges ont été vérifiés au coucher et au lever du soleil du lundi au vendredi, afin d'avoir le plus petit intervalle de temps possible, ce qui a pour but de limiter la mortalité des musaraignes dans les pièges (Hoffmann et al., 2010; Schockert & Libois, 2007). À chaque relevé, la présence d'ouate et d'appât était vérifiée et les pièges étaient réappâtés en milieu de semaine ou selon les besoins. Chaque site d'étude contenait 20 pièges. Le nombre de pièges placés était calibré pour correspondre au mieux aux niveaux de détection estimés dans l'étude de Verhees et al. (2024) et le temps de vérification, le nombre de pièges posés ne devant pas excéder la capacité à les contrôler dans un intervalle de temps raisonnable (Dupuy et al., 2023). Lors de la capture d'individus, l'espèce était déterminée et chaque individu était sexé (Figure 8), pesé (Figure 9) et des échantillons de poils et de crottes étaient récoltés.



Figure 8 : Sexage des individus. Gauche : *Apodemus sylvaticus* mâle. Droite : *Apodemus sylvaticus* femelle.



Figure 9 : Pesée des individus capturés.

2.5. ADN ENVIRONNEMENTAL

2.5.1. ADN ENVIRONNEMENTAL SUR ÉCHANTILLONS D'EAU

Les prélèvements ont été effectués à 20 endroits espacés de 5 mètres sur chaque site. À chaque point, 0,5 litre d'eau a été prélevé à l'aide d'une perche munie d'un sachet de même contenance arrimé à son extrémité (Figure 10). Tous les prélèvements ont été regroupés pour obtenir un seul échantillon d'eau fusionnée et homogène par site pour être ensuite analysé (voir Brys et al. (2021) et Everts et al. (2021) pour plus de détails).

De chacun des échantillons d'eau recueilli, fusionné et homogénéisé, deux litres ont été prélevés et placés dans une bouteille d'eau préalablement rincée avec l'eau du site (Figure 11). Ces bouteilles ont été conservées à -21°C jusqu'à l'initiation du processus d'analyse des échantillons (Van Driessche et al., s. d.). Cette étape est primordiale car une conservation sous-optimale des échantillons peut augmenter le risque de faux négatifs, mais également introduire du bruit et donc diminuer la fiabilité des approches quantitatives par ddPCR (Mauvisseau et al., 2021).

Ensuite, les échantillons ont été confiés pour analyse à l'INBO, l'institut flamand de recherche sur la nature et la forêt.



Figure 10 : Prélèvement de 0,5 L d'eau.



Figure 11 : Pré filtrage de 2 litres d'eau d'un site.

2.5.2. ADN ENVIRONNEMENTAL SUR ÉCHANTILLONS DE SOL

Les prélèvements ont été effectués à 20 points espacés de 5 mètres sur chaque site. À chaque point, 10 cm² de terre sur un centimètre de profondeur ont été prélevés (Figure 12). Tous les sous-échantillonnages d'un même site ont ensuite été mélangés, puis conservés à -21°C. Ensuite, les échantillons ont été confiés pour analyse à l'INBO, l'institut flamand de recherche sur la nature et la forêt.



Figure 12 : Prélèvement d'un échantillon de terre de 10 cm² de surface sur un centimètre de profondeur.

2.5.3. ANALYSES EN LABORATOIRE

Deux types d'échantillons ont été prélevés sur le terrain : les échantillons d'eau et les échantillons de sol.

Comme développé précédemment, la méthode de traitement appliquée sur les échantillons d'ADNe collectés est la ddPCR multiplex. Deux amorces spécifiques à *Neomys fodiens* et ciblant le génome mitochondrial sont visées. L'une d'elle est localisée sur le locus cytB et l'autre sur le locus COI. Les étapes précises d'analyse des échantillons en laboratoire sont expliquées dans le document de Brys et al. de 2023 (Brys et al., 2023) et sont illustrées dans la figure 13. La même méthode a été appliquée pour *Neomys anomalus*, l'espèce jumelle de *N. fodiens*, car elle a été capturée lors de la collecte de données. Celle-ci étant morte, du tissu a été prélevé et envoyé au labo de l'INBO afin de développer un primer ADN spécifique.

Pour augmenter les chances de détecter la musaraigne aquatique dans les échantillons de sol, l'extraction de l'ADNe a été réalisée en trois exemplaires par lieu d'échantillonnage après une homogénéisation intense du sol, en utilisant deux méthodes distinctes : sans prétraitement avec un tampon phosphate et avec prétraitement avec un tampon phosphate afin de se concentrer sur l'ADNe.

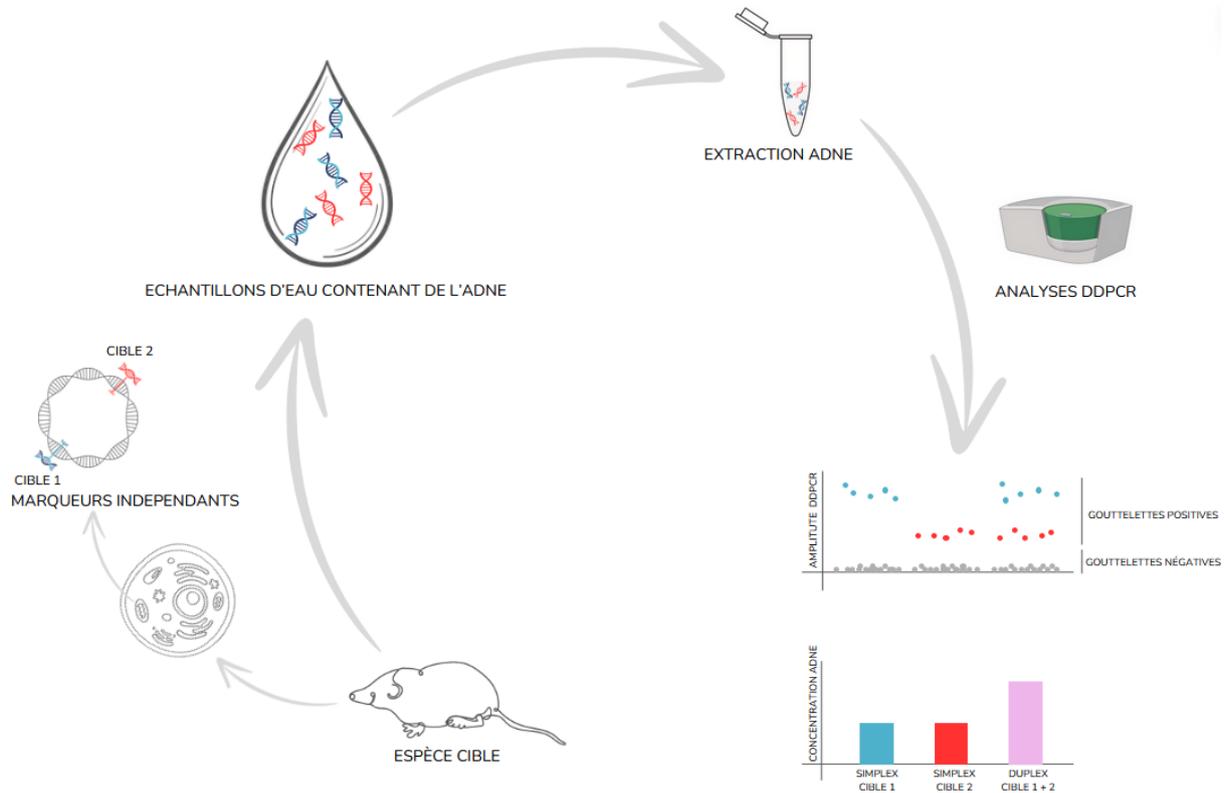


Figure 13 : Schéma conceptuel illustrant l'idée de l'utilisation des loci cibles multiples et indépendants dans des approches fondées sur l'ADNe d'une seule espèce (ddPCR dans le cas présent) pour une sensibilité de détection plus élevée et une quantification plus précise. Inspiré de (Brys et al., 2023).

2.6. RELEVÉS DES HABITATS

Chaque site a subi une caractérisation de son habitat. Les éléments relevés étaient les températures maximales, minimales et moyennes (°C) et les précipitations (mm) qui ont été relevées sur les stations météorologiques les plus proches des sites (la station du Rocher du Chat pour les zones de Chiny, Anlier et Neufchâteau et la station de Bouillon pour la zone de Bouillon). Ensuite, après une semaine de collecte de données sur les sites, les mesures suivantes ont été effectuées tous les 10 mètres le long du transect, puis une moyenne des mesures a été réalisée afin d'obtenir des données à l'échelle du transect de façon à ce qu'elles soient les plus représentatives possible du site. La largeur du cours d'eau et sa profondeur (cm), ainsi que la hauteur (cm) de la berge au-dessus du niveau de l'eau ont été relevées à l'aide d'une latte graduée. Lorsque le cours d'eau était trop large, il a été mesuré sur le logiciel Qgis (Version 3.32.3) à l'aide de l'outil *mesurer une longueur*. L'inclinaison de la berge et l'humidité du site ont été déterminées par une appréciation de terrain. La composition du fond du cours d'eau se répartissait entre boue (<2 mm), gravier (< 2cm) et pierre (> 2 cm) et a été déterminée par pourcentage de recouvrement, tout comme la proportion de végétation présente dans le cours d'eau. Enfin, la richesse spécifique végétale des sites correspond au nombre d'espèces rencontrées dans un rayon de 2 m autour des pièges (Annexe 3).

2.7. ANALYSES STATISTIQUES

En raison des conditions météorologiques très particulières rencontrées ce printemps, les données récoltées à la suite des 8 semaines de terrain n'étant pas celles attendues, il a été nécessaire de rediriger les analyses statistiques car l'espèce cible n'a été détectée que par la méthode d'ADNe. Les analyses ont été effectuées à l'aide du logiciel Excel (version 2407) et du langage R (version 4.3.2) dans l'environnement Rstudio (version 2023.09.1).

2.7.1. EFFICACITÉ DE DETECTION

Dans un premier temps, l'efficacité de détection des PP, des PSH et de l'ADNe a été testée.

La richesse taxonomique a été calculée pour les méthodes d'inventaire utilisant les PP et les PSH. Celle-ci a été calculée dans Excel.

La vitesse de détection a été calculée pour les méthodes d'inventaire utilisant les PP et les PSH. Une analyse de la variance (ANOVA) a été appliquée à chacune des espèces captées par les deux techniques afin de déterminer si les différences de temps de détection entre les deux méthodes étaient significatives. Préalablement à l'analyse, les conditions d'application ont été testées. La normalité a été vérifiée par le test de Shapiro-Wilk, l'égalité des variances par le test de Levene et l'indépendance des résidus par le test de Durbin-Watson. Lorsque ces conditions étaient remplies, l'ANOVA était appliquée, à l'aide de la fonction *aov* du package *lmtest* (Zeileis & Hothorn, 2002). Lorsque les populations n'étaient pas normales, le test de Wilcoxon a été appliqué à l'aide de la fonction *wilcox.test*. Celui-ci permet de tester les médianes des populations non paramétriques avec uniquement deux groupes. L'hypothèse nulle annonce une distribution équivalente des deux méthodes.

Les courbes d'accumulations du nombre d'espèces de micromammifères détectées par nuit ont été réalisées sur Excel pour les méthodes d'inventaire utilisant les PP et les PSH.

Pour générer des courbes de raréfaction dans R et évaluer la richesse taxonomique captée par les deux méthodes d'inventaire, la fonction *speccacum* du package *vegan* a été utilisée (Oksanen et al., 2022).

L'occupation naïve, aussi appelée pourcentage de surface occupée, qui est le nombre de sites où chaque espèce a été détectée au moins une fois, divisé par le nombre total de sites inventoriés, a été calculée dans Excel pour les méthodes d'inventaire utilisant les PP et les PSH. L'occupation maximale atteint 1, ce qui signifie qu'une espèce est présente sur l'ensemble des sites inventoriés (Soto-Werschitz et al., 2023).

Ensuite, un focus a été effectué sur les mulots (*Apodemus sp.*), s'agissant des micromammifères capturés le plus fréquemment par les deux types de pièges. Etant identifiables jusqu'à l'échelle de l'individu avec les PSH à l'aide de leur tache ventrale (Figure 14), 8 périodes de capture-recapture ont été effectuées sur chacun des sites pour en déterminer l'abondance. Celle-ci a été calculée à l'aide du modèle Schnabel et de la fonction *closedp.t* du package *Rcapture*, qui permet de considérer une population fermée avec plusieurs périodes de capture et de recapture (Amstrup et al., 2010; McCleery et al., 2022; Rivest & Baillargeon, 2022). En effet, nous sommes partis du postulat d'une population fermée étant donné que le domaine vital d'un mulot sylvestre est d'en moyenne 6500 m² (Benhamou, 1991) et que l'abondance a été déterminée à l'échelle du site, qui est du même ordre de grandeur. La fonction *closedp.t* a été utilisée car la probabilité de capturer un mulot sylvestre évolue avec les facteurs environnementaux. Au sein de cette fonction, c'est le modèle Mth qui a été retenu car il reflète une variation temporelle qui illustre une probabilité de détection changeante d'une session à l'autre, mais également une hétérogénéité qui indique que tous les individus ne sont pas capturés avec les mêmes probabilités (Amstrup et al., 2010). La variante de Poisson 2 a été retenue car elle présente en général des abondances réalistes, ainsi que des AIC/BIC, une déviance et des erreurs faibles. Néanmoins, ce test présente fréquemment des avertissements. L'avertissement #1 peut signifier un problème avec la convergence du modèle ou d'autres issues spécifiques à l'ajustement alors que l'avertissement #3 peut indiquer des problèmes liés aux données ou à l'ajustement du modèle.

Les PP ne permettent pas de distinguer les individus, ni même l'espèce et s'arrêtent au genre. Un indice d'abondance relative (RAI) a été calculé à l'échelle du genre (*Apodemus sp.*) par site sur Excel.

$$RAI = \frac{\text{Nombre d'évènements de détection indépendants}}{\text{Nombres de caméras.nuits}} \text{ (O'Brien, 2011)}$$

Ensuite, un RAI adapté a été calculé pour les sites qui ont capté la présence d'*Apodemus sp.* avec les deux types de pièges. Pour cela, le temps de capture des pièges photographiques a été divisé en 8 périodes de temps similaires aux 8 périodes de capture par site des inventaires réalisés avec les pièges vivants. Un RAI est ensuite calculé pour chacune des 8 périodes des sites ayant détecté le genre *Apodemus* avec les deux méthodes d'inventaire, en divisant le nombre d'évènements indépendants par le nombre de pièges et d'heures de la période.

$$RAI \text{ période} = \frac{\text{Nombre d'évènements de détection indépendants}}{\text{Nombres de pièges} * \text{Nombre d'heures d'une période}}$$

Ensuite, un RAI moyen a été calculé par site. Enfin, chaque RAI a été multiplié par 24 pour avoir le RAI d'une journée. Les RAI adaptés des deux méthodes ont permis de comparer les indices d'abondance relative pour les deux types de piégeages à l'aide d'une courbe de régression linéaire. Une régression linéaire a également été réalisée entre le RAI adapté des PSH et l'abondance obtenue avec la capture-recapture des PSH afin de voir s'ils sont équivalents. Enfin, une courbe de régression linéaire a été réalisée entre les données d'abondance obtenues par capture-recapture et le RAI adapté pour les données obtenues par pièges photographiques, afin de voir s'il est possible de se passer d'un RAI adapté pour les données obtenues avec les PSH, et de comparer directement les tendances entre les abondances de capture recapture avec les tendances du RAI adapté des PP, tout en gardant à l'esprit qu'il est relatif, et ne dépend donc pas uniquement des événements indépendants.



Figure 14 : Exemples de taches ventrales de quelques individus d'*Apodemus sylvaticus* capturés par piégeage vivant.

Enfin, les trois méthodes de détection par ADN environnemental ont été testées selon trois niveaux de confiance (33 %, 66 % et 100 %) (Annexe 14). L'efficacité de détection de ces trois méthodes d'analyse en laboratoire a été testée l'aide de l'occupation naïve sur Excel.

2.7.2. EFFICACITÉ DES TEMPS ET DES COÛTS

L'évaluation de l'efficacité des trois méthodes en termes de temps et de coût a été réalisée afin de déterminer la meilleure méthode, sur base de statistiques descriptives réalisées sur Excel. Celle-ci a été effectuée en fonction des temps et des coûts totaux engendrés durant la prise de données de cette étude. Le temps et le coût de chaque méthode ont été analysés en retirant la valeur du matériel pouvant être utilisé de manière répétitive. L'idéal aurait été de réaliser un amortissement sur plusieurs années. Malheureusement, la durée de vie des PP et des PSH n'étant pas connue, il n'a pas été possible de le calculer.

2.7.3. INFLUENCE DES CONDITIONS ENVIRONNEMENTALES

Plusieurs paramètres environnementaux ont été relevés dans chacun des sites, décrits au point 2.6. *Relevés des habitats*. Dans un premier temps, une analyse en composantes principales (ACP) a été réalisée avec la fonction non standardisée *rda* du package *vegan* afin d'obtenir une visualisation des sites en fonction des facteurs environnementaux et de sélectionner les variables les plus pertinentes (Oksanen et al., 2022). Une nouvelle ACP a été réalisée en ne conservant que ces variables principales. Ensuite, une analyse des correspondances (CA) a été réalisée pour visualiser le jeu de données relatif à la présence/absence des espèces de micromammifères par rapport aux 12 sites. L'ACP des variables principales et la CA ont été mises en lien grâce à une analyse de co-inertie en vue de vérifier s'il existe des liens entre les résultats obtenus et les conditions environnementales des sites. Celle-ci permet d'aligner les résultats de l'ACP et de la CA (Dolédec & Chessel, 2006; Legendre & Legendre, 2012).

Une deuxième analyse de co-inertie a été réalisée avec comme facteurs environnementaux la température moyenne, la température maximale, la température minimale et les précipitations afin de visualiser l'incidence des conditions météorologiques sur la détection des espèces de micromammifères

3. RÉSULTATS

3.1. EFFICACITÉ DE DETECTION

3.1.1. PIÈGES PHOTOGRAPHIQUES ET PIÈGES SHERMAN

Le tableau 6 reprend la richesse taxonomique captée par les PSH et les PP. Lorsque toutes les espèces captées sont prises en compte, les PP ont capté une richesse taxonomique 4,17 fois plus élevée que les PSH. La liste complète des espèces détectées par les PSH et les PP se trouve en Annexe 5, 6, 7 et 8. Les PP ont donc capté la plus grande richesse taxonomique totale, mais les détections sont moins ciblées sur les micromammifères. L'étude étant appliquée aux micromammifères, seules les observations concernant ceux-ci ont été considérées durant nos analyses. De ce fait, ce sont les PSH qui ont la plus grande richesse taxonomique de micromammifères.

Tableau 6 : Comparaison des richesses taxonomiques observées en fonction des méthodes de piégeage. PSH : pièges Sherman ; PP : les pièges photographiques.

RICHESSSE TAXONOMIQUE	
PSH - micromammifères	6
PP - toutes les espèces	25
PP- mammifères	14
PP- micromammifères	5

La figure 15 permet de mettre en lumière les espèces de micromammifères détectées à l'aide des deux méthodes, soulignant celles communes aux deux. Les PP ne permettent pas de déterminer l'espèce pour le genre *Apodemus sp.* et le genre *Crocidura sp.* et c'est parfois uniquement la famille qui a pu être déterminée (*Soricidae*). Si un taxon était plusieurs fois relevé au fur et à mesure des sessions de capture à des niveaux de précision différents, celui-ci n'a été pris en compte qu'une fois afin d'éviter les doubles comptages. A l'inverse, lorsqu'un taxon qui n'avait pas encore été observé a été relevé, celui-ci a été pris en compte. Le niveau de précision est inscrit en-dessous de chaque espèce, avec la couleur correspondant à la méthode qui a permis de le déterminer. L'annexe 9 illustre le pourcentage de détection capté par niveau taxonomique (espèce, genre et famille) pour les PP, les PSH étant toujours précis jusqu'à l'espèce.

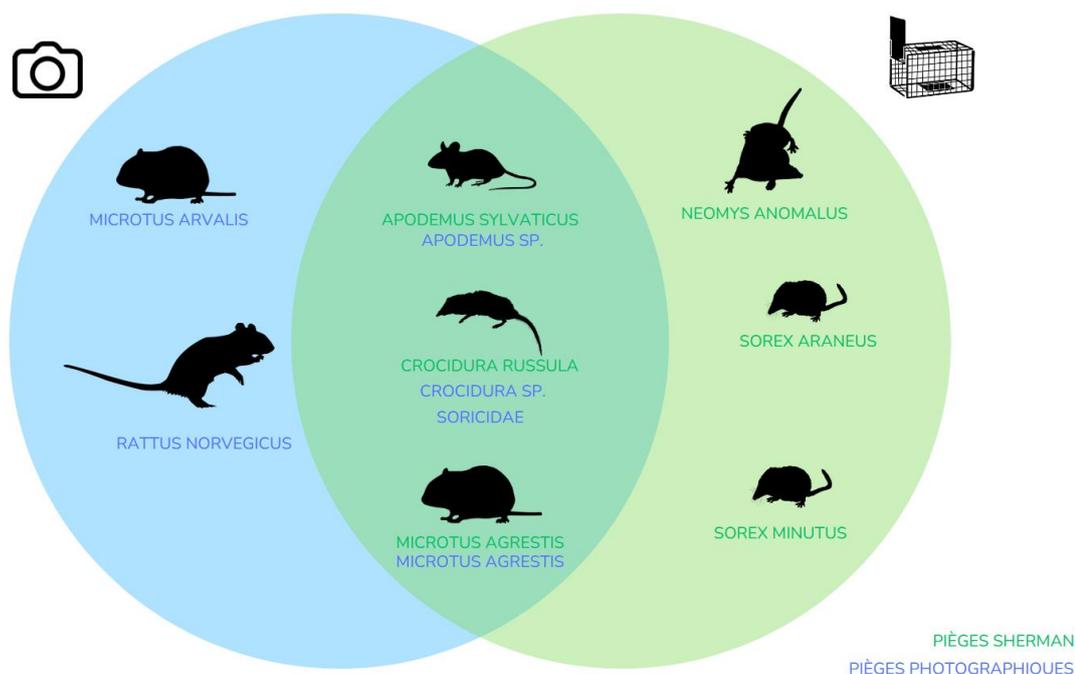


Figure 15 : Diagramme de Venn reprenant les espèces captées via la méthode d'inventaire avec des pièges Sherman et celle avec les pièges photographiques.

