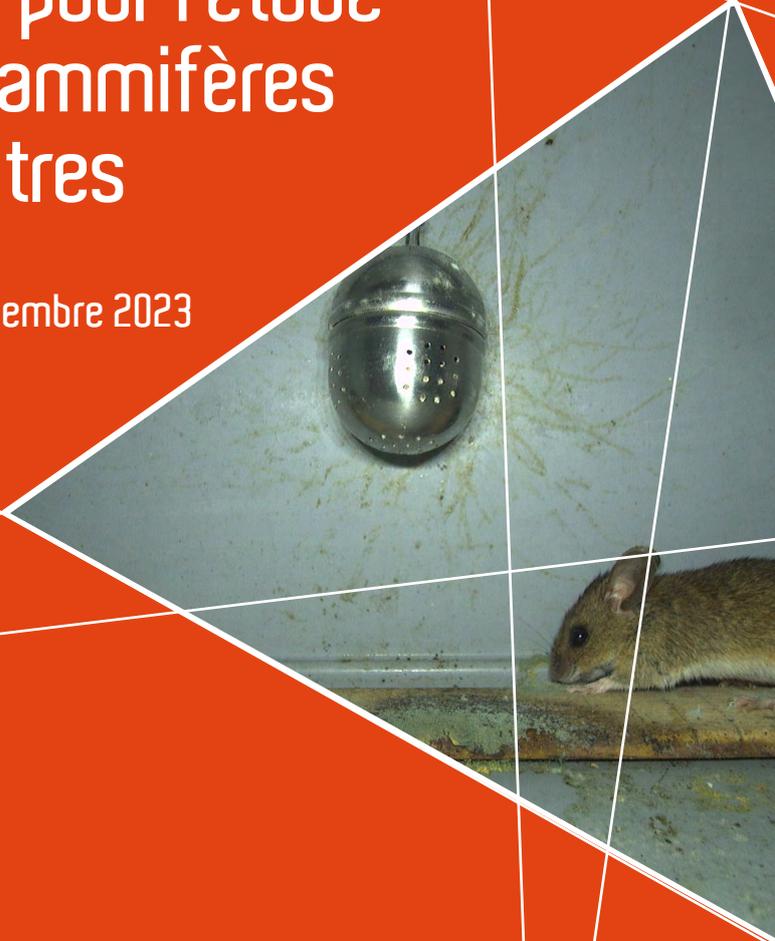
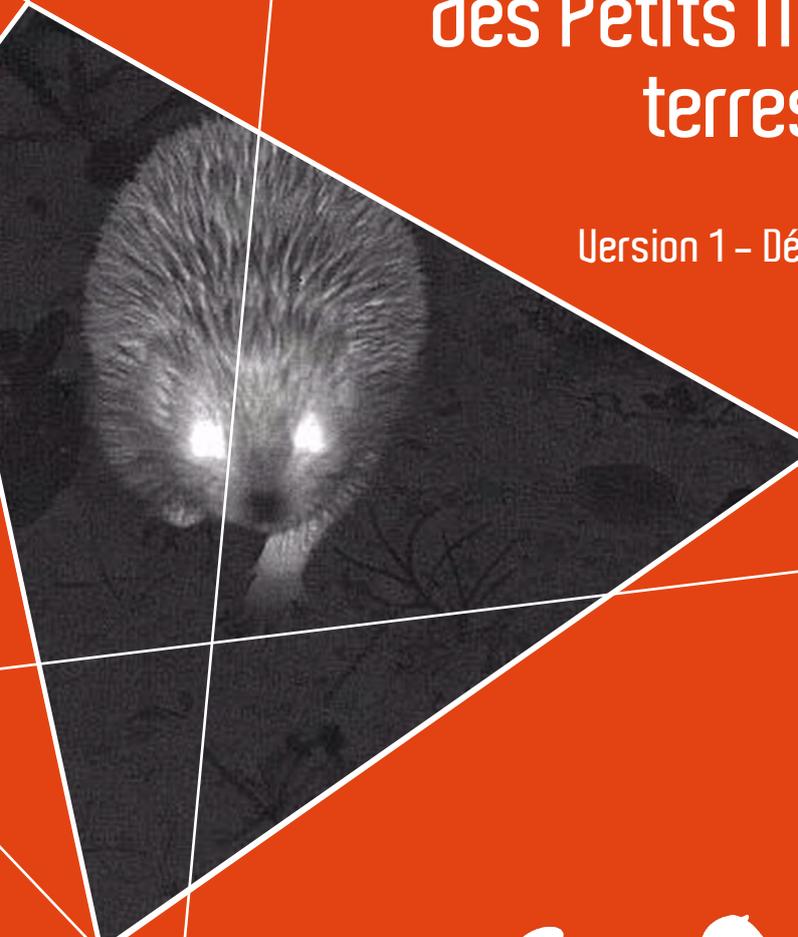




Guide pratique pour l'étude des Petits Mammifères terrestres

Version 1 – Décembre 2023



Guide pratique pour l'étude des Petits Mammifères terrestres



Société Française pour l'Étude et la Protection des Mammifères

19 allée René Ménard – 18000 Bourges
Tel : 02 48 70 40 03
contact@sfepm.org
www.sfepm.org

Coordination : Hélène Dupuy, Thomas Ruys, Fabrice Darinot et François Leboulenger

Publication : Décembre 2023

Contact : helene.dupuy@neuf.fr / contact@sfepm.org

Ce Guide est le résultat d'un travail collectif mené par plusieurs membres du Groupe de Travail Petits Mammifères (GTPM) de la SFEPM.