Le tableau 7 reprend les vitesses de détection par taxon et par méthode. Comme illustré précédemment par le diagramme de Venn, les deux méthodes d'inventaire partagent trois taxons, tous déterminés à l'espèce par les PSH et déterminé à l'espèce par les PP uniquement pour *Microtus agrestis*. Pour cette raison, la vitesse de détection n'a été calculée qu'à l'échelle du genre pour *Apodemus sp* et *Crocidura sp*. Pour *Apodemus sp.*, les résultats du test de Wilcoxon concluent que les vitesses de détection ne peuvent pas être considérées comme différentes pour les deux méthodes (p-valeur = 0,2161). Pour *Crocidura sp.*, les résultats d'ANOVA concluent également que le type de pièges n'est pas statistiquement différent en termes de temps nécessaire à la première détection (p-valeur = 0,238). Néanmoins, ce résultat est à considérer avec précaution car la condition d'application concernant l'homogénéité des variances n'était pas respectée. Le test de Wilcoxon arrive aux mêmes conclusions pour le genre *Crocidura sp.* (p-valeur = 0,3333). Enfin, aucun test n'a pu être appliqué aux *Microtus agrestis*, le jeu de données étant inférieur à trois observations.

Tableau 7 : Temps nécessaire à la première détection des espèces ou genres de micromammifères en fonction de la méthode appliquée.

NOM LATIN	NOM FRANÇAIS	PIÈGES PHOTOGRAPHIQUES			PIÈGES SHERMAN		
		NOMBRE DE SITES	TEMPS MOYEN	ECART TYPE	NOMBRE DE SITES	TEMPS MOYEN	ECART TYPE
<i>Apodemus sp.</i>	Mulot sp.	n = 11	19:56:11	21:01:23	n = 6	18:25:50	08:48:54
<i>Crocidura sp.</i>	Musaraigne sp.	n = 2	54:45:00	02:27:05	n = 2	60:53:00	04:35:46
<i>Microtus agrestis</i>	Campagnol agreste	n = 1	67:59:00	-	n = 1	83:12:00	-

La figure 16 représente la courbe d'accumulation moyenne du nombre de taxons de micromammifères captés durant 4 nuits sur les 12 sites inventoriés. Le détail des courbes d'accumulation par site se trouve à l'annexe 10. La courbe d'accumulation moyenne montre qu'au bout de 4 nuits, les PP captent deux espèces contre une seule pour les PSH. Ce résultat est à considérer avec précaution car il intègre *Rattus norvegicus* qui n'est détectable que par les PP, le modèle de PSH choisi étant trop étroit pour permettre aux rats de pénétrer dans le piège. Néanmoins, les conclusions restent similaires lorsque l'espèce *Rattus norvegicus* n'est pas prise en compte (Annexe 11).

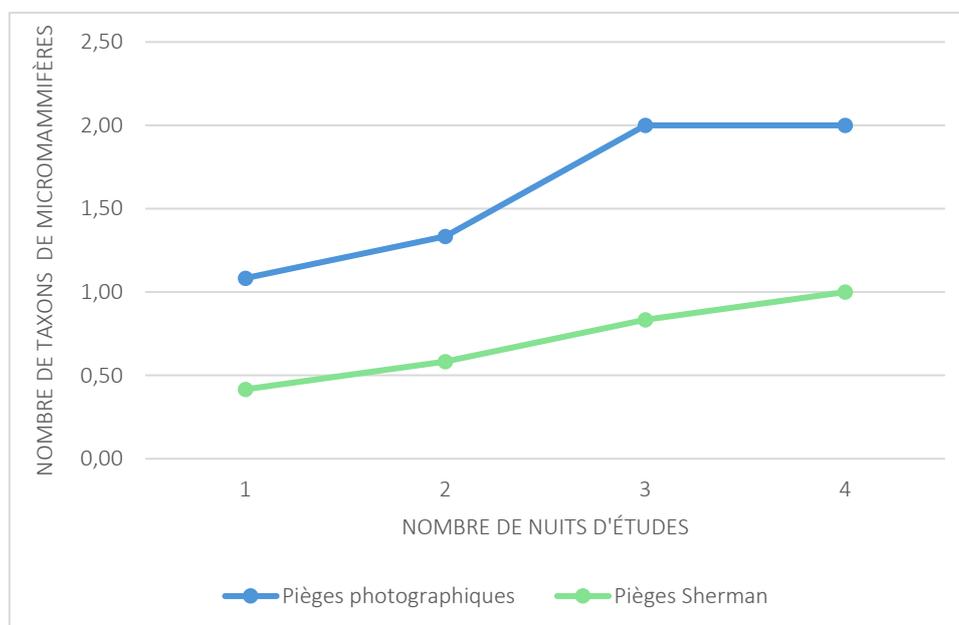


Figure 16 : Courbe d'accumulation moyenne du nombre de taxons de micromammifères détectés sur les 12 sites inventoriés.

Le tableau 8 illustre le nombre de nuits nécessaires pour atteindre le nombre de détections maximales pour les sites. On remarque que la 4^{ème} nuit d'inventaire n'a été nécessaire pour aucun des sites avec les PP. Pour les PSH, la quatrième nuit n'a pas été nécessaire pour atteindre la détection maximale pour 10 sites sur 12.

Tableau 8 : Nombre de nuits nécessaires pour atteindre le nombre de détections maximales.

	4 NUITS	3 NUITS	2 NUITS	1 NUIT
Pièges photographiques	12	12	6	4
Pièges Sherman	12	10	8	7

La figure 17 représente les courbes de raréfaction totale. L'axe des abscisses représente le nombre de fois que l'inventaire a été réalisé (n=12). Chaque expérimentation dure 4 nuits. La courbe de raréfaction illustre l'évolution des résultats des deux types de piégeage en fonction du nombre de répétitions d'inventaires complets. Le nombre de taxons détectés par les PP est supérieur pour les faibles répétitions d'expérimentation (en dessous de 5,5 inventaires). Le nombre d'espèces de micromammifères capturés avec les PSH est supérieur à ceux capturés par les PP lorsqu'on réalise plus que 5,5 inventaires. Néanmoins, aucune des deux méthodes n'atteint un plateau de détection. La figure 17 met en lumière l'intervalle de confiance qui est relativement important et se superpose pour les deux méthodes.

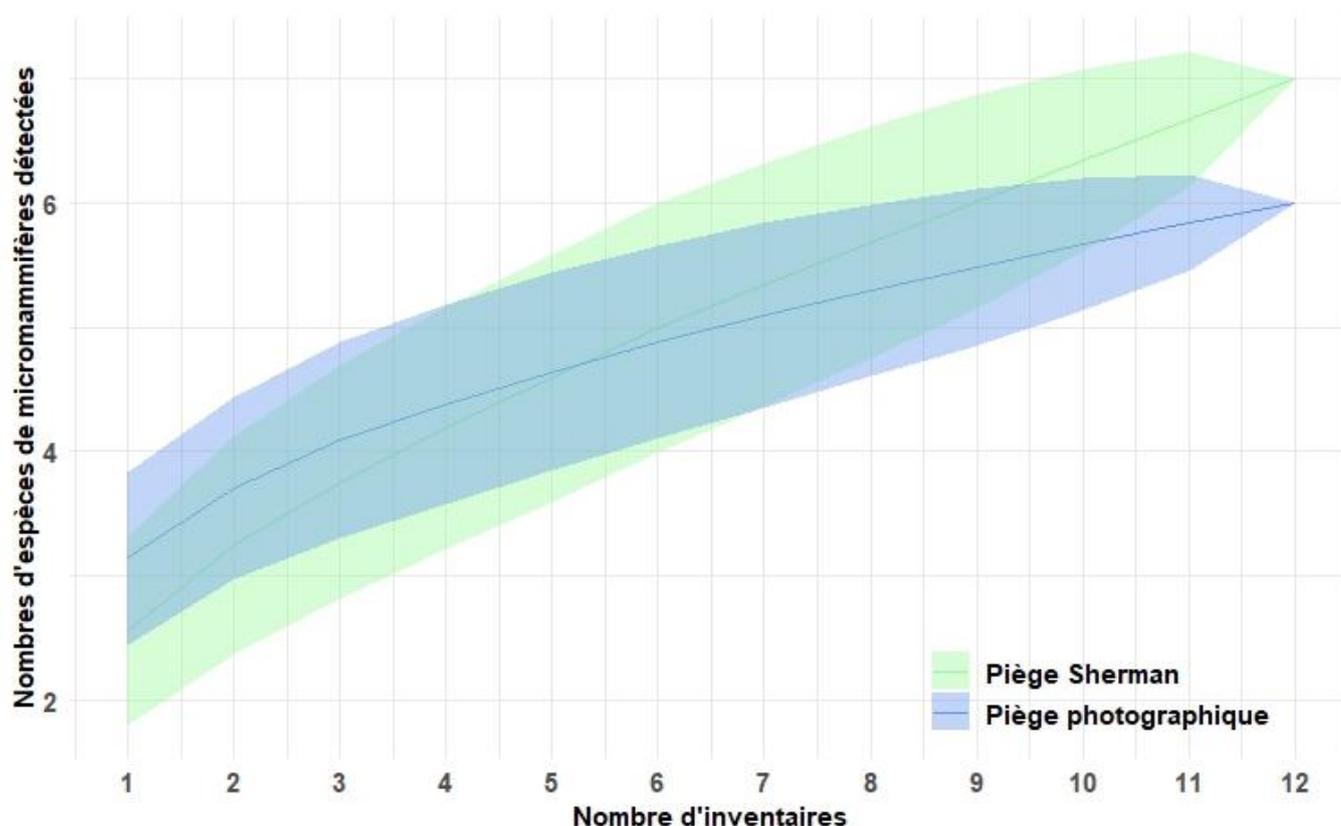


Figure 17 : Courbe de raréfaction totale. L'axe des abscisses reprend le nombre d'inventaires réalisés, un inventaire a une durée 4 nuits.

La figure 18 représente l'occupation naïve des sites par méthode et par espèce. Les PP détectent les taxons sur plus de sites, mais les PSH conservent une plus grande richesse taxonomique et spécifique.

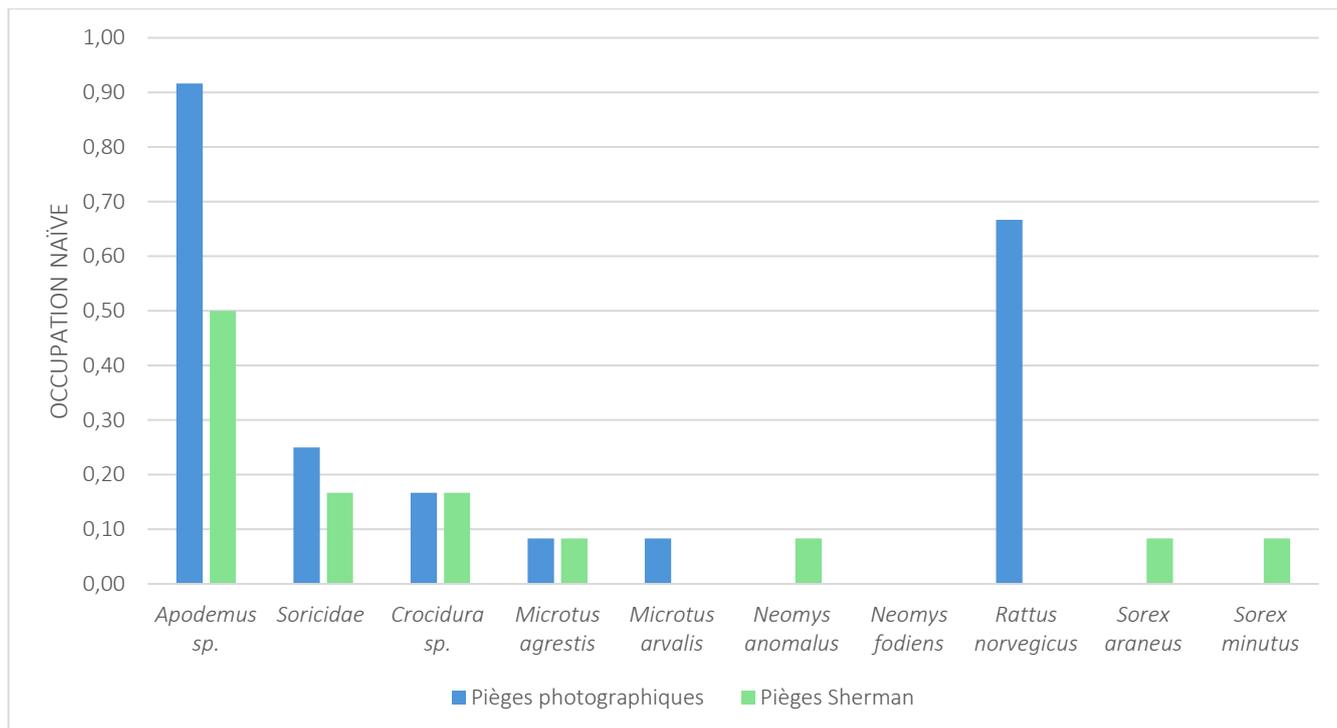


Figure 18 : Occupation naïve des sites par taxon et par méthode d'inventaire.

3.1.1.1. FOCUS SUR APODEMUS SP.

La figure 19 illustre la courbe de régression linéaire entre le RAI adapté des PP et le RAI adapté des PSH ($R^2 = 0,6004$).

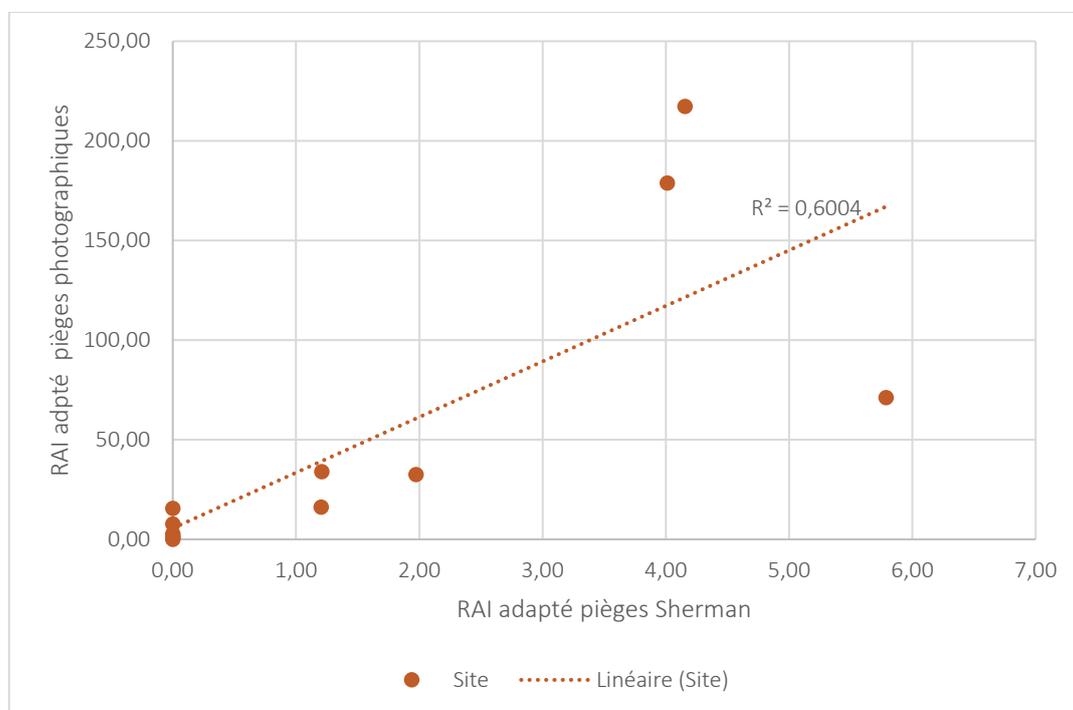


Figure 19 : Courbe de régression linéaire des indices d'abondance relative adaptés pour comparer les pièges photographiques et les pièges Sherman.

La figure 20 représente une courbe de régression linéaire entre le RAI adapté des PP et les abondances obtenues avec les captures-recaptures des PSH ($R^2 = 0,8566$).

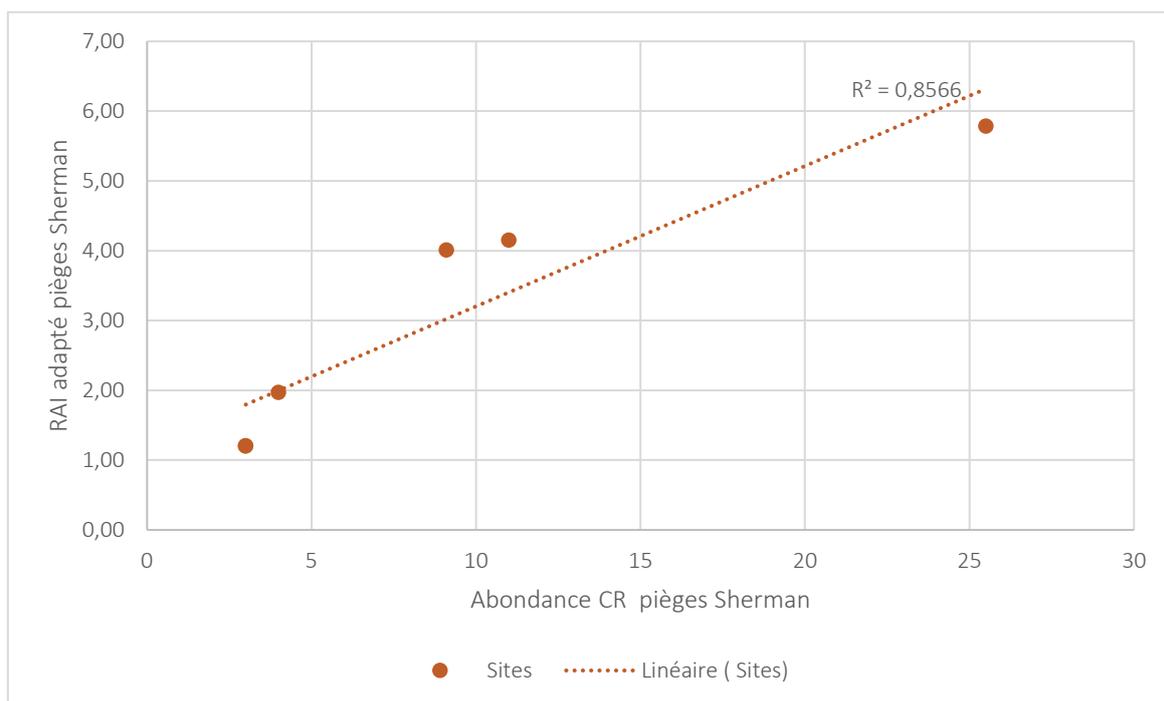


Figure 20 : Courbe de régression linéaire entre l'abondance obtenue par capture-recapture avec les pièges Sherman et l'indice d'abondance relative adapté des pièges Sherman.

Enfin, la figure 21 illustre la relation entre les données d'abondance obtenues par capture-recapture et le RAI adapté pour les données obtenues par les PP ($R^2 = 0,0764$).

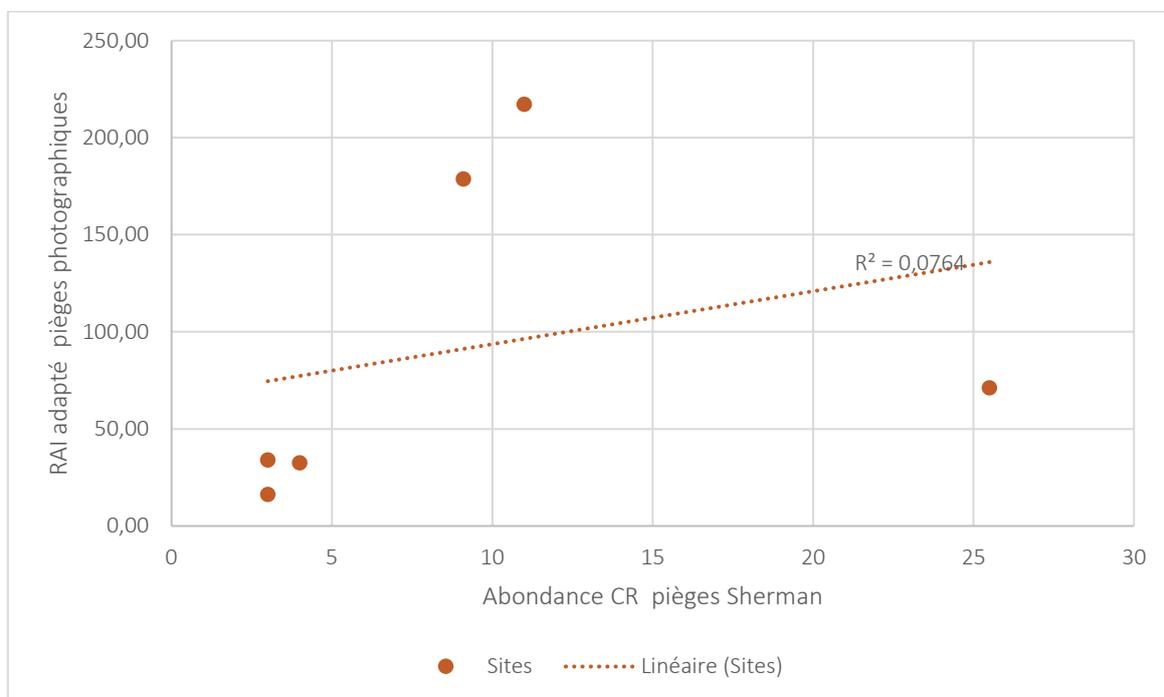


Figure 21 : Courbe de régression entre l'abondance obtenue par capture-recapture avec les pièges Sherman et l'indice d'abondance relative adapté des pièges photographiques.

3.1.2. ADN ENVIRONNEMENTAL

La figure 22 permet de mettre en relation les deux espèces visées par la méthode d’inventaire utilisant l’ADNe, *N. anomalus* et *N. fodiens*, avec les espèces détectées via les deux premières méthodes d’inventaire. *N. anomalus* a également été détectée par les PSH tandis que *N. fodiens* a uniquement été détectée par l’ADNe. Une carte reprenant les sites ayant détecté les deux espèces cibles toute méthodes confondues est disponible en annexe 15.

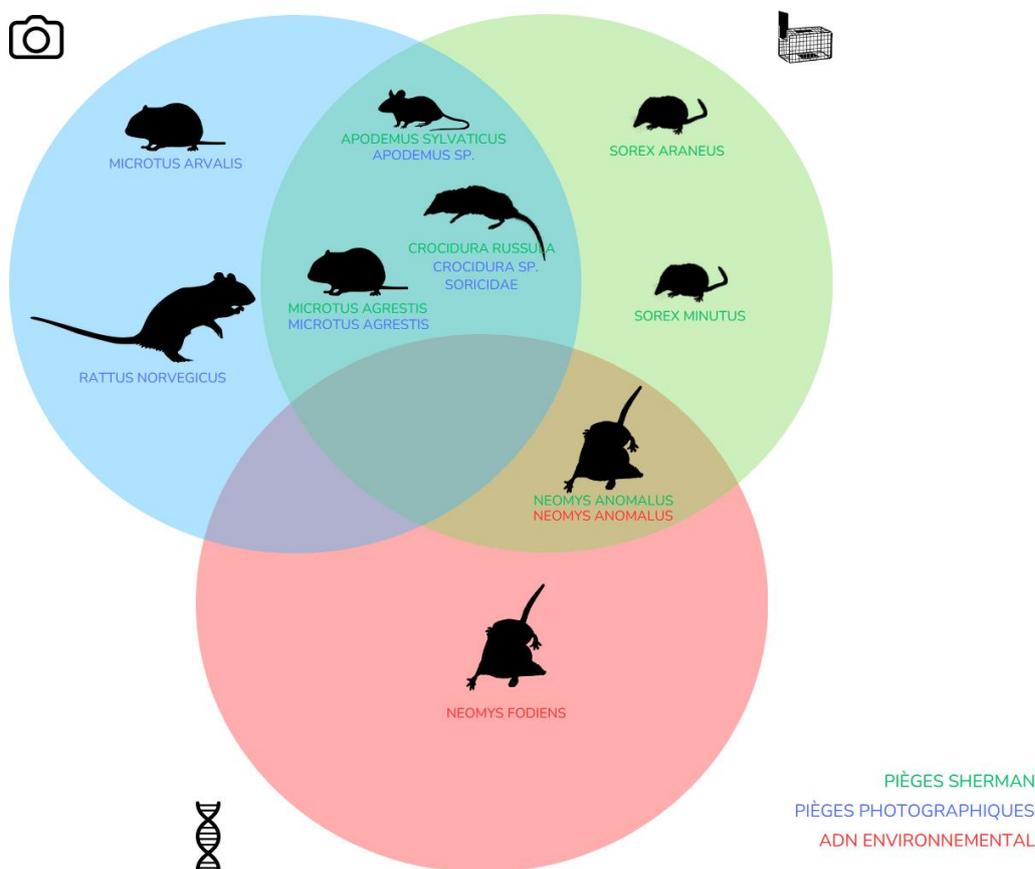


Figure 22 : Diagramme de Venn reprenant les espèces captées avec les pièges Sherman, les pièges photographiques et l’ADNe.

Les figures 23, 24 et 25 représentent l’occupation naïve des sites avec respectivement les niveaux de confiance de 33 %, 66 % et 100 %. A noter qu’aucune *N. anomalus* n’a été détectée sur le site 9 dans les relevés ADNe alors que cette espèce a été capturée à cet endroit avec les PSH. Cela peut s’expliquer car les échantillons d’ADNe ont été prélevés avant le placement des PSH.

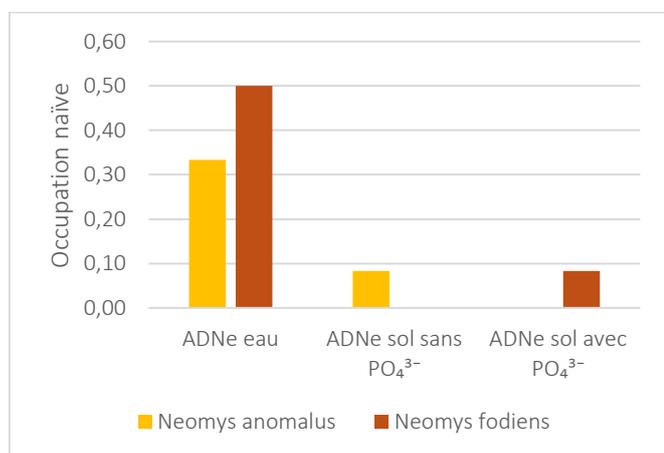


Figure 23 : Occupation naïve avec un niveau de confiance minimum de 33% en fonction des différents types d’analyses d’ADNe d’eau et de sol.

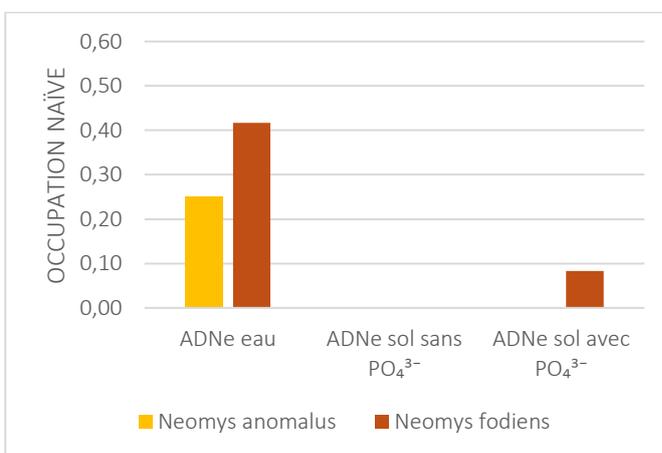


Figure 24 : Occupation naïve avec un niveau de confiance minimum de 66% en fonction des différents types d’analyses d’ADNe d’eau et de sol.

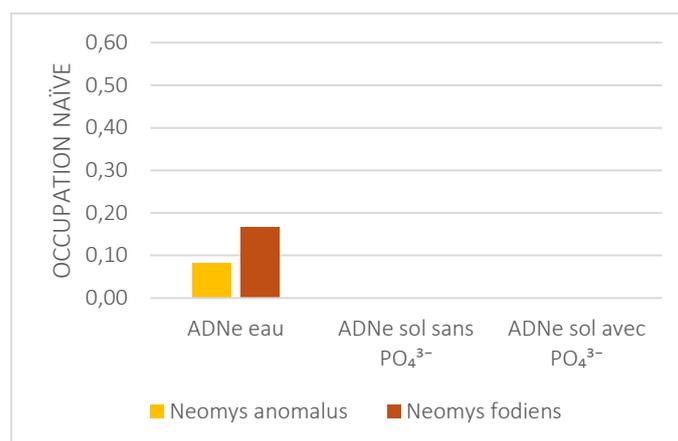


Figure 25 : Occupation naïve avec un niveau de confiance minimum de 100% en fonction des différents types d'analyses d'ADNe d'eau et de sol.

3.2. EFFICACITÉ DES TEMPS ET DES COÛTS

Le tableau 9 permet de comparer le temps et les coûts nécessaires à chacune des méthodes testées par site.

Au total, selon notre protocole, ce sont les méthodes d'ADNe d'eau et de sol qui prennent le moins de temps et sont les moins chères de toutes les méthodes d'inventaire, suivi des PP qui prennent 1h25 de moins que les pièges PSH qui sont 163,30 € moins chers. Sur le long terme, la méthode d'inventaire avec des PP est la moins cher de toutes les méthodes. Cependant, ce sont les méthodes basées sur les échantillons de sol et d'eau qui restent les plus rapides.

Tableau 9 : Comparaison des temps et des coûts des méthodes testées à l'échelle du transect : les pièges photographiques, les pièges Sherman, l'ADNe sur base d'échantillon d'eau et l'ADNe sur base d'échantillons de sol.

	PIÈGES PHOTOS	PIÈGES SHERMAN	ADNe EAU	ADNe SOL
Temps total moyen	10:05:16	11:30:35	01:59:55	01:49:20
Coût total moyen	€ 1.522,09	€ 1.358,79	€ 334,72	€ 295,00
Temps moyen futur	05:05:49	11:30:35	01:59:55	01:49:20
Coût moyen futur	€ 254,06	€ 658,79	€ 334,72	€ 295,00

Le tableau 10 met en parallèle le nombre de taxons détectés pour un budget de 100 € pour les méthodes utilisant les PP et les PSH. Lorsque tous les coûts sont considérés, les PSH sont plus efficaces. Cependant, pour l'utilisation de la méthode à long terme, les PP sont les plus efficaces.

Tableau 10 : Nombre de taxons de micromammifères détectés pour un budget de 100 €, en fonction des coûts réels (totaux et moyens) et les coûts futurs (totaux et moyens) et de la méthode d'inventaire par pièges photographiques (PP) et par pièges Sherman (PSH).

	RICHESSSE TAXONOMIQUE MOYENNE		RICHESSSE TAXONOMIQUE TOTALE	
	PP	PSH	PP	PSH
RICHESSSE TAXONOMIQUE	2	1	5	6
COÛTS REELS	0,13	0,15	0,03	0,04
COÛTS FUTURS	1,28	0,91	0,27	0,23

La figure 26 illustre les budgets de temps de chaque méthode à l'échelle d'un site. Pour la méthode utilisant les PP, 50 % du temps est alloué à la construction des boîtiers. Pour la méthode utilisant les PSH, ce sont les transports qui prennent le plus de temps avec 61 % du budget temps, suivi ensuite de l'identification avec 23 %. Pour les méthodes utilisant des échantillons d'ADNe, c'est le transport qui prend le plus de temps, avec 45 % pour les échantillons d'eau et 49 % pour les échantillons de sol.

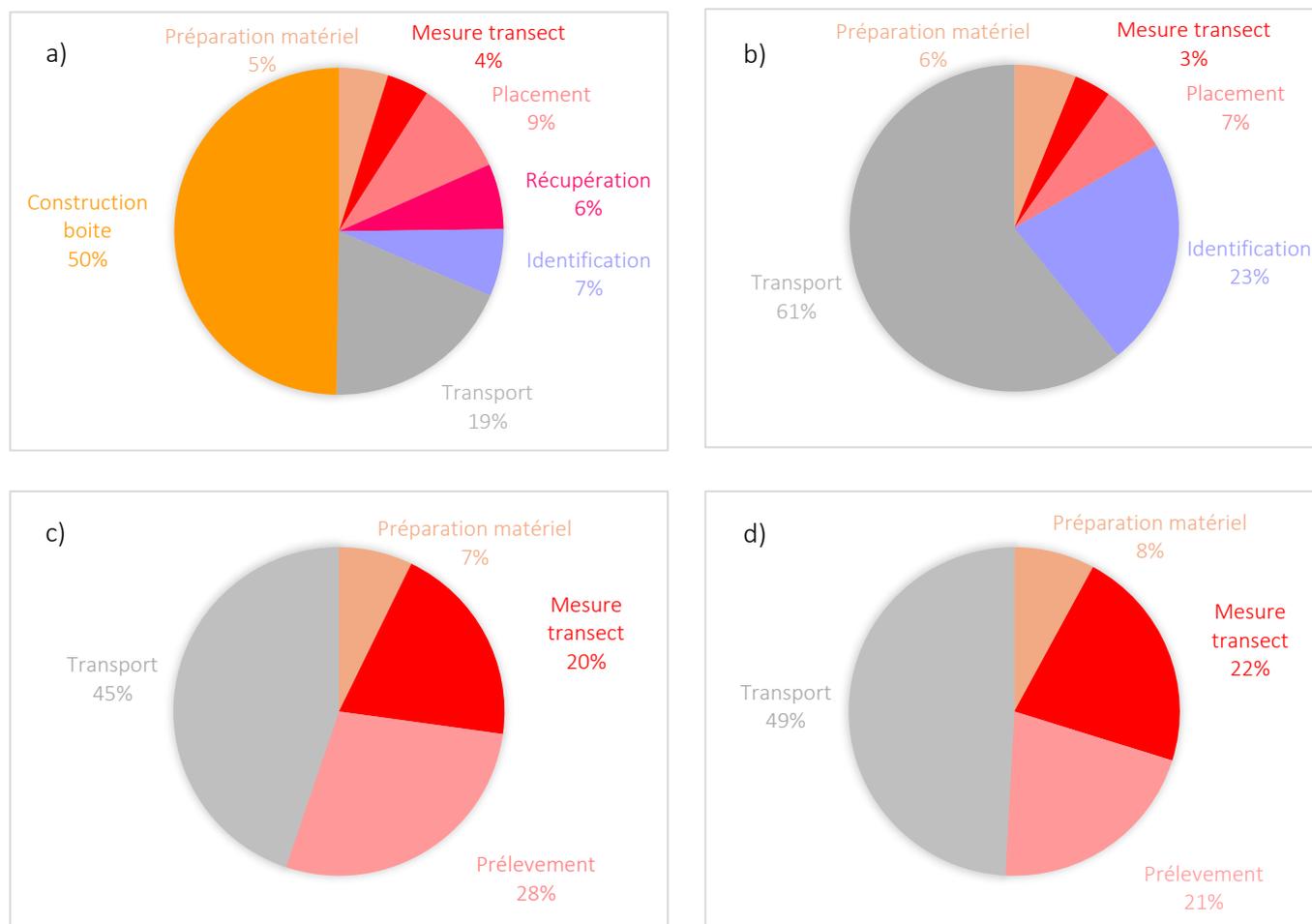


Figure 26 : Budget de temps de la méthode d'inventaire utilisant a) les pièges photographiques b) les pièges Sherman c) l'ADN environnemental sur base d'échantillons d'eau d) l'ADN environnemental sur base d'échantillons de sol. Construction boîte : temps nécessaire à la construction de 5 boîtiers pour les pièges photographiques adaptés - Transport : temps nécessaire aux déplacements pour placer, relever et récupérer, ainsi que pour transporter du matériel jusqu'au site - Mesure du transect : temps nécessaire à la mise en place du transect - Préparation du matériel : temps nécessaire à la préparation du matériel - Prélèvement : temps nécessaire au prélèvement des échantillons d'ADNe - Placement : temps nécessaire à la mise en place de la méthode d'inventaire - Identification : temps nécessaire à l'identification de l'espèce ou du genre - Récupération : temps nécessaire à la récupération du matériel sur le site à la fin de l'expérimentation.

La figure 27 illustre le bilan des coûts de chacune des méthodes d'inventaire à l'échelle d'un site. Pour chacune des méthodes, c'est le matériel qui nécessite le plus de budget, suivi du salaire et finalement du carburant dans des proportions plus ou moins similaires. Le détail des coûts est disponible en annexe 16.



Figure 27 : Bilan des coûts de la méthode d'inventaire utilisant a) les pièges photographiques, b) les pièges Sherman, c) l'ADN environnemental sur base d'échantillons d'eau, d) l'ADN environnemental sur base d'échantillons de sol.

3.3. INFLUENCE DES CONDITIONS ENVIRONNEMENTALES

3.3.1. ANALYSE EN COMPOSANTES PRINCIPALES

Les deux axes retenus de la figure 28 expliquent 82,01 % de la variance. Ils montrent que la largeur du cours d'eau, la hauteur de la berge et la richesse spécifique de la végétation sont les 3 variables qui se démarquent.

Les deux premiers axes de la figure 29 expliquent 92,04 % de la variance. Trois grands groupes de sites se distinguent en fonction de la diversité de la végétation, la largeur du cours d'eau et la hauteur de la berge.

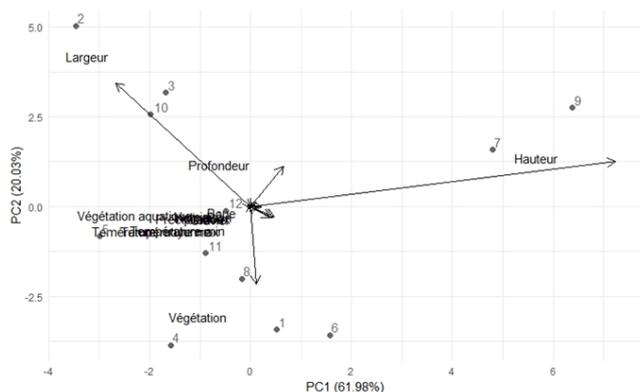


Figure 28 : Analyse en composantes principales de tous les facteurs environnementaux.

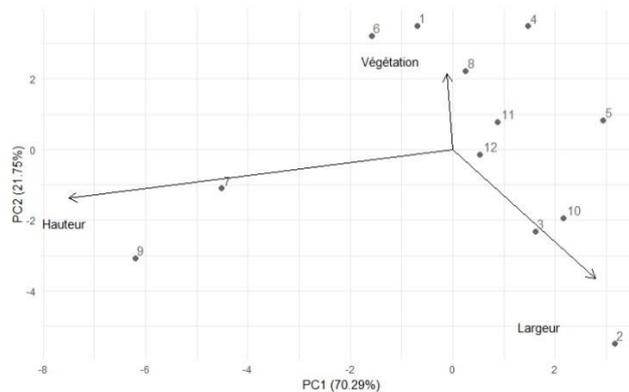


Figure 29 : Analyse en composantes principales des trois facteurs environnementaux explicatifs : la largeur du cours d'eau, la hauteur de la berge et la diversité de végétation.

Les deux axes retenus de la figure 30 expliquent 99,92% de la variance. Les sites sont regroupés par zone.

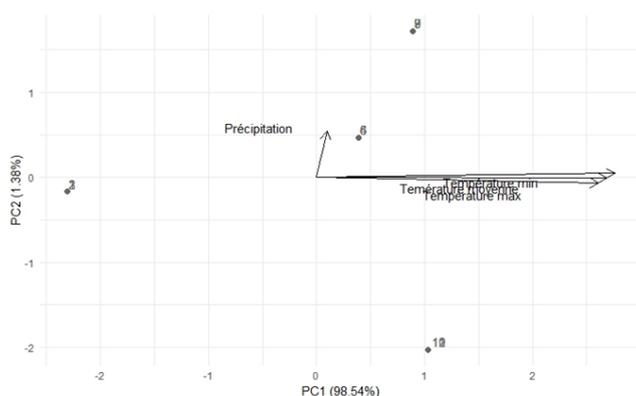


Figure 30 : Analyse en composantes principales des facteurs environnementaux concernant les conditions météorologiques : la température minimale, la température maximale, la température moyenne et les précipitations.

3.3.2. ANALYSE DE CORRESPONDANCES

Une analyse de correspondances (CA) a été réalisée pour visualiser le jeu de données relatif à la présence/absence des espèces de micromammifères par rapport aux 12 sites (figure 31). Les valeurs propres sont de 29,89 et 23,47, le modèle explique 53,36 % de la variabilité. Deux sites se distinguent en raison de la présence d'espèces uniques à ces sites (*Sorex araneus* et *Sorex minutus* pour le site 1 et *Neomys anomalus* pour le site 9).

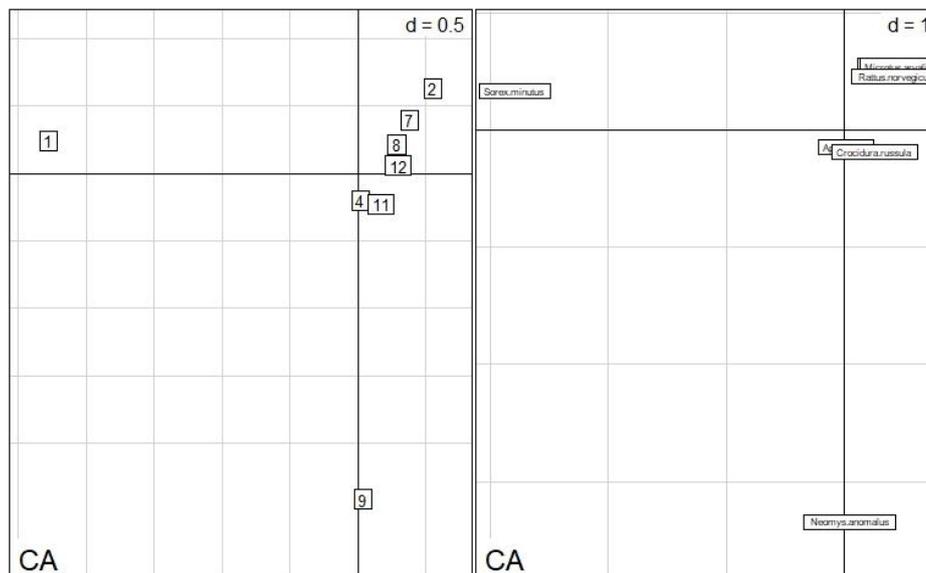


Figure 31 : Analyse de correspondances mettant en lien la présence/absence des espèces de micromammifères avec les sites.

3.3.3. ANALYSE DE CO-INERTIE

Enfin, une analyse de co-inertie a été réalisée pour essayer d’aligner l’analyse en composantes principales et l’analyse de correspondances afin de voir si certains facteurs environnementaux peuvent expliquer la diversité d’espèces. La variance de l’inertie conservée est de 99,82 % pour l’ACP et de 81,19 % pour la CA. La figure 32 qui reprend les trois variables explicatives montre que les sites 3 et 8, les sites 5 et 7 et les sites 10 et 11 ont des détections faunistiques semblables alors que les conditions environnementales sont différentes. A l’inverse, les sites 1 et 6 ont des conditions environnementales similaires mais des espèces de micromammifères différentes. Néanmoins, les sites 11 et 12 présentent tous les deux les mêmes conditions environnementales et la même matrice de présence absence d’espèce de micromammifères. En effet, les trois facteurs environnementaux ont des valeurs semblables pour ces des sites (Annexe 3).

La figure 33 qui reprend les facteurs météorologiques, montre que les sites 3 et 8 et les sites 5 et 7, ont exactement la même matrice d’espèces de micromammifères bien que les conditions météo soient différentes, on ne peut donc pas affirmer que la température et les précipitations y aient influencé les détections.

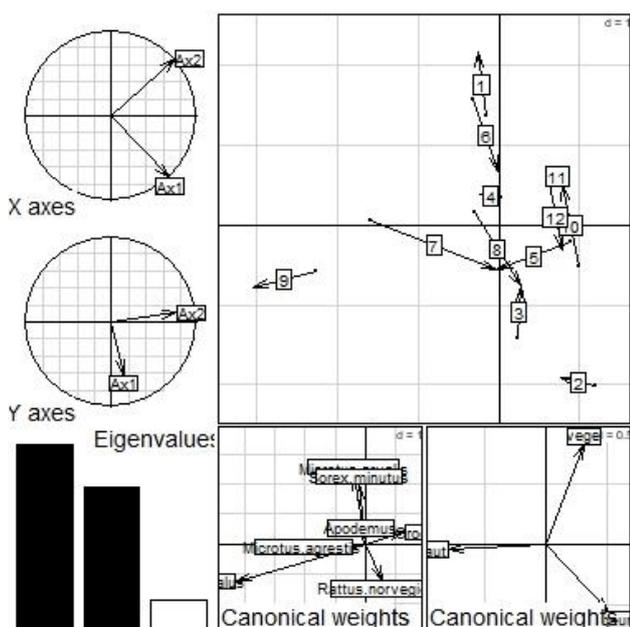


Figure 32 : Analyse de co-inertie des trois facteurs environnementaux principaux : la largeur du cours d’eau, la hauteur de la berge et la diversité de la végétation.

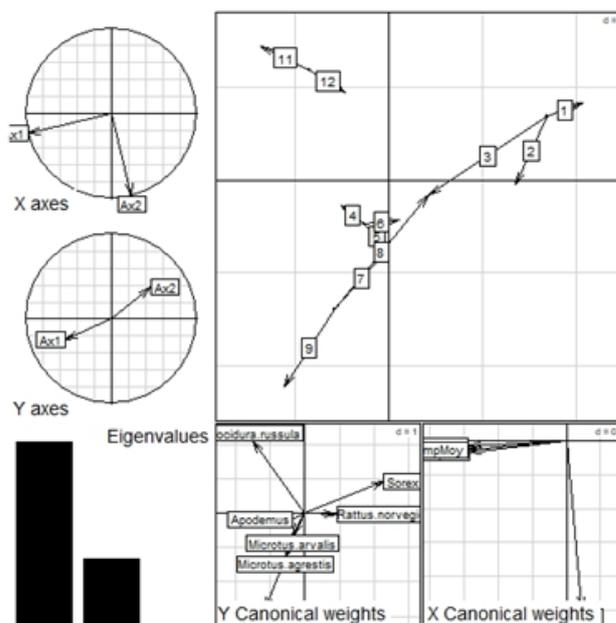


Figure 33 : Analyse de co-inertie principale des facteurs environnementaux concernant les conditions météorologiques : la température minimale, la température maximale, la température moyenne et les précipitations.