La SFEPM et particulièrement les quatre coordinateur·rices du GTPM remercient chaleureusement toutes les personnes qui ont contribué à la rédaction et/ou à la relecture d'une ou plusieurs fiches : Christian-Philippe Arthur, Stéphane Aulagnier, Josselin Boireau, Jean-Michel Bompar, Alain Butet, Marion Chalbos, Jean-Louis Chapuis, Alice Cheron, Frédéric Chiche, Olivier Cizel, Fabrice Darinot, Jean-François Desmet, Jean-Marc Duplantier, Hélène Dupuy, Olivier Gerriet, Patrick Haffner, Sébastien Laguet, François Leboulenger, Thomas Le Champion, Valentin Le Gal, Didier Levy, Mélanie Marteau, Didier Montfort, François Moutou, Jean-François Noblet, Benoit Pisanu, Thomas Ruys, Pierre Sachot, Franck Simonnet et Bastien Thomas, **ainsi que les personnes ayant mis gracieusement à disposition leurs clichés** (leurs noms sont mentionnés sur chacune des photos). **Merci également à Dominique Pain et Gilles Pottier pour leur relecture attentive du document.**

Mise en page : Hélène Dupuy

1^{ère} et 4^e de couverture : Dominique Pain

Photographies de la 1^{ère} de couverture : Musaraigne pygmée *Sorex minutus* (© Manuel Ruedi), Hérisson d'Europe *Erinaceus europaeus* à la caméra thermique (© GMA), Mulot sylvestre *Apodemus sylvaticus* à la boîte à appareil photographique automatique (© Franck Simonnet)

Citation recommandée : Dupuy H., Ruys T., Darinot F. & Leboulenger F. (coords.) 2023. Guide pratique pour l'étude des Petits Mammifères terrestres. Société Française pour l'Étude et la Protection des Mammifères, Bourges, 150p.

SOMMAIRE

1.	Introduction	1
2.	Éthique	2
3.	Nomenclature et taxonomie	2
4.	Programmer une étude de terrain	4
5.	Précautions sanitaires.....	5
5.1.	Principales zoonoses	6
5.2.	Gestes utiles	8
6.	Les techniques de terrain.....	9
6.1.	Législation	9
6.2.	Une diversité d'approches méthodologiques.....	10
6.3.	Techniques indirectes.....	13
FICHE 1	Examen des fèces	13
FICHE 2	Examen des poils	17
FICHE 3	Examen des empreintes.....	23
FICHE 4	Analyse de pelotes de réjection	27
FICHE 5	Analyse de fèces de Carnivores	31
FICHE 6	Examen des terriers, galeries et monticules	32
FICHE 7	Examen des nids et des restes alimentaires	38
FICHE 8	Détection par appareil photographique automatique.....	44
FICHE 9	Détection par caméra thermique.....	48
FICHE 10	Détection par utilisation de tubes-capteurs de fèces et de poils.....	51
FICHE 11	Détection par ADN environnemental.....	56
FICHE 12	Examen de pièges occasionnels.....	59
FICHE 13	Détection par acoustique	64
6.4.	Technique directe : la capture.....	65
FICHE A	Ethique de la capture et recommandations	65
FICHE B	Dispositifs de capture	69
FICHE C	Inventorier les espèces d'un site par la capture.....	74
FICHE D	Marquage individuel lors de la capture.....	80
7.	Manipuler et peser les animaux	84
8.	Reconnaître l'âge, le sexe et l'état reproducteur des animaux.....	87
9.	Mesurer les animaux.....	92
10.	Découverte d'un cadavre	96

11.	Prise de notes.....	96
12.	Analyse et saisie des données.....	96
13.	Cas d'espèces	96
	FICHE I Rat des moissons (<i>Micromys minutus</i>)	97
	FICHE II Muscardin (<i>Muscardinus avellanarius</i>)	102
	FICHE III Campagnol amphibie (<i>Arvicola sapidus</i>) et Campagnol fouisseur (ou aquatique) (<i>Arvicola amphibius</i>)	109
	FICHE IV Crossopes (<i>Neomys spp.</i>)	116
	FICHE V Hérisson d'Europe (<i>Erinaceus europaeus</i>).....	122
	FICHE VI Écureuils arboricoles (<i>Sciurus vulgaris</i> et <i>Callosciurus erythraeus</i>).....	126
14.	Bibliographie générale	133
15.	Annexes.....	134
	Annexe 1 : CERFA n°13 616*01 « Demande de dérogation pour la capture ou l'enlèvement, la destruction, la perturbation intentionnelle de spécimens d'espèces animales protégées »	134
	Annexe 2 : Coupon de récolte de pelotes de réjection	136
	Annexe 3 : Fiche de saisie des résultats d'analyse de pelotes, par pelote	137
	Annexe 4 : Fiche de saisie des résultats d'analyse de pelotes, par lot.....	138
	Annexe 5 : Fiche de saisie des informations en capture (dispositif, météo...)	139
	Annexe 6 : Fiche de saisie des résultats de capture	140
	Annexe 7 : Fiche de collecte de noisettes pour le Muscardin	142