4. DISCUSSION

Plusieurs limites de l'étude doivent être prises en compte. Il est important de considérer les résultats avec prudence car les données collectées durant les deux mois de terrain sont relativement limitées ce qui a entraîné un nombre réduit de détections. Ces faibles taux de détection peuvent s'expliquer par la période de capture qui n'était pas optimale pour les micromammifères, à l'exception des mulots (Cantoni, 1993; Churchfield, 1984; Hamdine & Poitevin, 1994). En effet, les captures de *N. fodiens*, et de la majorité des micromammifères, se réalisent généralement vers la fin de l'été, durant les mois d'août, septembre et octobre lorsque le niveau de population est le plus élevé (Verhees et al., 2024). De plus, les conditions météorologiques particulièrement humides de l'hiver 2023, rythmées par des crues très importantes en janvier, et les précipitations du printemps 2024, ont certainement contribué à diminuer l'effectif des populations (Annexe 17) (IRM, 2023, 2024b; Schockert et al., 2006). La présence d'éléments nouveaux dans le paysage peut également modifier le comportement des espèces étudiées (MacKenzie et al., 2006). Le pré-appâtage n'a pas été appliqué aux pièges photographiques, et de façon anecdotique pour les pièges Sherman. De plus, la présence d'un appât induit que, une fois qu'un mulot le trouve, il revient très souvent et sature les pièges (Schockert & Libois, 2007). Le transect de 100 mètres n'a pas pu être réalisé le long du même point d'eau à l'échelle d'un site et sur tous les sites. Les échantillons utilisés pour la pré-sélection de sites d'expérimentation n'étaient pas totalement adaptés à une étude fine des micromammifères par site, car ils ont été prélevés pour une étude préalable sur la loutre sur des tronçons de cours d'eau (Brys et al., 2022). Ainsi, les échantillons d'eau n'ont pas tous été prélevés spécifiquement en bord de berge, où il est plus probable de capter des *Neomys*, mais le long d'un transect perpendiculaire au cours de la rivière. De nombreux pièges ont également été désarmés par les limaces et les rats laveurs (*Procyon lotor*) (figures 34, 35 et 36).



Figure 34 : Impact du Raton laveur (*Procyon lotor*) sur les pièges photographiques.



Figure 35 : Impact du Raton laveurs (*Procyon lotor*) sur les pièges Sherman.

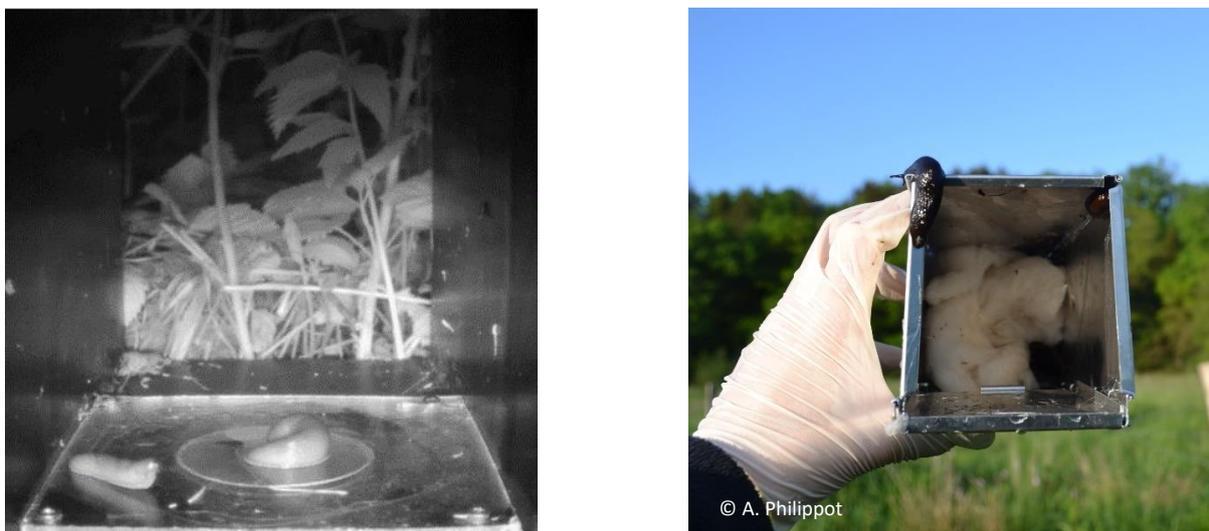


Figure 36 : Impact des limaces. Gauche : pièges photographiques. Droite : pièges Sherman.

Cependant, cette étude a permis de déterminer certaines tendances qui peuvent être mises en parallèle avec les connaissances bibliographiques.

4.1. OBJECTIF 1 : DÉTERMINER LA MÉTHODE LA PLUS EFFICACE EN TERMES DE DÉTECTION

4.1.1. PIÈGES PHOTOGRAPHIQUES

Afin de limiter le biais lié au matériel, les mêmes modèles de pièges photographiques ont été utilisés. Ils étaient neufs, ce qui limite le biais lié à l'usure. Cependant, en raison d'un retard de commande des pièges photographiques, la première semaine d'inventaire a été réalisée avec des caméras prêtées par le Contrat Rivière de la Semois-Chiers (CRSC) et le Parc National d'Entre Sambre et Meuse (PNESM). Tous les pièges photographiques étaient des Browning HP5 Elite (infrarouge). Néanmoins, le niveau d'usure des caméras provenant du PNESM n'était pas connu, tandis que celles du CRSC étaient relativement neuves, ce qui a pu induire un léger biais dans les résultats.

Les pièges photographiques ont permis de détecter en moyenne plus de taxons par site, principalement à l'échelle du genre, sur un plus grand nombre de sites et plus rapidement. Bien que le temps de détection des *Apodemus sp.*, *Crocidura sp.* et *Microtus agrestis* soit plus faible, aucune conclusion ne peut être tirée car les tests d'analyse de la variance n'ont pas relevé de différence statistique. Le taxon *Rattus sp.* a été considéré alors qu'il n'est physiquement pas possible de le capturer avec le modèle de piège Sherman utilisé, mais les conclusions restent similaires sans prendre en compte de cette espèce. Ces résultats sont corrélés à l'étude de Verhees et al. (2024) qui confirme que les pièges photographiques sont les plus efficaces pour les inventaires de musaraignes aquatiques que les pièges non létaux et l'ADNe de sol, et recommande de les tester pour d'autres espèces de micromammifères. Par ailleurs, Bondi et al. (2010) montrent que, suivant le protocole appliqué, les pièges photographiques peuvent présenter un taux de détection équivalent à celui du piégeage vivant et peuvent parfois capter des espèces rares non détectées par ce dernier (Bondi et al., 2010; Verhees et al., 2024). Ils détectent une richesse taxonomique totale plus élevée, car les caméras captent simultanément les espèces de petite et moyenne tailles (Bondi et al., 2010). Même lorsqu'elles sont collectées en tant que "prises accessoires" lors d'études portant sur des espèces spécifiques, la détection d'espèces non ciblées peut toujours fournir des informations utiles (Kelly & Holub, 2008).

Cependant, les pièges photographiques sont moins précis que les pièges Sherman et ne permettent pas toujours d'identifier les individus jusqu'à l'espèce, en particulier chez les micromammifères qui nécessitent l'observation ou la mesure de critères très précis pour aboutir à une identification certaine. Néanmoins, certaines études, comme celle de Bondi et al., a réussi cette identification, excepté pour les photos de mauvaise qualité.

4.1.2. PIÈGES SHERMAN

Les pièges Sherman ont détecté le plus grand nombre d'espèces de micromammifères, contrairement aux études précédentes qui concluaient que les pièges photographiques étaient les plus efficaces pour détecter les petits mammifères rares (Thomas et al., 2020; Welbourne et al., 2015). C'est également la méthode la plus précise car elle permet de déterminer l'espèce à chaque fois et, pour certaines espèces, d'identifier l'animal jusqu'à l'individu permettant un suivi démographique par capture-recapture. Plus le nombre d'inventaires est élevé, meilleure est la détection des pièges Sherman. Cela s'explique par la richesse spécifique plus élevée captée par les pièges Sherman combiné à la nécessité d'un gros effort d'échantillonnage pour capter les espèces relativement rares par rapport aux autres micromammifères communs tels que *Apodemus sylvaticus*, *Microtus sp.*, *Sorex sp.* et *Crocidura sp.* Un nombre élevé d'inventaires doit être effectué, avec un nombre de pièges important, ainsi qu'un nombre suffisant de pièges-nuits.

4.1.3. COMPARAISON PIÈGES PHOTOGRAPHIQUES ET PIÈGES SHERMAN

Les résultats dépendent du protocole de l'étude, soulignant l'importance de choisir la méthode et le protocole adaptés à l'objectif de l'étude (Verhees et al., 2024). Au niveau du temps de piégeage, le protocole avait été construit pour que la durée de l'inventaire ne dépasse pas quatre nuits, afin d'optimiser le suivi durant la période jugée la plus favorable météorologiquement² car il était essentiel d'être efficace et de couvrir le plus grand nombre de sites possible afin de faciliter la comparaison entre les différentes méthodes de suivi. Les quatre nuits n'ont pas été nécessaires pour atteindre le maximum d'espèces détectées au cours de l'expérimentation pour la totalité des sites avec les pièges photographiques et pour la majorité des sites avec les pièges Sherman. Le protocole pourrait être adapté en réduisant le temps de capture à trois nuits. Néanmoins, aucune des deux méthodes n'atteint le plateau de détection. Dès lors, il serait intéressant de tester une période plus longue d'inventaire, mais surtout de travailler vers la fin de l'été, lorsque la cohorte des micromammifères est à son maximum et que les conditions météorologiques sont théoriquement optimales. Ce protocole s'est en effet révélé efficace lors des sessions de piégeage du DEMNA de 2006 à 2010 à la fin de l'été (Schockert & Libois, 2007). Dans notre étude, la décision de réduire de moitié le temps d'étude tout en doublant le nombre de pièges photographiques par rapport à l'étude de Verhees et al. mérite d'être discutée. La probabilité de détection des espèces rares est positivement corrélée à la durée de piégeage (Bovendorp et al., 2017; Harkins et al., 2019). L'efficacité des pièges photographiques atteint un plateau après 21 jours, comme le montre Verhees et al. (2024) en accord avec Smaal & Van Manen (2022) qui recommandaient une telle durée minimale de déploiement pour mener des études sur les petits mammifères utilisant les pièges photographiques. D'autres études indiquent que le nombre d'espèces capturées en fonction du temps atteint un plateau autour de la quatrième et de la cinquième nuit, tant pour le piégeage vivant que pour les pièges photographiques, ce qui n'a pas été le cas dans notre étude (Dupuy et al., 2023).

Les estimations de l'abondance montrent de trop grandes différences. Cela n'est pas dû au modèle de transformation car le RAI adapté des pièges Sherman est plutôt bien corrélé aux données réelles d'abondance obtenues avec les captures-recaptures. Cela s'explique par la différence intrinsèque qui réside entre le RAI capté par les pièges photographiques et l'abondance captée par les pièges Sherman, le premier étant largement plus élevé que le second. En effet, le temps nécessaire pour considérer un événement comme indépendant pour les pièges photographiques qui est fixé par défaut sur la plateforme Agouti est de deux minutes. Il serait intéressant de tester les données en augmentant le temps entre deux événements indépendants, en même temps que la période entre deux visites des pièges vivants (approximativement 8 heures). Il faudrait augmenter le nombre d'observations pour pouvoir tirer de réelles conclusions statistiques, mais avec ce jeu de données, on remarque que le RAI des pièges Sherman augmente lorsque celui des pièges photographiques augmente, ces derniers étant néanmoins beaucoup plus élevés.

4.1.4. ADN ENVIRONNEMENTAL

L'ADN environnemental est finalement la seule méthode qui a permis de capter l'espèce cible de départ, *Neomys fodiens*. Cette observation va dans le même sens que l'étude de Lugg et de ses collaborateurs, qui vise tous les mammifères terrestres, et a pu déterminer une plus grande probabilité de capter une espèce cible avec une seule prise d'ADNe eau qu'avec une seule visite de piège (Lugg et al., 2018). L'étude de Leempoel et al. va dans le même

² A partir de fin avril-début mai dans le cas de printemps avec des températures et des précipitations dans les normales saisonnières.

sens : la détection par l'ADNe metabarcoding a déterminé les mêmes espèces que les pièges photographiques, mais a également mis en lumière des espèces supplémentaires (Leempoel et al., 2020).

Cependant d'autres études ont conclu que la détection d'une espèce rare via des échantillons d'ADNe était moins bonne que celle obtenue via des pièges photographiques et des pièges non létaux (Verhees et al., 2024). Cela est potentiellement dû aux prélèvements d'ADNe qui ont été effectués dans le sol, ce mémoire illustre que la détection ADNe d'espèces à partir d'échantillons de sol est moins efficace que celle obtenue sur des échantillons d'eau. En effet, les échantillons de sol sont difficiles à extraire et à mélanger, surtout pour une espèce rare telle que *N. fodiens*, d'autant plus sur une surface de sol très réduite. Entre les trois méthodes d'ADNe, la détection à partir d'échantillons d'eau se révèle être la meilleure, car elle est la seule à permettre la détection des deux espèces de *Neomys* avec un seuil de confiance de 100%. L'analyse du matériel d'ADNe présent dans les échantillons de sol semble légèrement meilleure avec le prétraitement au phosphate. Néanmoins, le jeu de données est trop faible pour en tirer des conclusions robustes. Les résultats obtenus et les probabilités de détection dépendent de nombreux paramètres comme les méthodes de collecte, le type de filtre, la taille des pores, le protocole d'extraction, le volume prélevé et filtré, ou les stratégies de conservation des échantillons : tous ces éléments impactent potentiellement la récupération de l'ADNe. Ces différents éléments ont déjà été largement étudiés (Curtis et al., 2021; Djurhuus et al., 2017; Hinlo et al., 2017; Mauvisseau et al., 2020; Spens et al., 2017; Stelzer et al., 2024; Wegleitner et al., 2015; Yamanaka et al., 2016). Les techniques d'analyse d'ADNe étant encore relativement méconnues, les résultats doivent être discutés avec précaution.

La surveillance basée sur l'ADNe devrait devenir un élément précieux des études sur les écosystèmes, mais les bases de données de référence mitochondriales doivent d'abord être enrichies (Leempoel et al., 2020). Cela se confirme avec la détection de *N. anomalus*, qui a pu être détectée alors qu'il n'a été possible de la détecter que deux fois de manière certaine sur base de données opportunistes (Offh) entre 2000 et 2024. Les méthodes de plus en plus fines basées sur l'ADNe sont prometteuses et ont d'ailleurs été mises en œuvre par le SPW à l'échelle de nombreux cours d'eau wallons cette année avec des résultats très appréciables. L'ADNe est probablement plus adapté que les autres méthodes lorsque la période et le niveau populationnel ne sont pas optimaux. Afin que les résultats soient comparables à ceux des autres études, il serait intéressant de réaliser à nouveau cette étude comparative à la fin de l'été, au moment où les populations de micromammifères sont les plus élevées.

4.2. OBJECTIF 2 : DÉTERMINER LA MÉTHODE LA PLUS EFFICACE EN TERMES DE TEMPS ET DE COÛT

L'identification des espèces via les pièges Sherman a consommé 23 % du budget de temps, mais elle aurait pu être plus rapide si des collectes d'échantillons de poils et de crottes n'avaient pas été réalisées et si le temps de récupération des pièges avait pu en être déduit. La méthode prenant le moins de temps et étant la moins chère était l'ADNe, ce qui est corrélé avec d'autres études qui ont déterminé l'analyse d'ADNe eau comme la méthode la plus économique (Lugg et al., 2018). Cependant, cela ne s'applique que lorsqu'on étudie un seul genre car le coût doit être multiplié pour chaque nouvelle analyse d'ADNe par le nombre de genres. Il faudrait alors combiner une analyse metabarcoding pour des espèces communes et faire de la ddPCR uniquement pour les espèces rares. Sur le long terme, la méthode la plus intéressante est l'utilisation des pièges photographiques en termes de coût et l'ADNe en termes de temps. La comparaison d'un budget de 100 € confirme que les pièges photographiques sont plus économiques que les pièges Sherman à long terme, comme l'indique l'étude de Verhees et al. (2024), qui statue que le piégeage par caméra à courte focale devient probablement plus avantageux économiquement dans le cadre d'études de plus longue durée ou d'une utilisation répétitive, corroborée par d'autres recherches assurant que ces pièges sont plus rentables sans compromettre la fiabilité des données de détection (Bondi et al., 2010; Verhees et al., 2024; Welbourne et al., 2015). L'annexe 16 illustre que les coûts les plus importants des pièges photographiques sont liés au matériel qui est en grande partie réutilisable, alors que pour l'ADNe, rien ne peut être réutilisé. Les pièges Sherman sont pénalisés par le nombre de trajets nécessaires (18 contre 4 pour les pièges photographiques et 2 pour l'ADNe). Le budget économisé pourrait être utilisé pour augmenter l'effort d'échantillonnage, ce qui permettrait de réaliser des études à des échelles spatiales et temporelles plus grandes (Bondi et al., 2010). De plus, les pièges photographiques et l'ADNe sont plus faciles à mettre en œuvre d'un point de vue logistique, car il n'est pas nécessaire de mobiliser une équipe qui surveille les pièges tous les jours (Bondi et al., 2010). Néanmoins, il est important de souligner le risque de vol des caméras.

4.3. OBJECTIF 3 : IDENTIFIER LES FACTEURS ENVIRONNEMENTAUX QUI INFLUENCENT LA DÉTECTION DES MICROMAMMIFÈRES

Les analyses de co-inertie réalisées doivent être considérées comme un point de départ pour des recherches ultérieures, étant donné le nombre d'observations réduit et la courte période d'expérimentation.

L'analyse de co-inertie des facteurs environnementaux ne permet pas de tirer de conclusions quant à leur influence sur la détection de micromammifères. Les trois facteurs les plus explicatifs de la répartition entre les sites sont la largeur du cours d'eau, la hauteur de la berge et la richesse spécifique de la végétation. Néanmoins, la plupart des sites ne montrent pas de corrélation entre les espèces détectées et les facteurs environnementaux, à l'exception des sites 11 et 12, dont les facteurs environnementaux sont tous similaires entre eux (Annexe 3).

L'analyse de co-inertie des conditions météorologiques montre que quatre groupes de sites se dessinent et correspondent aux quatre zones d'inventaire, car chaque zone a été entièrement inventoriée durant la même période et la précision des relevés de température et de précipitation ne sont pas mesurés à l'échelle du site, mais à celle de la zone de piégeage pour chaque session. De plus, elle montre que deux paires de sites présentent exactement la même matrice d'espèces de micromammifères, identifiés malgré des conditions météorologiques différentes. Il n'est donc pas possible d'affirmer que les températures et les précipitations ont un impact sur la détection des micromammifères. Néanmoins, on observe que des températures faibles et des précipitations abondantes provoquent de la mortalité et diminuent le nombre de détections (Annexe 18). La tendance indique qu'il est préférable de réaliser les inventaires à des températures douces et de faibles précipitations. Il serait intéressant de réaliser des relevés de températures et de précipitations plus précis et d'allonger la période d'observation afin de mesurer le réel impact de ces facteurs, tant à l'échelle hebdomadaire, que mensuelle et annuelle.

4.4. OBSERVATIONS SUPPLÉMENTAIRES

Des trois techniques utilisées, les pièges photographiques sont la seule technique qui soit accessible au grand public. Dans un contexte où les sciences participatives prennent de plus en plus d'ampleur pour remonter des informations sur des espèces cryptiques et rares, elles ne doivent pas être négligées dans le cadre de cette étude. De plus, elle permet de générer des images qui participent à la sensibilisation du grand public et créent un matériel de communication.

Les pièges Sherman, quant à eux, comportent un risque de mortalité pour les micromammifères. D'un point de vue éthique, cette méthode est discutable. Les musaraignes sont fragiles car elles ont un métabolisme très rapide et peuvent succomber au stress, ainsi qu'au froid et à la faim, rapidement. Le piégeage vivant n'étant pas sélectif avec le type d'appât utilisé, les espèces fragiles ne peuvent malheureusement pas être épargnées. Tandis que l'étude de Verhees et al. a atteint une mortalité de 1,8 % de toutes les captures avec les pièges non létaux, sur trois espèces (*Microtus agrestis*, *Sorex araneus* et *Myodes glareolus*), notre étude a atteint un taux de mortalité de 3,03 % (Annexe 19), certainement dû au mauvais temps, et ce, bien que les pièges soient appâtés et remplis d'ouate hydrofuge (Schockert et al., 2008).

Les boîtiers servant aux pièges photographiques sont plus encombrants et nécessiteraient un nombre de trajets plus important si l'on augmentait le nombre de sites à suivre, contrairement aux pièges Sherman ou aux analyses d'ADNe (figure 37).



Figure 37 : Illustration de la place prise par le matériel ; Gauche : Pièges photographiques ; Droite : Pièges Sherman.

Les pièges photographiques et l'ADN environnemental ont l'avantage de limiter l'impact sur les sites dû au passage de la main-d'œuvre. Cela est d'autant plus vrai lorsqu'on travaille dans des milieux humides ou dans des conditions climatiques très pluvieuses (Figure 38).

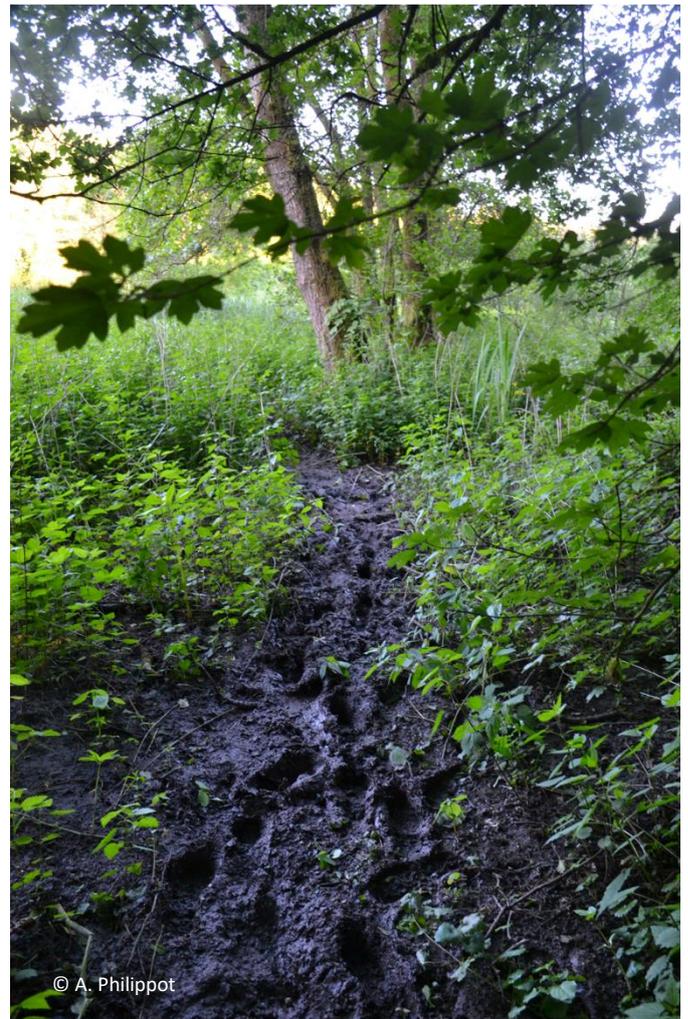


Figure 38 : Illustration de l'impact du passage de la main-d'œuvre nécessaire aux relevés des pièges Sherman ; Gauche : zone sèche ; Droite : zone humide.

D'après l'étude de Verhees et al., le choix de la meilleure méthode dépend du temps, du budget, mais également de l'échelle de l'étude (Verhees et al., 2024). Il nous semble que le degré de précision attendu par l'étude est également un facteur important à prendre en compte. Le tableau 11 synthétise les avantages et inconvénients de chaque méthode, mais également quel objectif d'étude chaque méthode est la plus adaptée.

Tableau 11 : Tableau de comparaison des méthodes d'inventaire des petits mammifères en fonction de ses avantages, ses inconvénients et des objectifs d'étude.

	PIÈGES PHOTOGRAPHIQUES	PIÈGES SHERMAN	ADN ENVIRONNEMENTAL
AVANTAGES	Adapté aux sciences participatives. Peu d'impact sur le site d'étude. Economique sur le long terme.	Identification spécifique aisée.	Seule méthode qui a capté l'espèce cible. Peu d'impact sur le site d'étude. Economique à court terme.
INCONVÉNIENTS	Peu précis en identification spécifique. Risque de casse et de vol. Encombrement lors du transport.	Considération éthique. Main d'œuvre conséquente. Horaires de travail exigeants. Dédié à un suivi amateur moyennant une dérogation (pour la capture d'espèces rares).	Nécessite des compétences spécifiques (analyses en laboratoire). Dédiée à un suivi scientifique et non amateur. Nouvelle méthode qui nécessite de nouvelles recherches.
OBJECTIFS D'ÉTUDE	Pour toutes les études sur les micromammifères en général (Verhees et al., 2024), peu importe la météo, la saison, la durée. Pour des périodes d'inventaires supérieures à 4 nuits.	Lorsque l'objectif de l'étude exige que les individus soient : <ul style="list-style-type: none"> - Identifiés à l'espèce - Reconnus individuellement - Manipulés pour la prise de critères spécifiques ou la collecte d'échantillons - Marqués en vue d'une CMR (Verhees et al., 2024). Uniquement lorsque la météo est optimale et idéalement après la reproduction des populations afin de limiter la mortalité et d'augmenter la probabilité de détection.	Pour les études à grande échelle, au niveau du paysage où les prélèvements peuvent être regroupé en plusieurs sous-échantillons (Verhees et al., 2024). Pour les études à temps et budget limités (Verhees et al., 2024). Pour les sites peu accessibles (droit d'accès, terrain accidenté ou difficilement praticable, contraintes logistiques) et peu fréquemment visitables (Verhees et al., 2024).

5. CONCLUSION

Cette étude présente plusieurs limites, notamment la quantité restreinte de données collectées sur une période de deux mois ayant conduit à un faible nombre de détections. Les conditions météorologiques défavorables durant l'hiver, avec ses crues importantes ayant potentiellement induit une forte mortalité sur les populations de certains micromammifères, en combinaison avec un printemps froid et pluvieux, ont également affecté les résultats, de même que le choix de la période de capture qui était difficilement aménageable en raison des contraintes de réalisation du mémoire.

Malgré ces contraintes, certaines tendances observées correspondent à la littérature existante. Les pièges photographiques détectent des micromammifères sur davantage de sites, bien qu'ils ne permettent pas toujours une identification jusqu'à l'espèce, contrairement aux pièges Sherman. Ces derniers ont capté la plus grande diversité de micromammifères et offrent une précision élevée, mais nécessitent un effort d'échantillonnage et de main-d'œuvre plus important pour détecter les espèces rares. Ils occasionnent également une mortalité potentielle chez certaines espèces.

L'ADN environnemental a montré un grand potentiel en termes de rapidité et de coût, bien qu'il soit encore nécessaire de mener des études supplémentaires pour valider cette méthode. Sur le long terme, les pièges photographiques sont économiquement plus avantageux et nécessitent moins de main-d'œuvre, bien qu'ils présentent un risque de vol.

L'analyse des facteurs environnementaux n'a pas permis de tirer de conclusions claires quant à leur influence sur la détection des micromammifères en raison du faible nombre d'observations. Toutefois, les tendances observées suggèrent que des relevés plus précis pourraient confirmer l'impact des conditions météorologiques sur les détections, surtout si nous pouvions comparer nos résultats à des relevés en période estivale.

Les pièges photographiques sont accessibles au grand public et jouent un rôle important dans les sciences participatives et la sensibilisation. Les pièges vivants posent des questions éthiques en raison du risque de mortalité pour les micromammifères à haut métabolisme, tandis que les pièges photographiques et l'ADN environnemental minimisent l'impact sur les sites.

Cette étude permet de repenser la manière d'échantillonner les micromammifères en Wallonie, offrant des pistes pour améliorer leurs inventaires, et, par conséquent, leur connaissance et leur protection. En rendant les méthodes d'échantillonnage plus adaptées aux objectifs d'études, moins invasives, plus participatives et moins coûteuses, il devient possible d'optimiser la surveillance des espèces de micromammifères rares, menacées ou peu connues. Les économies réalisées permettent d'investir dans des études supplémentaires ou à plus grande échelle. Ces améliorations contribueront à mieux adapter les aménagements, les mesures de compensation, ainsi que la restauration et la gestion des écosystèmes wallons.

6. PERSPECTIVES

L'étude des micromammifères ne nécessite pas seulement de trouver la méthode la plus adaptée, mais également le protocole qui correspond car les résultats en dépendent également (Verhees et al., 2024). Les perspectives d'amélioration vont donc se répartir selon deux axes.

Dans un premier temps, il serait intéressant d'améliorer le protocole élaboré pour cette étude. Les inventaires devront être réalisés à la saison estivale, ce qui permettrait de déterminer si l'absence de détection était due à la méthode, aux sites, à la période ou aux conditions météorologiques précédant la période de capture ou ayant eu cours durant celle-ci. Il serait également intéressant de laisser les pièges photographiques et les pièges Sherman jusqu'à ce qu'ils atteignent le plateau de détection.

Dans un second temps, il serait utile d'améliorer la technique d'inventaire des micromammifères sélectionnés. Par exemple, une amélioration des pièges photographiques en fonction des espèces cibles pourrait être effectuée afin de mettre en évidence des critères distinctifs sur les individus et de permettre l'identification à l'espèce (ex : appât en hauteur pour caractériser la tache pectorale du mulot sylvestre). Il serait également pertinent de tester d'autres méthodes d'inventaire.

Enfin, pour obtenir des résultats statistiques significatifs, il est nécessaire d'augmenter le nombre de sites inventoriés en répétant les mesures les années suivantes et à la saison estivale pour compléter les données fiables en investiguant les mêmes sites tout en testant d'autres sites en parallèle (Schockert et al., 2006; Schockert & Libois, 2007). Les nouveaux sites pourraient être sélectionnés sur base d'observations certifiées du site Observation.be, de Offh ainsi que sur base de nouveaux échantillons d'ADN environnemental d'eau prélevé le long des berges, peu de temps avant les inventaires. Une standardisation du protocole est donc nécessaire afin de pouvoir comparer les résultats dans le temps (étude diachronique) et l'espace (Dupuy et al., 2023). Pour cela, il est impératif de toujours utiliser le même modèle de pièges, espace inter-piège et le même nombre de pièges nuits afin de pouvoir comparer les périodes et les sites entre eux et calculer des indices d'abondance (Dupuy et al., 2023). Pour améliorer le taux de capture, il est intéressant de placer les pièges à des endroits caractéristiques de l'habitat, tels que les souches, les rochers, les arbres et les buissons tant qu'ils sont à moins de deux mètres du point théorique d'emplacement (Hoffmann et al., 2010).

7. CONTRIBUTION PERSONNELLE

L'élaboration du protocole a été réalisée par l'étudiante sous les précieux conseils de Vinciane Schockert, Quentin Watthez et le laboratoire de l'INBO. La construction des boîtiers pour les pièges photographiques a été entièrement réalisée par l'étudiante. La prise de données a été réalisée par l'étudiante avec l'aide du Contrat Rivière de la Semois-Chiers, le soutien sans faille de Vinciane Schockert et le personnel du DEMNA, ainsi que Quentin Watthez et Eva Tafforeau. Le traitement, l'analyse et la synthèse des données, ainsi que la rédaction de la discussion et du mémoire dans son ensemble ont été réalisés par l'étudiante, avec l'aide du logiciel ChatGPT pour la correction orthographique et la vérification des scripts R (OpenAI, 2021).

8. BIBLIOGRAPHIE

- Afilipoae, P. (2023). Contribution à la collecte de données sur les micromammifères en Région wallonne et test d'estimation de l'abondance du muscardin (*Muscardinus avellanarius*), Travail de fin d'Etude HEPH Condorcet.
- Amstrup, S. C., McDonald, T. L., & Manly, B. F. J. (2010). *Handbook of Capture-Recapture Analysis*. Princeton University Press. <https://doi.org/10.1515/9781400837717>
- André, A. (2015). Identification des micromammifères capturés ou trouvés morts – guide pour la saisie des données sur faune-alsace. Groupe d'Étude et de Protection des Mammifères d'Alsace.
- Andruszkiewicz, E. A., Zhang, W. G., C. Lavery, A., & F. Govindarajan, A. (2021). Environmental DNA shedding and decay rates from diverse animal forms and thermal regimes. *Environmental DNA*, 3(2), 492-514. <https://doi.org/10.1002/edn3.141>
- ARB Occitanie (Réalisateur). (2023, mars 10). Webinaire Formation ADN environnemental- Mars 2023 [Enregistrement vidéo]. <https://www.youtube.com/watch?v=9beUu500hf8>
- Banks-Leite, C., Pardini, R., Tambosi, L. R., Pearse, W. D., Bueno, A. A., Bruscin, R. T., Condez, T. H., Dixo, M., Igari, A. T., Martensen, A. C., & Metzger, J. P. (2014). Using ecological thresholds to evaluate the costs and benefits of set-asides in a biodiversity hotspot. *Science*, 345(6200), 1041-1045. <https://doi.org/10.1126/science.1255768>
- Barea-Azcón, J. M., Virgós, E., Ballesteros-Duperón, E., Moleón, M., & Chiroso, M. (2007). Surveying carnivores at large spatial scales : A comparison of four broad-applied methods. In D. L. Hawksworth & A. T. Bull (Éds.), *Vertebrate Conservation and Biodiversity* (p. 387-404). Springer Netherlands. https://doi.org/10.1007/978-1-4020-6320-6_26
- Baron, C., Fouconnier, L., & Vernay, E. (2020). DROPLET DIGITAL™ PCR (ddPCR™).
- Beng, K. C., & Corlett, R. T. (2020). Applications of environmental DNA (eDNA) in ecology and conservation : Opportunities, challenges and prospects. *Biodiversity and Conservation*, 29(7), 2089-2121. <https://doi.org/10.1007/s10531-020-01980-0>
- Benhamou, S. (1991). An analysis of movements of the wood mouse *Apodemus sylvaticus* in its home range. *Behavioural Processes*, 22(3), 235-250. [https://doi.org/10.1016/0376-6357\(91\)90097-J](https://doi.org/10.1016/0376-6357(91)90097-J)
- Bergers, J. M. (1997). Kleine zoogdieren inventariseren : Het kan efficiënter. *Zoogdier*, 8(3), 3-7.
- Bergers, P., & La Haye, M. (2000). Kleine zoogdieren betrouwbaar. *De Levende Natuur*, 101(2), 52-57.
- Biggs, J., Ewald, N., Valentini, A., Gaboriaud, C., Dejean, T., Griffiths, R. A., Foster, J., Wilkinson, J. W., Arnell, A., Brotherton, P., Williams, P., & Dunn, F. (2015). Using eDNA to develop a national citizen science-based monitoring programme for the great crested newt (*Triturus cristatus*). *Biological Conservation*, 183, 19-28. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2014.11.029>
- Bondi, N., White, J., Stevens, M., & Cooke, R. (2010). A comparison of the effectiveness of camera trapping and live trapping for sampling terrestrial small-mammal communities. *Wildlife Research*, 37, 456-465. <https://doi.org/10.1071/WR10046>
- Bovendorp, R. S., MCCleery, R. A., & Galetti, M. (2017). Optimising sampling methods for small mammal communities in Neotropical rainforests. *Mammal Review*, 47(2), 148-158. <https://doi.org/10.1111/mam.12088>
- Bowen, C., Reeve, N., Pettinger, T., & Gurnell, J. (2020). An evaluation of thermal infrared cameras for surveying hedgehogs in parkland habitats. *Mammalia*, 84(4), 354-356. <https://doi.org/10.1515/mammalia-2019-0100>
- Brewer, S. W., & Rejmánek, M. (1999). Small rodents as significant dispersers of tree seeds in a Neotropical forest. *Journal of Vegetation Science*, 10(2), 165-174. <https://doi.org/10.2307/3237138>
- Brys, R., Halfmaerten, D., Everts, T., Van Driessche, C., & Neyrinck, S. (2023). Combining multiple markers significantly increases the sensitivity and precision of eDNA-based single-species analyses. *Environmental DNA*, 5(5), 1065-1077. <https://doi.org/10.1002/edn3.420>
- Brys, R., Halfmaerten, D., Neyrinck, S., Mauvisseau, Q., Auwerx, J., Sweet, M., & Mergeay, J. (2020). Reliable eDNA detection and quantification of the European weather loach (*Misgurnus fossilis*). *Journal of Fish Biology*, 98(2), 1-16. <https://doi.org/10.1111/jfb.14315>
- Brys, R., Halfmaerten, D., Neyrinck, S., Mauvisseau, Q., Auwerx, J., Sweet, M., & Mergeay, J. (2021). Reliable eDNA detection and quantification of the European weather loach (*Misgurnus fossilis*). *Journal of Fish Biology*, 98(2), 399-414. <https://doi.org/10.1111/jfb.14315>
- Brys, R., Neyrinck, S., Everts, T., & Halfmaerten, D. (2022). Using eDNA to investigate the presence of European otter (*Lutra lutra*) in the Semois valley.
- Büchner, S., von Thaden, A., Braun, A., Drodofsky, P., Heim, L., Hill, P., Lang, J., & Haalboom, T. (2022). DoMoS – an open-source device for automated monitoring of endangered garden dormice (*Eliomys quercinus*). *European Journal of Wildlife Research*, 68(5), 63. <https://doi.org/10.1007/s10344-022-01613-7>

- Bullion, S., Burrough, K., Chanin, P., Langton, S., & Looser, A. (s. d.). Detecting hazel dormice *Muscardinus avellanarius* with nest tubes and tracking tunnels : Maximising the probability of success. *Mammal Communications*, 7, 38-46.
- Cantoni, D. (1993). Social and spatial organization of free-ranging shrews, *Sorex coronatus* and *Neomys fodiens* (Insectivora, Mammalia). *Animal Behaviour*, 45(5), 975-995. <https://doi.org/10.1006/anbe.1993.1116>
- Capt, S., Blant, M., & Marchesi, P. (2014). L'utilisation de tunnels à traces pour le monitoring des petits mammifères (carnivores, rongeurs). *Bull. Murithienne*, 113-119.
- Castañeda, I., Forin-Wiar, M.-A., Pisanu, B., & de Lacoste, N. (2021, mars 4). « Chat domestique et biodiversité » : Evaluer la prédation exercée par les chats sur les micromammifères.
- Caudill, S. A., DeClerck, F. J. A., & Husband, T. P. (2015). Connecting sustainable agriculture and wildlife conservation : Does shade coffee provide habitat for mammals? *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 199, 85-93. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2014.08.023>
- Chanin, P., & Gubert, L. (2012). Common dormouse (*Muscardinus avellanarius*) movements in a landscape fragmented by roads. *Lutra*, 55(1), 3-15.
- Cherniha, R., & Davydovych, V. (2022). Construction and application of exact solutions of the diffusive Lotka–Volterra system : A review and new results. *Communications in Nonlinear Science and Numerical Simulation*, 113. <https://doi.org/10.1016/j.cnsns.2022.106579>
- Chitty, D., & Kempson, D. A. (1949). Prebaiting Small Mammals and a New Design of Live Trap. *Ecology*, 30(4), 536-542. <https://doi.org/10.2307/1932457>
- Churchfield, S. (1984). An investigation of the population ecology of syntopic shrews inhabiting water-cress beds. *Journal of Zoology*, 204(2), 229-240. <https://doi.org/10.1111/j.1469-7998.1984.tb02372.x>
- Costa, F., Porter, F. H., Rodrigues, G., Farias, H., De Faria, M. T., Wunder, E. A., Osikowicz, L. M., Kosoy, M. Y., Reis, M. G., Ko, A. I., & Childs, J. E. (2014). Infections by *Leptospira interrogans*, Seoul Virus, and *Bartonella* spp. Among Norway Rats (*Rattus norvegicus*) from the Urban Slum Environment in Brazil. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases*, 14(1), 33-40. <https://doi.org/10.1089/vbz.2013.1378>
- Curtis, A. N., Larson, E. R., & Davis, M. A. (2021). Field storage of water samples affects measured environmental DNA concentration and detection. *Limnology*, 22(1), 1-4. <https://doi.org/10.1007/s10201-020-00634-y>
- Cutler, T. L., & Swann, D. E. (1999). Using Remote Photography in Wildlife Ecology : A Review. *Wildlife Society Bulletin (1973-2006)*, 27(3), 571-581.
- Dambros, C. S., Cáceres, N. C., Magnus, L., & Gotelli, N. J. (2015). Effects of neutrality, geometric constraints, climate, and habitat quality on species richness and composition of Atlantic Forest small-mammals. *Global Ecology and Biogeography*, 24(9), 1084-1093. <https://doi.org/10.1111/geb.12330>
- Dejean, T., Valentini, A., Miquel, C., Taberlet, P., Bellemain, E., & Miaud, C. (2012). Improved detection of an alien invasive species through environmental DNA barcoding : The example of the American bullfrog *Lithobates catesbeianus*. *Journal of Applied Ecology*, 49(4), 953-959. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2664.2012.02171.x>
- Djurhuus, A., Port, J., Closek, C. J., Yamahara, K. M., Romero-Maraccini, O., Walz, K. R., Goldsmith, D. B., Michisaki, R., Breitbart, M., Boehm, A. B., & Chavez, F. P. (2017). Evaluation of Filtration and DNA Extraction Methods for Environmental DNA Biodiversity Assessments across Multiple Trophic Levels. *Frontiers in Marine Science*, 4. <https://doi.org/10.3389/fmars.2017.00314>
- Doi, H., Takahara, T., Minamoto, T., Matsushashi, S., Uchii, K., & Yamanaka, H. (2015). Droplet digital polymerase chain reaction (PCR) outperforms real-time PCR in the detection of environmental DNA from an invasive fish species. *Environmental Science & Technology*, 49(9), 5601-5608. <https://doi.org/10.1021/acs.est.5b00253>
- Dolédec, S., & Chessel, D. (2006). Co-inertia analysis : An alternative method for studying species-environment relationships. *Freshwater Biology*, 31, 277-294. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2427.1994.tb01741.x>
- Driessen, M. M., & Jarman, P. J. (2014). Comparison of camera trapping and live trapping of mammals in Tasmanian coastal wood land and health land. In *Camera trapping : Wild life management and research*. (Edited by P. Meek, P. Fleming, G. Ballard, P. Banks, A. Claridge, J. Sanderson and D. Swann, p. 253-262). CSIRO Publishing.
- Droplet Digital PCR (ddPCR) Technology | Bio-Rad. (s. d.). Consulté 12 juillet 2024, à l'adresse <https://www.bio-rad.com/en-be/life-science/learning-center/introduction-to-digital-pcr/what-is-droplet-digital-pcr>
- Dupuy, H., Ruys, T., Darinot, F., & Leboulenger, F. (2023, décembre). Guide pratique pour l'étude des Petits Mammifères terrestres. Société Française pour l'Étude et la Protection des Mammifères.
- Eckrich, C. A., Flaherty, E. A., & Ben-David, M. (2018). Functional and numerical responses of shrews to competition vary with mouse density. *PLOS ONE*, 13(1), 1-21. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0189471>

- Ernest, S. K. M., Brown, J. H., Thibault, K. M., White, E. P., & Goheen, J. R. (2008). Zero Sum, the Niche, and Metacommunities : Long-Term Dynamics of Community Assembly. *The American Naturalist*, 172(6), 257-269. <https://doi.org/10.1086/592402>
- Everts, T., Halfmaerten, D., Neyrinck, S., De Regge, N., Jacquemyn, H., & Brys, R. (2021). Accurate detection and quantification of seasonal abundance of American bullfrog (*Lithobates catesbeianus*) using ddPCR eDNA assays. *Scientific Reports*, 11, 1-13.
- Everts, T., Van Driessche, C., Neyrinck, S., De Regge, N., Descamps, S., De Vocht, A., Jacquemyn, H., & Brys, R. (2022). Using quantitative eDNA analyses to accurately estimate American bullfrog abundance and to evaluate management efficacy. *Environmental DNA*, 4(5), 1052-1064. <https://doi.org/10.1002/edn3.301>
- Evrard, A., & Danaux, C. (2023a). Les micromammifères terrestres de Wallonie. *Carnets des espaces naturels - Ardenne et Gaume*, 16, 8-15.
- Evrard, A., & Danaux, C. (2023b). Qui sont les micromammifères terrestres ? *Carnets des espaces naturels - Ardenne et Gaume*, 16, 4-6.
- Farrington, H. L., Edwards, C. E., Guan, X., Carr, M. R., Baerwaldt, K., & Lance, R. F. (2015). Mitochondrial Genome Sequencing and Development of Genetic Markers for the Detection of DNA of Invasive Bighead and Silver Carp (*Hypophthalmichthys nobilis* and *H. molitrix*) in Environmental Water Samples from the United States. *PLOS ONE*, 10(2), 1-17. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0117803>
- Fayolle, A., & Monty, A. (2022). Méthodes d'analyse de la Biodiversité : Populations et communautés. [Diapositives].
- Fediajevaite, J., Priestley, V., Arnold, R., & Savolainen, V. (2021). Meta-analysis shows that environmental DNA outperforms traditional surveys, but warrants better reporting standards. *Ecology and Evolution*, 11(9), 4803-4815. <https://doi.org/10.1002/ece3.7382>
- FRAPNA. (1997). Atlas des Mammifères sauvages de Rhône-Alpes. Fédération Rhône-Alpes de Protection de la Nature, 303. Consulté 4 août 2024, à l'adresse <https://atlamam.fauneauvergnerhonealpes.org/accueil/especes/insectivores/>
- Galetti, M., Bovendorp, R. S., & Guevara, R. (2015). Defaunation of large mammals leads to an increase in seed predation in the Atlantic forests. *Global Ecology and Conservation*, 3, 824-830. <https://doi.org/10.1016/j.gecco.2015.04.008>
- Godeau, J.-F., & Ecological Expertise. (2023). Les micromammifères et la bioacoustique. *Carnets des espaces naturels - Ardenne et Gaume*, 16, 24-26.
- Goldberg, C. S., Sepulveda, A., Ray, A., Baumgardt, J., & Waits, L. P. (2013). Environmental DNA as a new method for early detection of New Zealand mudsnails (*Potamopyrgus antipodarum*). *Freshwater Science*, 32(3), 792-800. <https://doi.org/10.1899/13-046.1>
- Goldberg, C. S., Turner, C. R., Deiner, K., Klymus, K. E., Thomsen, P. F., Murphy, M. A., Spear, S. F., McKee, A., Oyler-McCance, S. J., Cornman, R. S., Laramie, M. B., Mahon, A. R., Lance, R. F., Pilliod, D. S., Strickler, K. M., Waits, L. P., Fremier, A. K., Takahara, T., Herder, J. E., & Taberlet, P. (2016). Critical considerations for the application of environmental DNA methods to detect aquatic species. *Methods in Ecology and Evolution*, 7, 1299-1307. <https://doi.org/10.25607/OBP-199>
- Gracanin, A., Minchinton, T. E., & Mikac, K. M. (2022). Estimating the density of small mammals using the selfie trap is an effective camera trapping method. *Mammal Research*, 67(4), 467-482. <https://doi.org/10.1007/s13364-022-00643-5>
- Greenwood, A., Churchfield, S., & Hickey, C. (2002). Geographical distribution and habitat occurrence of the Water Shrew (*Neomys fodiens*) in the Weald of South-East England. *Mammal Review*, 32(1), 40-50. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2907.2002.00099.x>
- Haigh, A., Butler, F., & O'Riordan, R. M. (2012). An investigation into the techniques for detecting hedgehogs in a rural landscape. *Journal of Negative Results*, 9.
- Hamdine, W., & Poitevin, F. (1994). Données préliminaires sur l'écologie du Mulot sylvestre *Apodemus sylvaticus* Linné, 1758, dans la région de Tala-Guilef, parc national du Djurdjura, Algérie. *Revue d'Écologie*, 49(2), 181-186.
- Harkins, K. M., Keinath, D., & Ben-David, M. (2019). It's a trap : Optimizing detection of rare small mammals. *PLOS ONE*, 14(3), 1-17. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0213201>
- Hinlo, R., Gleeson, D., Lintermans, M., & Furlan, E. (2017). Methods to maximise recovery of environmental DNA from water samples. *PLOS ONE*, 12(6), e0179251. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0179251>
- Hoffmann, A., Decher, J., Rovero, F., Schaer, J., Voigt, C., & Wibbelt, G. (2010). Field Methods and Techniques for Monitoring Mammals. In *Manual on field recording techniques and protocols for All Taxa Biodiversity Inventories and Monitoring* (Vol. 8).

- Hunter, M. E., Dorazio, R. M., Butterfield, J. S. S., Meigs-Friend, G., Nico, L. G., & Ferrante, J. A. (2017). Detection limits of quantitative and digital PCR assays and their influence in presence-absence surveys of environmental DNA. *Molecular Ecology Resources*, 17(2), 221-229. <https://doi.org/10.1111/1755-0998.12619>
- Hutterer, R. (2016, août 11). IUCN Red List of Threatened Species : *Neomys fodiens*. IUCN Red List of Threatened Species. Consulté 18 juin 2024, à l'adresse <https://www.iucnredlist.org/en>
- IRM. (2023, mars). Bilans climatologiques 2023 - Hivers. Institut Royal Météorologique de Belgique. Consulté 17 juillet 2024, à l'adresse <https://www.meteo.be/fr/climat/climat-de-la-belgique/bilans-climatologiques/2023/hiver>
- IRM. (2024a, juin). Bilan climatologique 2024. Institut Royal Météorologique de Belgique. Consulté 17 juillet 2024, à l'adresse <https://www.meteo.be/fr/climat/climat-de-la-belgique/bilans-climatologiques/2024/mai>
- IRM. (2024b, juin). Bilans climatologiques 2024 - Printemps. Institut Royal Météorologique de Belgique. Consulté 17 juillet 2024, à l'adresse <https://www.meteo.be/fr/climat/climat-de-la-belgique/bilans-climatologiques/2024/printemps>
- Jerde, C. L., Mahon, A. R., Chadderton, W. L., & Lodge, D. M. (2011). "Sight-unseen" detection of rare aquatic species using environmental DNA. *Conservation Letters*, 4(2), 150-157. <https://doi.org/10.1111/j.1755-263X.2010.00158.x>
- Jo, T., Murakami, H., Yamamoto, S., Masuda, R., & Minamoto, T. (2019). Effect of water temperature and fish biomass on environmental DNA shedding, degradation, and size distribution. *Ecology and Evolution*, 9(3), 1135-1146. <https://doi.org/10.1002/ece3.4802>
- Keckel, M. R., Ansorge, H., & Stefen, C. (2014). Differences in the microhabitat preferences of *Neomys fodiens* (Pennant 1771) and *Neomys anomalus* Cabrera, 1907 in Saxony, Germany. *Acta Theriologica*, 59(4), 485-494. <https://doi.org/10.1007/s13364-014-0189-6>
- Kelly, M., & Holub, E. (2008). Camera Trapping of Carnivores : Trap Success Among Camera Types and Across Species, and Habitat Selection by Species, on Salt Pond Mountain, Giles County, Virginia. *Northeastern Naturalist*, 249-262. [https://doi.org/10.1656/1092-6194\(2008\)15\[249:CTOCTS\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1656/1092-6194(2008)15[249:CTOCTS]2.0.CO;2)
- Lardet, J. P. (1988). Spatial behaviour and activity patterns of the water shrew *Neomys fodiens* in the field. *Acta Theriologica*, 33(21), 293-303. <https://doi.org/10.4098/AT.arch.88-23>
- Leempoel, K., Hebert, T., & Hadly, E. A. (2020). A comparison of eDNA to camera trapping for assessment of terrestrial mammal diversity. *Royal Society*, 287. <https://doi.org/10.1098/rspb.2019.2353>
- Legendre, P., & Legendre, L. (2012). *Numerical Ecology*.
- Libois, R. (1975). La détermination des petits mammifères belges (Chiroptères exceptés) en main et d'après les restes crâniens présents dans les pelotes de réjection des rapaces. *Les Naturalistes Belges*, 56, 165-188.
- Libois, R. (1986). Biogéographie et écologie des crossopes (genre *Neomys*, Kaup 1889). *Cahiers d'Ethologie*, 6(1).
- Libois, R. (2006). LES MAMMIFÈRES NON VOLANTS DE LA RÉGION WALLONNE : Tendances des populations—Rapport pour l'établissement de l'État de l'environnement wallon 2006. UNITÉ DE RECHERCHES ZOOGÉOGRAPHIQUES.
- Lira, P. K., Tambosi, L. R., Ewers, R. M., & Metzger, J. P. (2012). Land-use and land-cover change in Atlantic Forest landscapes. *Forest Ecology and Management*, 278, 80-89. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2012.05.008>
- Littlewood, N. A., Hancock, M. H., Newey, S., Shackelford, G., & Toney, R. (2021). Use of a novel camera trapping approach to measure small mammal responses to peatland restoration. *European Journal of Wildlife Research*, 67(1), 12. <https://doi.org/10.1007/s10344-020-01449-z>
- Loss, S. R., Will, T., & Marra, P. P. (2013). The impact of free-ranging domestic cats on wildlife of the United States. *Nature Communications*, 4(1), 1396. <https://doi.org/10.1038/ncomms2380>
- Lugg, W. H., Griffiths, J., van Rooyen, A. R., Weeks, A. R., & Tingley, R. (2018). Optimal survey designs for environmental DNA sampling. *Methods in Ecology and Evolution*, 9(4), 1049-1059. <https://doi.org/10.1111/2041-210X.12951>
- Macdonald, P., Brittingham, R., Nano, C., & Paltridge, R. (2015). A new population of the critically endangered central rock-rat (*Zyomys pedunculatus*) discovered in the Northern Territory. *Australian Mammalogy*, 37(1), 97-100. <https://doi.org/10.1071/AM14012>
- MacKenzie, D. I., Nichols, J. D., Royle, J. A., Pollock, K. H., Bailey, L. L., & Hines, J. E. (2006). *Occupancy Estimation and Modeling : Inferring Patterns and Dynamics of Species Occurrence*.
- Mauvisseau, Q., Burian, A., Gibson, C., Brys, R., Ramsey, A., & Sweet, M. (2019). Influence of accuracy, repeatability and detection probability in the reliability of species-specific eDNA based approaches. *Scientific Reports*, 9(1), 580. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-37001-y>
- Mauvisseau, Q., Halfmaerten, D., Neyrinck, S., Burian, A., & Brys, R. (2021). Effects of preservation strategies on environmental DNA detection and quantification using ddPCR. *Environmental DNA*, 3(4), 815-822. <https://doi.org/10.1002/edn3.188>

- Mauvisseau, Q., Kalogianni, E., Zimmerman, B., Bulling, M., Brys, R., & Sweet, M. (2020). eDNA-based monitoring : Advancement in management and conservation of critically endangered killifish species. *Environmental DNA*, 2(4), 601-613. <https://doi.org/10.1002/edn3.92>
- McCleery, R., Monadjem, A., Conner, L. M., Austin, J. D., & Taylor, P. J. (2022). *Methods for Ecological Research on Terrestrial Small Mammals*. JHU Press.
- Meinig, H., Bertolino, S., Kryštufek, B., Zagorodnyuk, I., Amori, G., Henttonen, H., Spitzenberger, F., Sheftel, B., & Juškaitis, R. (2006, mai 22). IUCN Red List of Threatened Species : *Neomys fodiens*. IUCN Red List of Threatened Species. Consulté 18 juin 2024, à l'adresse <https://www.iucnredlist.org/en>
- Middleton, N. (2020). *Is that a Bat? : A Guide to Non-bat Sounds Encountered During Bat Surve* (Pelagic Publishing Lt).
- Monty, A. (2020). *Ecologie générale [Diapositives]*.
- Mos, J., & Hofmeester, T. R. (2020). The Mostela : An adjusted camera trapping device as a promising non-invasive tool to study and monitor small mustelids. *Mammal Research*, 65(4), 843-853. <https://doi.org/10.1007/s13364-020-00513-y>
- Newson, S. E., Middleton, N., & Pearce, H. (2020). The acoustic identification of small terrestrial mammals in Britain. *British Wildlife*, 32, 10.
- O'Brien, T. (2011). *Camera Traps in Animal Ecology* (p. 71-96). https://doi.org/10.1007/978-4-431-99495-4_6
- Oksanen, J., Simpson, G., Blanchet, F., Kindt, R., Legendre, P., Minchin, P., O'Hara, R., Solymos, R., Stevens, M., Szoecs, E., Wagner, H., Barbour, M., Bedward, M., Bolker, B., Borcard, D., Carvalho, G., Chirico, M., De Caceres, M., Durand, S., ... Weedon, J. (2022). *vegan : Community Ecology Package (Version R package version 2.6-4)* [Logiciel]. <https://CRAN.R-project.org/package=vegan>
- OpenAI. (2021). *ChatGPT (Version 3.5)* [Logiciel].
- Pardini, R., Bueno, A. de A., Gardner, T. A., Prado, P. I., & Metzger, J. P. (2010). Beyond the Fragmentation Threshold Hypothesis : Regime Shifts in Biodiversity Across Fragmented Landscapes. *PLOS ONE*, 5(10), 1-10. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0013666>
- Pickett, S. T. A., Cadenasso, M. L., Grove, J. M., Nilon, C. H., Pouyat, R. V., Zipperer, W. C., & Costanza, R. (2001). Urban Ecological Systems : Linking Terrestrial Ecological, Physical, and Socioeconomic Components of Metropolitan Areas1. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics*, 32, 127-157. <https://doi.org/10.1146/annurev.ecolsys.32.081501.114012>
- Pinot, A., Barraquand, F., Tedesco, E., Lecoustre, V., Bretagnolle, V. V., & Gauffre, B. (2016). Density-dependent reproduction causes winter crashes in a common vole population. *Population Ecology*, 58(3), 395-405. <https://doi.org/10.1007/s10144-016-0552-3>
- Pizo, M. A. (1997). Seed dispersal and predation in two populations of *Cabralea canjerana* (Meliaceae) in the Atlantic Forest of southeastern Brazil. *Journal of Tropical Ecology*, 13(4), 559-577. <https://doi.org/10.1017/S0266467400010713>
- Pollock, K. H., Nichols, J. D., Simons, T. R., Farnsworth, G. L., Bailey, L. L., & Sauer, J. R. (2002). Large scale wildlife monitoring studies : Statistical methods for design and analysis. *Environmetrics*, 13(2), 105-119. <https://doi.org/10.1002/env.514>
- Portail Biodiversité en Wallonie : Espèces, biotopes, sites de grand intérêt biologique, actualités. (2010). Consulté 13 février 2024, à l'adresse <http://biodiversite.wallonie.be/fr/accueil.html?IDC=6>
- Règlement (UE) 2016/429 du Parlement Européen et du Conseil du 9 mars 2016 relatif aux maladies animales transmissibles et modifiant et abrogeant certains actes dans le domaine de la santé animale («législation sur la santé animale») (Texte présentant de l'intérêt pour l'EEE), 084 OJ L (2016). <http://data.europa.eu/eli/reg/2016/429/oj/fra>
- Rivest, L.-P., & Baillargeon, S. (2022). *Rcapture : Loglinear Models for Capture-Recapture Experiments (Version R package version 1.4-4)* [Logiciel]. <https://CRAN.R-project.org/package=Rcapture>
- Robert, C. (2020). Élaboration et mise en œuvre de protocoles pour l'étude de la répartition de deux espèces cryptiques en Côte-d'Or, les musaraignes *Crocidura leucodon* et *Sorex araneus*. Université de Franche-Comté.
- Rowcliffe, M., Kays, R., Kranstauber, B., Carbone, C., & Jansen, P. (2014). Quantifying levels of animal activity using camera-trap data. *Methods in Ecology and Evolution*, 5(11), 1170-1179. <https://doi.org/10.1111/2041-210X.12278>
- Rychlik, L. (1997). Differences in foraging behaviour between water shrews : *Neomys anomalus* and *Neomys fodiens*. *Acta Theriologica*, 42(4), 351-386. <https://doi.org/10.4098/AT.arch.97-37>

- Sadlier, L. M. J., Webbon, C. C., Baker, P. J., & Harris, S. (2004). Methods of monitoring red foxes *Vulpes vulpes* and badgers *Meles meles* : Are field signs the answer? *Mammal Review*, 34(1-2), 75-98.
<https://doi.org/10.1046/j.0305-1838.2003.00029.x>
- Sassoubre, L. M., Yamahara, K. M., Gardner, L. D., Block, B. A., & Boehm, A. B. (2016). Quantification of Environmental DNA (eDNA) Shedding and Decay Rates for Three Marine Fish. *Environmental Science & Technology*, 50(19), 10456-10464. <https://doi.org/10.1021/acs.est.6b03114>
- Schockert, V., Baar, A., Lambinet, C., & Libois, R. (2010). Rapport d'activités 2009-2010 de la Convention C118e sur les Mammifères protégés ou concernés par la Convention de Berne. Etat d'avancement des missions au terme de la cinquième année de fonctionnement. (p. 75).
- Schockert, V., Kints, O., Baar, A., & Libois, R. (2008). Rapport d'activités 2007-2008 de la Convention C118c sur les Mammifères protégés ou concernés par la Convention de Berne. Etat d'avancement des missions au terme de la troisième année de fonctionnement. (p. 136).
- Schockert, V., & Libois, R. (2007). Rapport d'activité 2006-2007 de la Convention C118b sur les Mammifères protégés ou concernés par la Convention de Berne. Etat d'avancement des missions au terme de la deuxième année de fonctionnement. (p. 71).
- Schockert, V., Libois, R., Lambinet, C., & Baar, A. (2009). Rapport d'activité 2008-2009 de la Convention C118d sur les Mammifères protégés ou concernés par la Convention de Berne. Etat d'avancement des missions au terme de la quatrième année de fonctionnement. (p. 124).
- Schockert, V., Van Der Linden, S., Le Proux, B., & Libois, R. (2006). Rapport d'activité 2005-2006 de la Convention C118a sur les Mammifères protégés ou concernés par la Convention de Berne. Etat d'avancement des missions au terme de la première année de fonctionnement (p. 83).
- Scott, D. M., Southgate, F., Overall, A. J., Waite, S., & Tolhurst, B. A. (2012). The Eurasian water shrew : An unsuitable candidate species for a vertebrate bio-indicator of aquatic pollution. *Journal of Zoology*, 286(1), 30-37.
<https://doi.org/10.1111/j.1469-7998.2011.00845.x>
- Sepulveda, A. J., Nelson, N. M., Jerde, C. L., & Luikart, G. (2020). Are Environmental DNA Methods Ready for Aquatic Invasive Species Management? *Trends in Ecology & Evolution*, 35(8), 668-678.
<https://doi.org/10.1016/j.tree.2020.03.011>
- Smaal, M., & Van Manen, W. (2022). Detecting and monitoring small mammals with trail cameras. *Lutra*, 65(2), 247-257.
- Smart, A., Weeks, A., Rooyen, A., Moore, A., McCarthy, M., & Tingley, R. (2016). Assessing the cost-efficiency of environmental DNA sampling. *Methods in Ecology and Evolution*, 7. <https://doi.org/10.1111/2041-210X.12598>
- Soanes, K., Vesk, P., & van der Ree, R. (2015). Monitoring the use of road-crossing structures by arboreal marsupials : Insights gained from motion-triggered cameras and passive integrated transponder (PIT) tags. *Wildlife Research*, 42(3), 241-256. <https://doi.org/10.1071/WR14067>
- Song, J. W., Schultz, M. T., Casman, E. A., Bockrath, K. D., Mize, E., Monroe, E. M., Tuttle-Lau, M., & Small, M. J. (2020). A probabilistic model for designing and assessing the performance of eDNA sampling protocols. *Molecular Ecology Resources*, 20(2), 404-414. <https://doi.org/10.1111/1755-0998.13113>
- Soto-Werschitz, A., Mandujano, S., & Passamani, M. (2023). Influence of forest type on the diversity, abundance, and naïve occupancy of the mammal assemblage in the southeastern Brazilian Atlantic Forest. *THERYA*, 14(3), Article 3.
- Spear, M. J., Embke, H. S., Krysan, P. J., & Vander Zanden, M. J. (2021). Application of eDNA as a tool for assessing fish population abundance. *Environmental DNA*, 3(1), 83-91. <https://doi.org/10.1002/edn3.94>
- Spens, J., Evans, A. R., Halfmaerten, D., Knudsen, S. W., Sengupta, M. E., Mak, S. S. T., Sigsgaard, E. E., & Hellström, M. (2017). Comparison of capture and storage methods for aqueous microbial eDNA using an optimized extraction protocol : Advantage of enclosed filter. *Methods in Ecology and Evolution*, 8(5), 635-645.
<https://doi.org/10.1111/2041-210X.12683>
- Spitz, F. (1963). Échantillonnage des populations de petits mammifères. *Revue d'Écologie (La Terre et La Vie)*, 17(2), 203-237. <https://doi.org/10.3406/rev.1963.4329>
- SPW. (2023). Maladies liées à la faune sauvage indigène—État de l'environnement wallon. Etat de l'environnement wallon. Consulté 10 août 2024, à l'adresse
http://etat.environnement.wallonie.be/cms/render/live/fr_BE/sites/eew/contents/indicatorsheets/SANTE5.html

- Stelzer, M., Ord, J., Neyrinck, S., Steiner, J., Hartikainen, H., Brys, R., & Schmidt-Posthaus, H. (2024). Optimal detection protocol of *Tetracapsuloides bryosalmonae* by environmental DNA : A comparison of qPCR and ddPCR approaches. *Environmental DNA*, 6(1), 1-16. <https://doi.org/10.1002/edn3.501>
- Tanaka, R. (1966). A possible discrepancy between the exposed and the whole population depending on range-size and trap-spacing in vole populations. *Population Ecology*, 8(2), 93-101. <https://doi.org/10.1007/BF02518799>
- Thomas, M. L., Baker, L., Beattie, J. R., & Baker, A. M. (2020). Determining the efficacy of camera traps, live capture traps, and detection dogs for locating cryptic small mammal species. *Ecology and Evolution*, 10(2), 1054-1068. <https://doi.org/10.1002/ece3.5972>
- Thomsen, P. F., Kielgast, J., Iversen, L. L., Wiuf, C., Rasmussen, M., Gilbert, M. T. P., Orlando, L., & Willerslev, E. (2012). Monitoring endangered freshwater biodiversity using environmental DNA. *Molecular Ecology*, 21(11), 2565-2573. <https://doi.org/10.1111/j.1365-294X.2011.05418.x>
- Van Driessche, C., Everts, T., Neyrinck, S., Bonte, D., & Brys, R. (s. d.). Downstream patterns of eDNA in lotic waters revealed : A ddPCR case study.
- Van Driessche, C., Everts, T., Neyrinck, S., Bonte, D., & Brys, R. (2023). How far are we from eDNA-based biomonitoring of fish? A look at the spatial reach of eDNA in lotic waters. *International Fisheries Observer and Monitoring Conference, Abstracts*. International Fisheries Observer and Monitoring Conference. <https://doi.org/10.13140/RG.2.2.12688.48649>
- Verhees, J. J. F., van der Putten, T. A. W., van Hoof, P. H., Heijkers, D., Lemmers, P., Esser, H. J., & de Boer, W. F. (2024). Comparing the effectiveness of short-focal camera trapping, live trapping, and soil eDNA for surveying small mammals : A case study on Eurasian water shrew (*Neomys fodiens*). *European Journal of Wildlife Research*, 70(1), 13. <https://doi.org/10.1007/s10344-023-01760-5>
- Vieira, A. L. M., Pires, A. S., Nunes-Freitas, A. F., Oliveira, N. M., Resende, A. S., & Campello, E. F. C. (2014). Efficiency of small mammal trapping in an Atlantic Forest fragmented landscape : The effects of trap type and position, seasonality and habitat. *Brazilian Journal of Biology*, 74, 538-544. <https://doi.org/10.1590/bjb.2014.0075>
- Vieira, E. M., Pizo, M. A., & Izar, P. (2003). Fruit and seed exploitation by small rodents of the Brazilian Atlantic forest. *Mammalia*, 67(4), 533-540. <https://doi.org/10.1515/mamm-2003-0407>
- Watthez, Q. (Réalisateur). (2020, octobre 11). Tutoriel fabrication coffret [Enregistrement vidéo]. https://www.youtube.com/watch?v=Bw2kyuy_9i4
- Weerakoon, M. K., Ruffino, L., Cleary, G. P., Heavener, S., Bytheway, J. P., Smith, H. M., & Banks, P. B. (2014). Can camera traps be used to estimate small mammal population size? In *Camera Trapping : Wildlife Management and Research* (p. 307-316). Csiro Publishing.
- Wegleitner, B., Jerde, C., Tucker, A., Chadderton, W., & Mahon, A. (2015). Long duration, room temperature preservation of filtered eDNA samples. *Conservation Genetics Resources*, 7. <https://doi.org/10.1007/s12686-015-0483-x>
- Welbourne, D. J., MacGregor, C., Paull, D., & Lindenmayer, D. B. (2015). The effectiveness and cost of camera traps for surveying small reptiles and critical weight range mammals : A comparison with labour-intensive complementary methods. *Wildlife Research*, 42(5), 414-425. <https://doi.org/10.1071/WR15054>
- Wilcove, D. S., Rothstein, D., Dubow, J., Phillips, A., & Losos, E. (1998). Quantifying Threats to Imperiled Species in the United States : Assessing the relative importance of habitat destruction, alien species, pollution, overexploitation, and disease. *BioScience*, 48(8), 607-615. <https://doi.org/10.2307/1313420>
- Wilcox, T. M., McKelvey, K. S., Young, M. K., Sepulveda, A. J., Shepard, B. B., Jane, S. F., Whiteley, A. R., Lowe, W. H., & Schwartz, M. K. (2016). Understanding environmental DNA detection probabilities : A case study using a stream-dwelling char *Salvelinus fontinalis*. *Biological Conservation*, 194, 209-216. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2015.12.023>
- Wood, S. A., Pochon, X., Laroche, O., von Ammon, U., Adamson, J., & Zaiko, A. (2019). A comparison of droplet digital polymerase chain reaction (PCR), quantitative PCR and metabarcoding for species-specific detection in environmental DNA. *Molecular Ecology Resources*, 19(6), 1407-1419. <https://doi.org/10.1111/1755-0998.13055>
- Yamanaka, H., Motozawa, H., Tsuji, S., Miyazawa, R. C., Takahara, T., & Minamoto, T. (2016). On-site filtration of water samples for environmental DNA analysis to avoid DNA degradation during transportation. *Ecological Research*, 31(6), 963-967. <https://doi.org/10.1007/s11284-016-1400-9>
- Yates, M. C., Fraser, D. J., & Derry, A. M. (2019). Meta-analysis supports further refinement of eDNA for monitoring aquatic species-specific abundance in nature. *Environmental DNA*, 1(1), 5-13. <https://doi.org/10.1002/edn3.7>
- Zeileis, A., & Hothorn, T. (2002). Diagnostic Checking in Regression Relationships. *R News*, 2(3), 7-10.

9. ANNEXES

ANNEXE 1 : Chronogramme de l'inventaire de terrain.	54
ANNEXE 2 : Cartographie des transects de 100 mètres de chacun des 12 sites	55
ANNEXE 3 : Caractéristiques environnementales relevées sur les 12 sites.....	57
ANNEXE 4 : Fiche descriptive de <i>Neomys anomalus</i>	58
ANNEXE 5 : Tableau de la richesse taxonomique totale détectée par les pièges photographiques.	59
ANNEXE 6 : Tableau de la richesse taxonomique des mammifères détectée par les pièges photographiques	60
ANNEXE 7 : Tableau de la richesse taxonomique des micromammifères détectée par les pièges photographiques.	60
ANNEXE 8 : Tableau de la richesse spécifique totale des micromammifères détectée par les pièges Sherman.	60
ANNEXE 9 : Pourcentage de détection par niveau taxonomique (espèce, genre et famille) par les pièges photographiques.....	61
ANNEXE 10 : Courbe d'accumulation du nombre de taxons de micromammifères détectée par les pièges photographiques et les pièges Sherman par site.	62
ANNEXE 11 : Courbe d'accumulation moyenne du nombre de taxons de micromammifères, à l'exception de <i>Rattus norvegicus</i> , détectés sur les 12 sites inventoriés.	63
ANNEXE 12 : Tableau reprenant les abondances d' <i>Apodemus sylvaticus</i> obtenues avec le modèle <i>Shnabel</i> comprenant une variation temporelle et une hétérogénéité pour la variante de Poisson 2 (Mth Poisson 2) pour les données collectées avec les pièges Sherman.....	64
ANNEXE 13 : Tableau reprenant les indices d'abondance relative (RAI) calculés à l'aide des données collectées avec les pièges photographiques adaptés aux micromammifères.....	64
ANNEXE 14 : Exemple de résultats d'analyse d'échantillon via ddPCR. Ce graphique représente l'intensité de fluorescence en fonction du nombre de gouttelettes positives (Baron et al., 2020; Droplet Digital PCR (ddPCR) Technology Bio-Rad, s. d.). Le nuage de points verts correspond aux gouttelettes positives, la ligne mauve est le seuil d'intensité (fixé à 3000 et 2500) et le nuage de points gris correspond aux gouttelettes négatives.....	64
ANNEXE 15 : Cartographie des sites suivis au printemps 2024 dans lesquels des musaraignes du genre <i>Neomys</i> ont été détectées, toutes méthodes confondues.	65
ANNEXE 16 : Détails des coûts des méthodes d'inventaire par pièges photographiques adaptés, par pièges vivants Sherman et par ADN environnemental.....	66
ANNEXE 17 : Comparaison des précipitations mensuelles (2023-2024) avec les valeurs normales (1991-2020) et les valeurs extrêmes (1991-2023) (IRM, 2024a).....	67
ANNEXE 18 : Influence des conditions météorologiques sur le nombre de détections par les pièges Sherman et les pièges photographiques et sur la mortalité dans les pièges Sherman.	68
ANNEXE 19 : Tableau des mortalités dans les captures avec les pièges Sherman.	69

ANNEXE 1 : Chronogramme de l'inventaire de terrain.

	WEEK 11 15/04 - 19/04							WEEK 12 22/04 - 26/04						
	M	T	W	T	F	S	S	M	T	W	T	F	S	S
Data collect by camera trap				Chiny Setting up	Chiny	Chiny	Chiny	Chiny Removal						
Data collect by living trap								Chiny Setting up Checking	Chiny Checking	Chiny Checking	Chiny Checking	Chiny Checking	Chiny Checking Removal	
Data collect by environmental DNA (soil and water)				Chiny Collect										
	WEEK 13 29/04 - 03/05							WEEK 14 06/05 - 10/05						
	M	T	W	T	F	S	S	M	T	W	T	F	S	S
				Anlier Setting up	Anlier	Anlier	Anlier	Anlier Removal						
								Anlier Setting up Checking	Anlier Checking	Anlier Checking	Anlier Checking	Anlier Checking	Anlier Checking Removal	
				Anlier Collect										
	WEEK 15 13/05 - 17/05							WEEK 16 20/05 - 24/05						
	M	T	W	T	F	S	S	M	T	W	T	F	S	S
				Neufchateau Setting up	Neufchateau	Neufchateau	Neufchateau	Neufchateau Removal						
								Neufchateau Setting up Checking	Neufchateau Checking	Neufchateau Checking	Neufchateau Checking	Neufchateau Checking	Neufchateau Checking Removal	
				Neufchateau Collect										
	WEEK 17 27/05 - 31/05							WEEK 18 03/06 - 07/06						
	M	T	W	T	F	S	S	M	T	W	T	F	S	S
				Bouillon Setting up	Bouillon	Bouillon	Bouillon	Bouillon Removal						
								Bouillon Setting up Checking	Bouillon Checking	Bouillon Checking	Bouillon Checking	Bouillon Checking	Bouillon Checking Removal	
				Bouillon Collect										

ANNEXE 2 : Cartographie des transects de 100 mètres de chacun des 12 sites- Bleu : Pièges photographiques ; Vert : Pièges vivants Sherman. ESPG : 31370. Source : Orthophoto 2021 (WalOnMap) et production de l'auteur.

SITE 1



SITE 2



SITE 3



SITE 4



SITE 5



SITE 6



SITE 7



SITE 8



SITE 9



SITE 10



SITE 11



SITE 12



ANNEXE 3 : Caractéristiques environnementales relevées sur les 12 sites. La hauteur de la berge a été relevée au-dessus du niveau de l'eau ; L'inclinaison de la berge a été relevée selon 4 niveaux (nulle, faible, moyenne, abrupte) ; L'humidité du site a été déterminée selon 4 niveaux (nulle, faible, moyenne, forte).

Site	Températures maximales (°C)	Températures minimales (°C)	Températures moyennes (°C)	Précipitations (mm)	Largeur (cm)	Profondeur (cm)	Hauteur berge (cm)	Inclinaison berge (0-4)	Boue (%)	Gravier (%)	Pierre (%)	Humidité (0-4)	Végétation aquatique (%)	Richesse spécifique végétation
1	7,33	1	4,17	1,11	120	20,5	35,4	2,6	20	80	0	1	0	30
2	7,33	1	4,17	1,11	4350	14,8	18,5	1,2	100	0	0	2	50	8
3	7,33	1	4,17	1,11	2300	35,14	24,17	1,43	100	0	0	2	50	6
4	14,56	8,22	11,39	1,78	65	16,2	16,9	1	0	85	15	1,6	10	17
5	14,56	8,22	11,39	1,78	1800	24,5	10,8	1	100	0	0	1,65	0	18
6	14,56	8,22	11,39	1,78	157	19,7	43,1	2,1	10	20	70	1	15	33
7	15,44	10	12,72	2,44	550	38,1	69,8	3	60	10	30	1	0	17
8	15,44	10	12,72	2,44	267	28,7	28,1	1,1	100	0	0	2,4	15	16
9	15,44	10	12,72	2,44	650	25,3	84,7	2,9	100	0	0	1	0	10
10	16,14	10,14	13,14	0,43	3000	39,8	21,9	1,1	50	50	0	1	0	20
11	16,14	10,14	13,14	0,43	1860	19,15	28,5	1,5	50	0	50	1,15	20	30
12	16,14	10,14	13,14	0,43	2150	24,35	32,5	1,7	100	0	0	1,45	0	29

ANNEXE 4 : Fiche descriptive de *Neomys anomalus*.

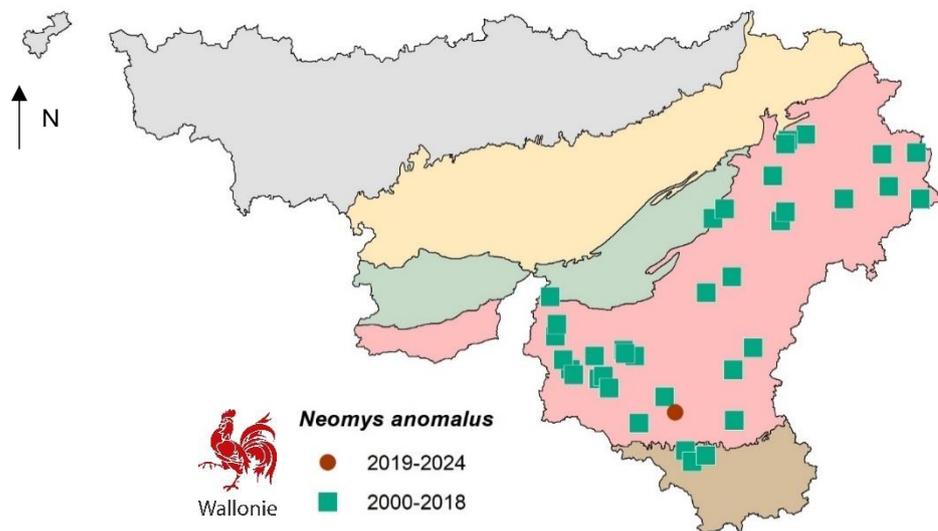
Musaraigne de
Miller
Neomys anomalus



CARACTERISTIQUES
MORPHOLOGIQUES

Longueur tête-corps : entre 71 et 81 mm.
Autres caractéristiques : La Crossope de Miller ressemble fortement à la Crossope aquatique et il est aisé de les confondre (Dupuy et al., 2023). Certains traits permettent néanmoins de les différencier. La musaraigne de Miller est plus petite et a des adaptations morphologiques moins développées à la vie aquatique avec des cils natatoires uniquement présent à l'extrémité de la queue (Dupuy et al., 2023; Libois, 1975).

REPARTITION



Distribution des observations validées de *Neomys anomalus* en Wallonie ; Source : OFFH - Observations.be

HABITAT

Les deux espèces de *Neomys*, partagent les mêmes niches écologiques (FRAPNA, 1997). Cependant, lorsqu'elles sont en sympatrie, la musaraigne de Miller soit moins liée aux milieux aquatiques et est repoussée dans des habitats suboptimaux (Libois, 2006). *N. anomalus* est plus généraliste, plus adaptée à la vie terrestre et généralement limitée aux altitudes supérieures à 400 mètres (FRAPNA, 1997; Libois, 1975, 1986, 2006). Elle est largement moins répandue et abondante que *Neomys fodiens* (Dupuy et al., 2023; Libois, 2006). En Belgique, la crossope de Miller n'a été observée que dans la région ardennaise (Libois, 2006).

ANNEXE 5 : Tableau de la richesse taxonomique totale détectée par les pièges photographiques.

RICHESSSE TAXONOMIQUE TOTALE PIEGES PHOTOGRAPHIQUES	
NOM LATIN	NOM FRANÇAIS
<i>Anas platyrhynchos</i>	Canard colvert
<i>Apodemus sp.</i>	Mulot sp.
<i>Ardea cinerea</i>	Héron cendré
<i>Branta canadensis</i>	Bernache du Canada
<i>Capreolus capreolus</i>	Chevreuril
<i>Castor fiber</i>	Castor
<i>Columba palumbus</i>	Pigeon ramier
<i>Crocidura sp.</i>	Musaraigne sp.
<i>Equus caballus</i>	Cheval
<i>Erithacus rubecula</i>	Rouge gorge
<i>Felis catus</i>	Chat domestique
<i>Martes foina</i>	Fouine
<i>Microtus agrestis</i>	Campagnol agreste
<i>Microtus arvalis</i>	Campagnol des champs
<i>Motacilla cinerea</i>	Bergeronnette des ruisseaux
<i>Myocastor coypus</i>	Ragondin
<i>Passer domesticus</i>	Moineau domestique
<i>Phylloscopus collybita</i>	Pouillot véloce
<i>Poecile palustris</i>	Mésange nonnette
<i>Procyon lotor</i>	Raton Laveur
<i>Prunella modularis</i>	Accenteur mouchet
<i>Rattus norvegicus</i>	Rat d'égouts
<i>Troglodytes troglodytes</i>	Troglodyte
<i>Turdus merula</i>	Merle
<i>Vulpes vulpes</i>	Renard
Total	25

ANNEXE 6 : Tableau de la richesse taxonomique des mammifères détectée par les pièges photographiques.

RICHESSE TAXONOMIQUE MAMMIFERES PIEGES PHOTOGRAPHIQUES	
NOM LATIN	NOM FRANÇAIS
<i>Apodemus sp.</i>	Mulot sp.
<i>Apodemus sylvaticus</i>	Mulot sylvestre
<i>Capreolus capreolus</i>	Chevreuril
<i>Castor fiber</i>	Castor
<i>Crocidura sp.</i>	Musaraigne sp.
<i>Equus caballus</i>	Cheval
<i>Felis catus</i>	Chat domestique
<i>Martes foina</i>	Fouine
<i>Microtus agrestis</i>	Campagnol agreste
<i>Microtus arvalis</i>	Campagnol des champs
<i>Myocastor coypus</i>	Ragondin
<i>Procyon lotor</i>	Raton laveur
<i>Rattus norvegicus</i>	Rat d'égouts
<i>Vulpes vulpes</i>	Renard
Total	14

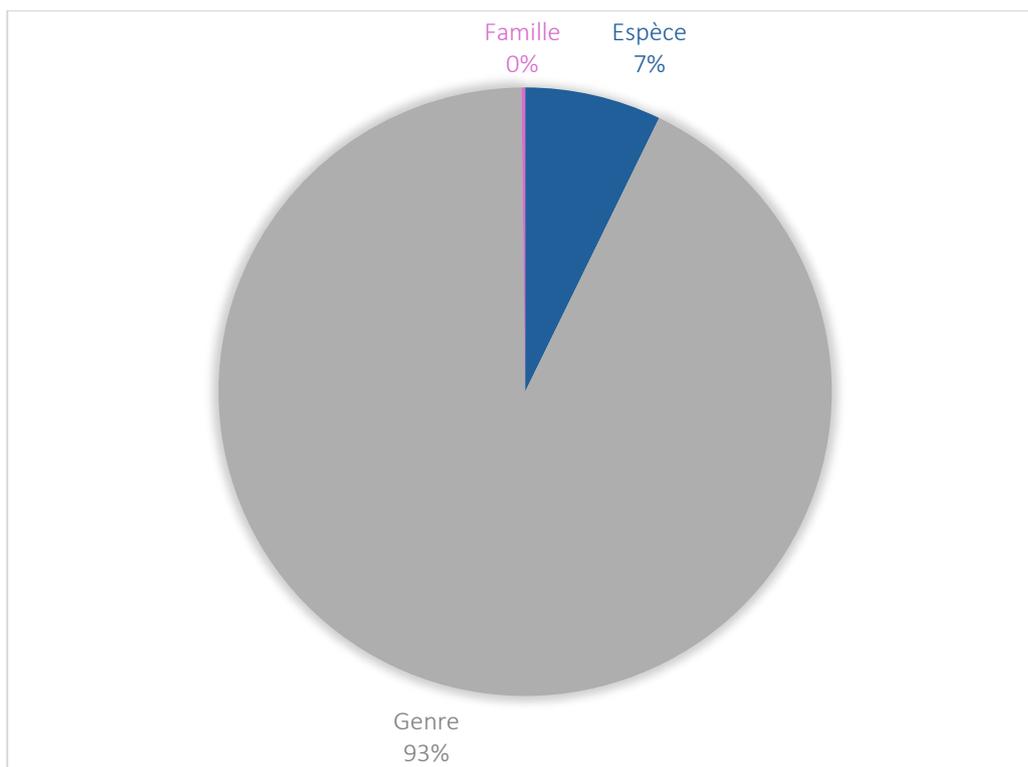
ANNEXE 7 : Tableau de la richesse taxonomique des micromammifères détectée par les pièges photographiques.

RICHESSE TAXONOMIQUE MICROMAMMIFERES PIEGES PHOTOGRAPHIQUES	
NOM LATIN	NOM FRANÇAIS
<i>Apodemus sp.</i>	Mulot sylvestre
<i>Crocidura sp.</i>	Musaraigne sp.
<i>Microtus agrestis</i>	Campagnol agreste
<i>Microtus arvalis</i>	Campagnol des champs
<i>Rattus norvegicus</i>	Rat d'égouts
Total	5

ANNEXE 8 : Tableau de la richesse spécifique totale des micromammifères détectée par les pièges Sherman.

RICHESSE SPECIFIQUE MICROMAMMIFERES PIEGES SHERMAN	
NOM LATIN	NOM FRANÇAIS
<i>Apodemus sylvaticus</i>	Mulot sylvestre
<i>Crocidura russula</i>	Musaraigne musette
<i>Microtus agrestis</i>	Campagnol agreste
<i>Neomys anomalus</i>	Musaraigne de Miller
<i>Sorex araneus</i>	Musaraigne carrelet
<i>Sorex minutus</i>	Musaraigne pygmée
Total	6

ANNEXE 9 : Pourcentage de détection par niveau taxonomique (espèce, genre et famille) par les pièges photographiques.

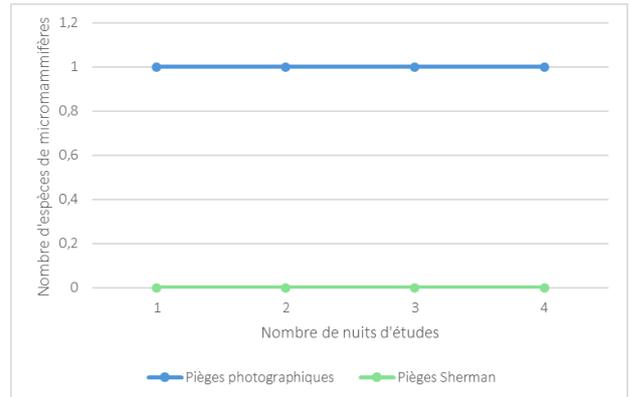


ANNEXE 10 : Courbe d'accumulation du nombre de taxons de micromammifères détectée par les pièges photographiques et les pièges Sherman par site.

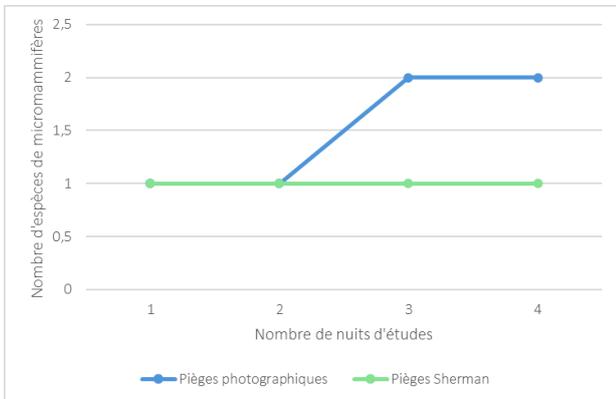
SITE 1



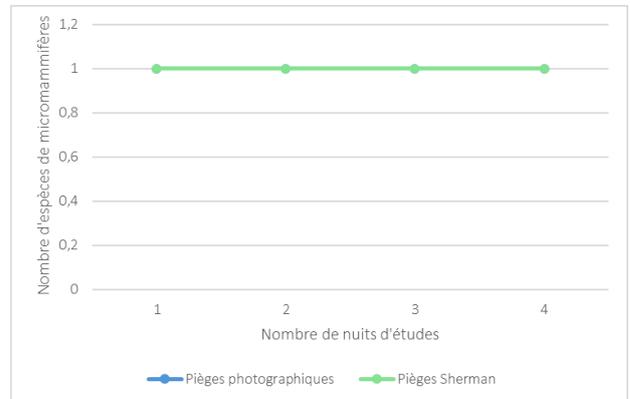
SITE 2



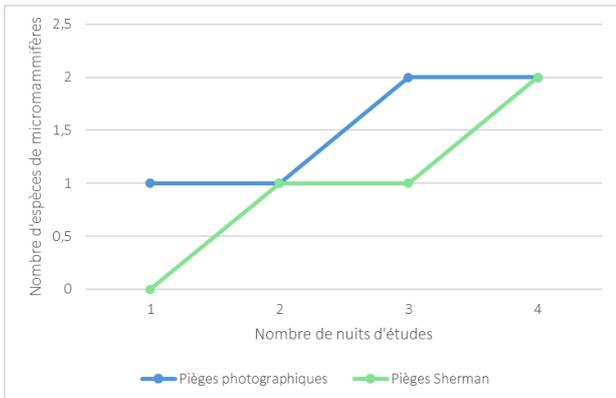
SITE 3



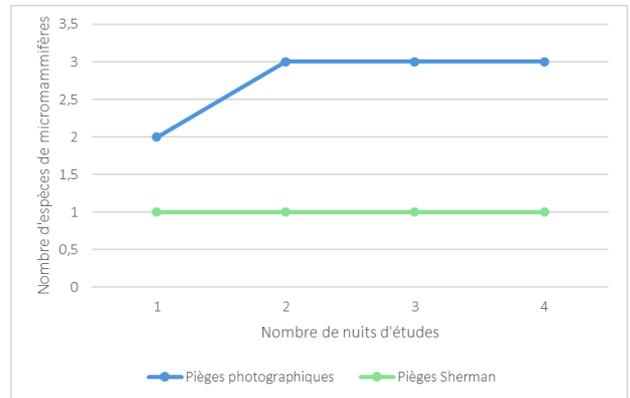
SITE 4



SITE 5



SITE 6

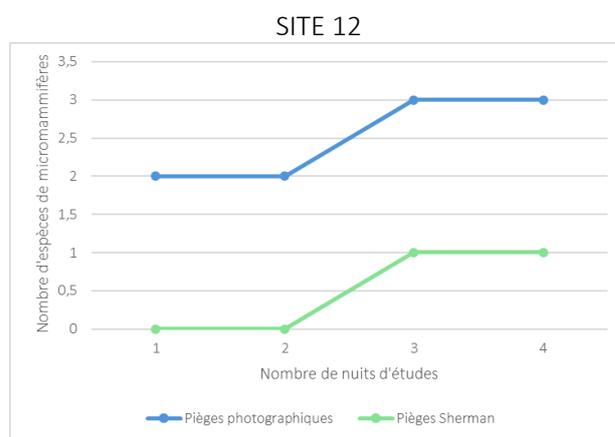
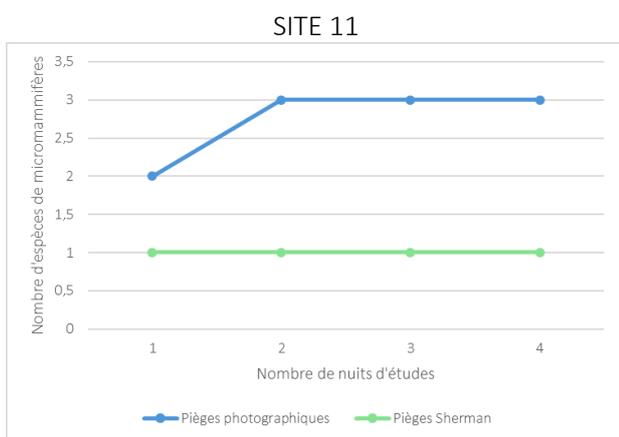


SITE 7

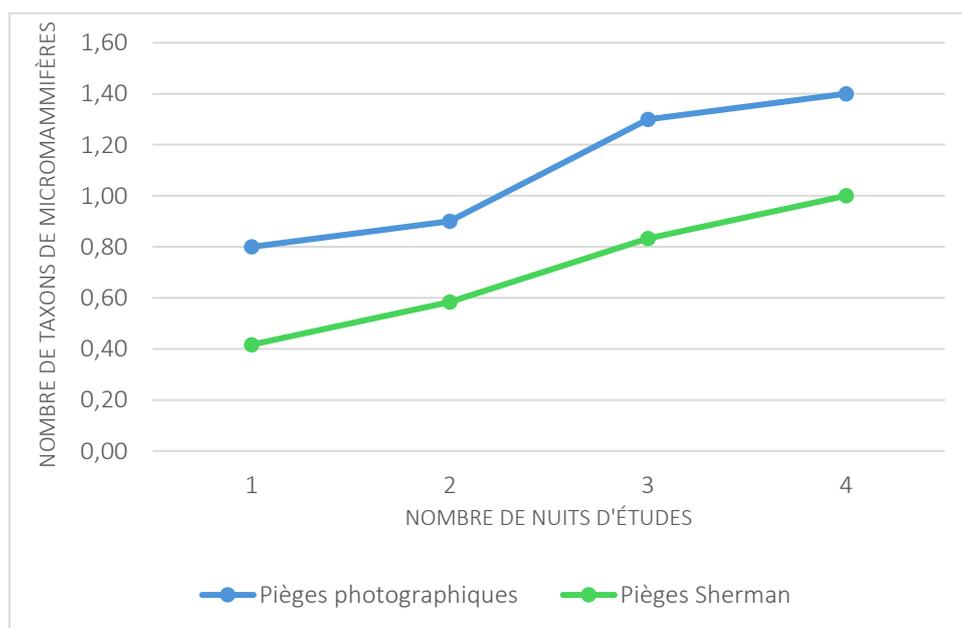


SITE 8





ANNEXE 11 : Courbe d'accumulation moyenne du nombre de taxons de micromammifères, à l'exception de *Rattus norvegicus*, détectés sur les 12 sites inventoriés.



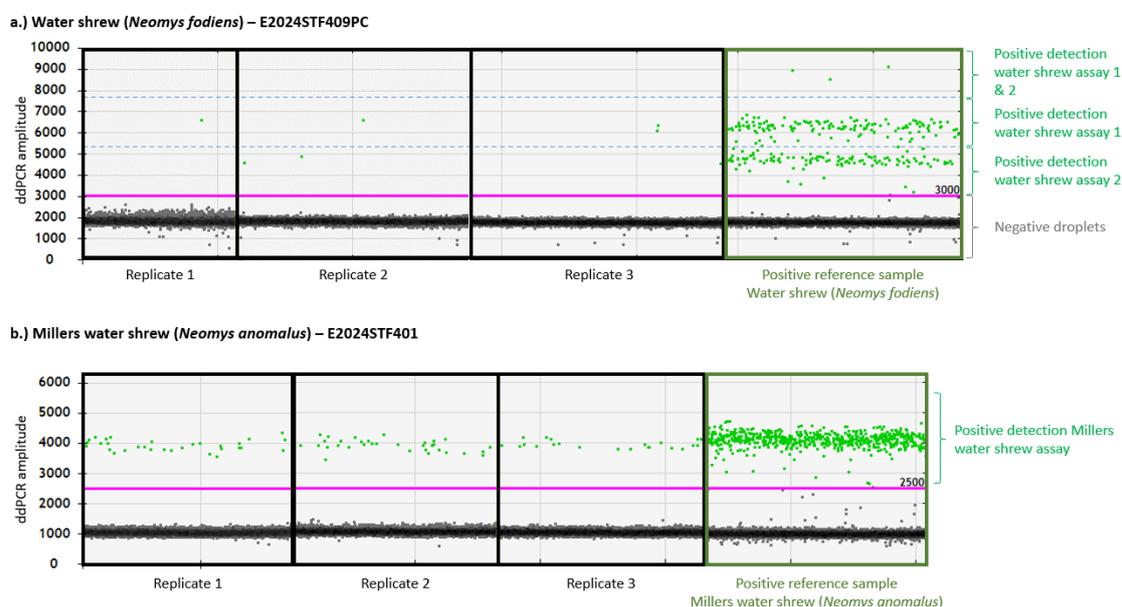
ANNEXE 12 : Tableau reprenant les abondances d'*Apodemus sylvaticus* obtenues avec le modèle *Shnabel* comprenant une variation temporelle et une hétérogénéité pour la variante de Poisson 2 (Mth Poisson 2) pour les données collectées avec les pièges Sherman.

SITES	ABONDANCE	ERREUR STANDARD	DEVIANCE	AIC	BIC	AVERTISSEMENTS
3	25,5	12,4	10,13	50,728	57,118	#1 et #3
4	11	1,4	9,76	44,254	48,233	#1 et #3
5	3	0,9	5,93	30,543	21,53	#1 et #3
6	3	0,9	5,93	30,543	21,53	#1 et #3
8	4	0,2	9,367	37,367	31,23	#1 et #3
11	9,1	3,3	13,228	45,841	45,301	#3

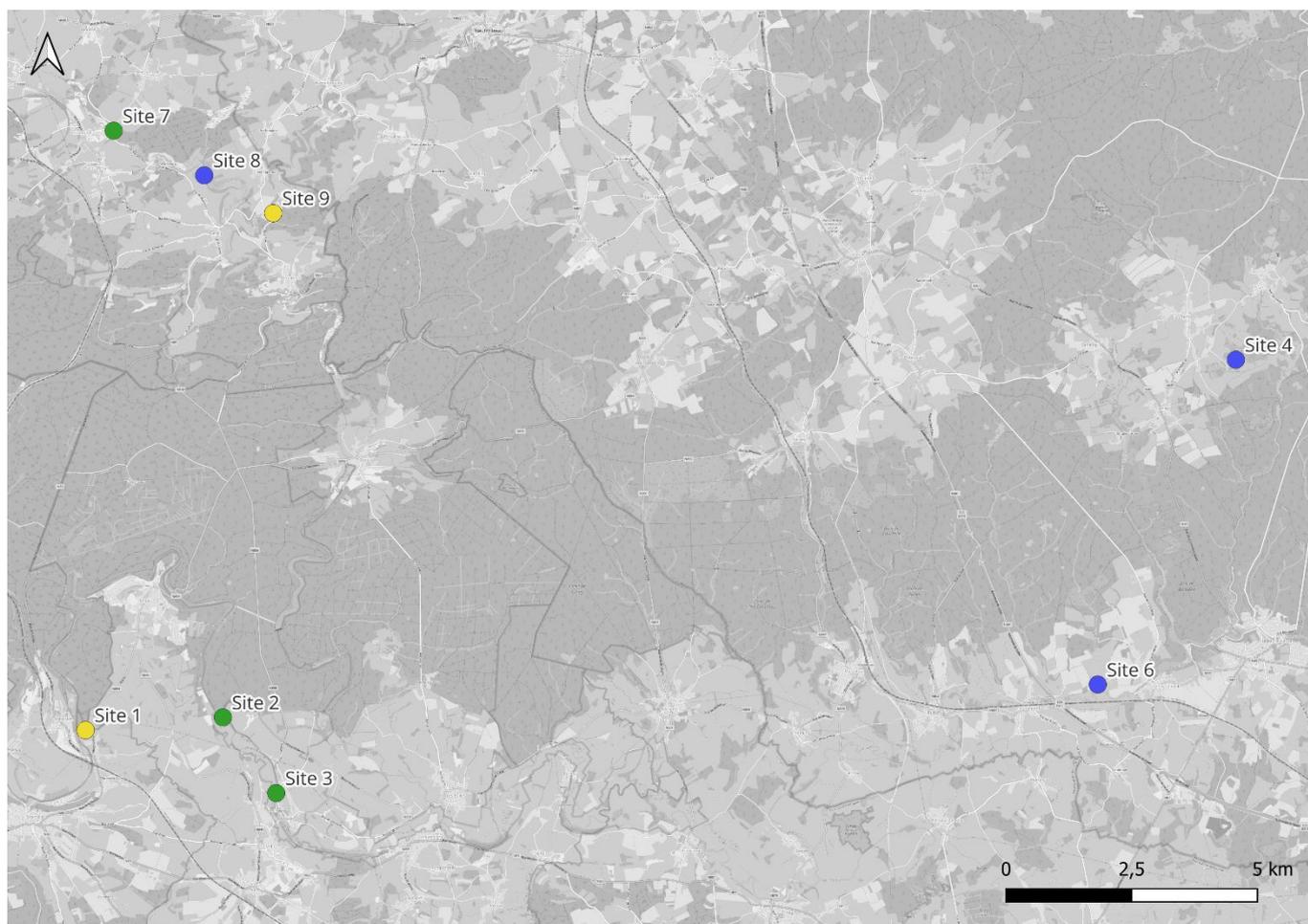
ANNEXE 13 : Tableau reprenant les indices d'abondance relative (RAI) calculés à l'aide des données collectées avec les pièges photographiques adaptés aux micromammifères.

SITES	<i>Apodemus sp.</i>		<i>Crocidura sp.</i>		<i>Microtus agrestis</i>		<i>Microtus arvalis</i>		<i>Rattus norvegicus</i>		<i>Soricidae</i>	
	n	RAI	n	RAI	n	RAI	n	RAI	n	RAI	n	RAI
1	2	0,1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
2	-	-	-	-	-	-	-	-	11	0,55	-	-
3	49	2,45	-	-	-	-	-	-	4	0,2	-	-
4	164	8,2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
5	14	0,7	-	-	-	-	-	-	2	0,1	-	-
6	27	1,35	-	-	-	-	1	0,05	5	0,25	-	-
7	2	0,1	-	-	1	0,05	-	-	5	0,25	-	-
8	22	1,1	-	-	-	-	-	-	2	0,1	-	-
9	6	0,3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
10	1	0,05	1	0,05	-	-	-	-	-	-	-	-
11	113	5,65	-	-	-	-	-	-	2	0,1	1	0,05
12	11	0,55	1	0,05	-	-	-	-	3	0,15	-	-

ANNEXE 14 : Exemple de résultats d'analyse d'échantillon via ddPCR. Ce graphique représente l'intensité de fluorescence en fonction du nombre de gouttelettes positives (Baron et al., 2020; Droplet Digital PCR (ddPCR) Technology | Bio-Rad, s. d.). Le nuage de points verts correspond aux gouttelettes positives, la ligne mauve est le seuil d'intensité (fixé à 3000 et 2500) et le nuage de points gris correspond aux gouttelettes négatives.



ANNEXE 15 : Cartographie des sites suivis au printemps 2024 dans lesquels des musaraignes du genre *Neomys* ont été détectées, toutes méthodes confondues. Légende : Vert : *Neomys anomalus* ; Bleu : *Neomys fodiens* ; Jaune : *Neomys anomalus* + *Neomys fodiens*. ESPG : 31370. Source : Google maps et production de l'auteur.



ANNEXE 16 : Détails des coûts moyens des méthodes d'inventaire par pièges photographiques adaptés, par pièges vivants Sherman et par ADN environnemental.

Détails des coûts moyens pour l'inventaire par pièges photographiques à l'échelle d'un site

Matériel			
	Prix unitaire	Quantité	Total
Matériel photo	185 €	5	925 €
Matériel boîtier	6 €	5	30 €
Consomables (piles, cartes SD, appât)	22 €	5	108 €
TOTAL			1.063 €

Carburant			
Nombre de trajets	Distance (km)	Coût par km	Total
4	89,53	0,4 €	38,19 €

Salaires			
	Temps de travail	Salaire horaire	Total
BAC FEDER	10 :05 :16	42 €	423,51 €

Détails des coûts moyens pour l'inventaire par pièges Sherman à l'échelle d'un site

Matériel			
	Prix unitaire	Quantité	Total
Sherman	35 €	20	700 €
Consomables (ouate hydrophuge, appât)	0 €	20	3 €
TOTAL			703 €

Carburant			
Nombre de trajets	Distance (km)	Coût par km	Total
18	402,90	0,4 €	171,84 €

Salaires			
	Temps de travail	Salaire horaire	Total
BAC FEDER	11 :30 :35	42 €	483,05 €

Détails des coûts moyens pour l'inventaire par ADN environnemental à l'échelle d'un site

Matériel et analyse			
	Prix unitaire	Quantité	Total
ADNe eau	191 €	1	191 €
ADNe sol	162 €	1	162 €
ADNe sol phosphate	165 €	1	165 €

Carburant			
Nombre de trajets	Distance (km)	Coût par km	Total
2	44,74	0,4 €	19,09 €

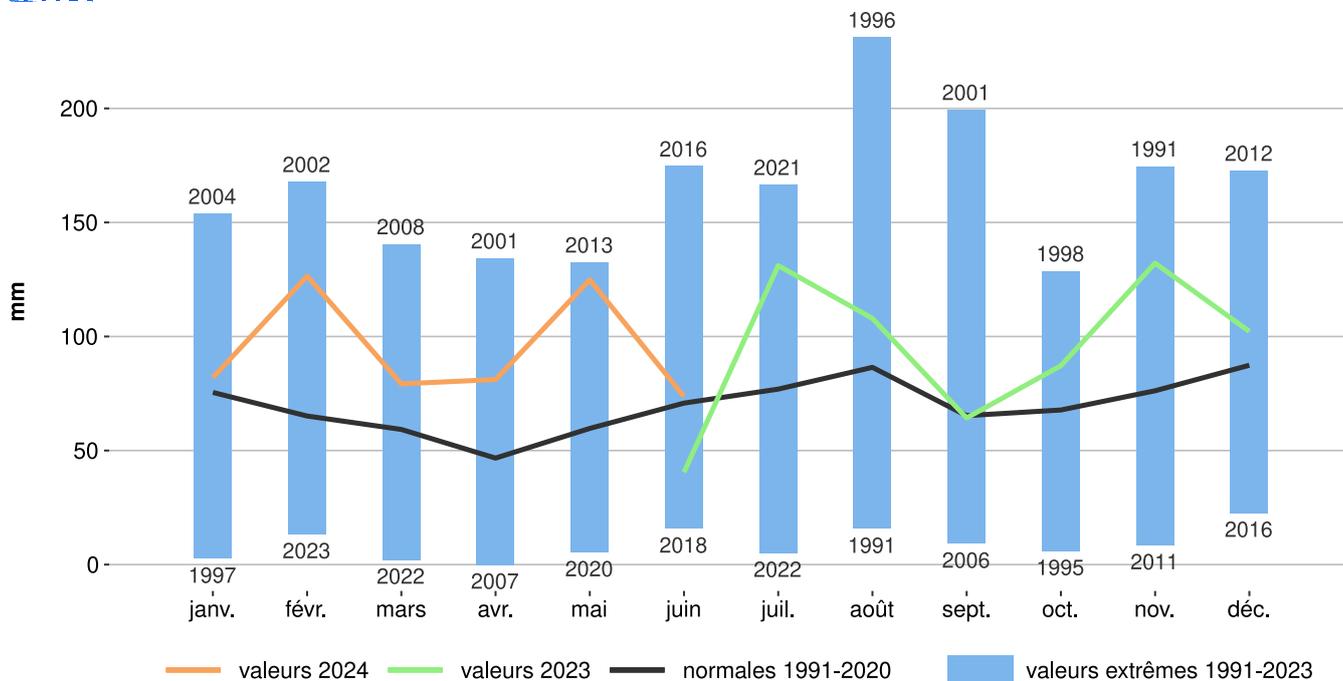
Salaires récolte échantillons			
	Temps de travail	Salaire horaire	Total
BAC FEDER	01 :59 :55	42 €	84 €

ANNEXE 17 : Comparaison des précipitations mensuelles (2023-2024) avec les valeurs normales (1991-2020) et les valeurs extrêmes (1991-2023) (IRM, 2024a).

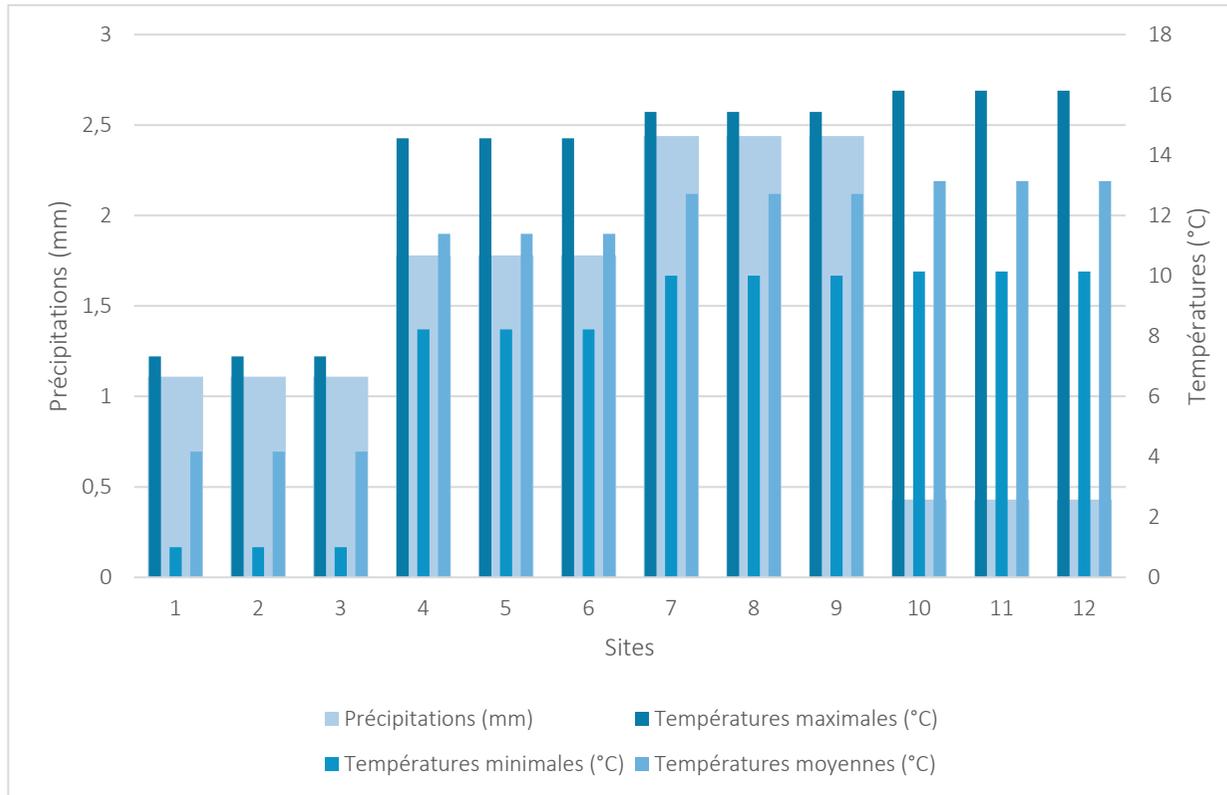


Quantités mensuelles des précipitations, Uccle

valeurs récentes, normales (1991-2020) et valeurs extrêmes (1991-2023)



ANNEXE 18 : Influence des conditions météorologiques sur le nombre de détections par les pièges Sherman et les pièges photographiques et sur la mortalité dans les pièges Sherman.



SITES	Nombre de détection par PSH	Nombre de détections par PP	Nombre d'individus retrouvé mort dans les PSH
1	2	2	1
2	0	12	0
3	19	57	0
4	13	210	0
5	5	16	0
6	4	35	0
7	0	8	0
8	6	26	0
9	1	6	1
10	3	3	0
11	11	125	0
12	2	15	0

ANNEXE 19 : Tableau des mortalités dans les captures avec les pièges Sherman.

<i>ESPECES</i>	<i>TOTAL CAPTURE</i>	<i>MORTALITE TOTALE</i>	<i>POURCENTAGE MORTALITE</i>
<i>Apodemus sylvaticus</i>	57	0	0 %
<i>Crocidura russula</i>	5	0	0 %
<i>Microtus agrestis</i>	1	0	0 %
<i>Neomys anomalus</i>	1	1	100 %
<i>Sorex araneus</i>	1	1	100 %
<i>Sorex minutus</i>	1	0	0 %
TOTAL	66	2	3,03%