1. Introduction

La définition des Petits Mammifères terrestres diffère dans la littérature. Suivant les sources, cet ensemble regroupe les espèces dont le poids est inférieur à 1 ou 5 kilogrammes. Sur le plan biologique, les Petits Mammifères terrestres partagent des caractéristiques semblables : fécondité élevée, mortalité importante et faible survie, cycle de vie court, maturité sexuelle précoce et croissance rapide, taux métabolique fort. Ce groupe est très varié. Les espèces ont des mœurs particulières (semi-aquatiques, souterraines, arboricoles...) et occupent alors une large diversité d'habitats et de micro-habitats.

Le terme couramment employé de « micromammifères » fait référence plus précisément aux espèces dont le poids est inférieur à 100 grammes (musaraignes, petits campagnols, mulots...).

Dans ce Guide, nous considérerons tous les Mammifères de taille inférieure ou égale au Rat musqué (600 à 800 g, environ 30 cm de longueur de corps), qu'ils soient des Rongeurs ou des Eulipotyphles (musaraignes, taupes, hérissons). Ce sont des animaux discrets, farouches, souvent nocturnes et dont la détection reste souvent délicate. Ce Guide pratique a pour objectif de définir, de manière la plus standardisée possible, les techniques recommandées pour l'étude des Petits Mammifères terrestres dans le plus grand respect de l'animal.

La majorité du document est organisée sous forme de fiches. La structuration du Guide offre deux entrées de lecture : par technique d'étude (Partie 6) ou par espèce (Partie 13). Les fiches n'ont pas vocation à être exhaustives mais à donner les éléments essentiels à connaître sur la technique et à proposer des références bibliographiques pour les personnes qui aimeraient aller plus loin. Les fiches dédiées aux espèces ne sont pas des monographies d'espèces, ce sont les techniques d'étude qui sont détaillées.

Comme indiqué en 2^e de couverture, ce Guide est une première version du travail collectif mené par plusieurs membres du Groupe de Travail Petits Mammifères de la SFPEM. Les fiches ont été rédigées par des personnes différentes, ce qui explique l'hétérogénéité des écritures, volontairement conservée. La très grande majorité de ce document a été réalisée de manière bénévole (rédaction et coordination).

Le présent document est évolutif. Il est voué à être complété et amélioré à la faveur des avancées sur les techniques, de l'amélioration des connaissances, mais aussi en fonction des envies des contributeur·rices de développer certaines thématiques. Ainsi, toute personne volontaire peut contacter l'équipe de coordination pour participer (contacts disponibles en 2^e de couverture). Les éventuelles erreurs peuvent également être signalées et seront corrigées dans la version suivante.

2. Éthique

Dans le Code civil, la loi du 17 février 2015 visant à moderniser le statut juridique de l'animal permet de reconnaître celui-ci comme « un être vivant doué de sensibilité » et non plus comme un « bien meuble ». Parmi les différentes techniques d'étude proposées dans ce Guide, celles qui nécessitent la manipulation des Petits Mammifères vivants ne doivent pas être prises à la légère. Elles peuvent provoquer un stress, voire une douleur chez les animaux qui vont alors plus ou moins bien les supporter. La manipulation doit être la plus précise et rapide possible afin de limiter le dérangement des animaux. En outre, chaque fois que les objectifs de l'étude n'obligent pas à recourir à leur capture, d'autres techniques sont à privilégier pour le recueil des informations. Enfin, rien ne vaut la pratique et l'on ne peut qu'encourager les naturalistes à participer aux stages de formation à l'étude des Petits Mammifères !

3. Nomenclature et taxonomie

Quarante-six espèces sont concernées par ce Guide (Tableau 1). La nomenclature utilisée est celle fournie par l'Inventaire National du Patrimoine Naturel dont la dernière version publiée (TAXREF V. 16.0) a été mise en ligne en décembre 2022. Depuis, des études scientifiques ont pu faire état de changements taxonomiques parmi les espèces de Petits Mammifères, à l'image d'une étude sur le Muscardin (Ruedi *et al.* 2023), mais ceux-ci ne sont donc pas pris en compte dans cette version du Guide. En cas de réactualisation de la nomenclature, elle sera intégrée dans la prochaine version du Guide.

Afin d'homogénéiser les systèmes d'écriture des espèces, notamment sur les fiches de terrain, il est recommandé d'utiliser des abréviations formées par les trois premières lettres du nom de genre suivies par les trois premières lettres du nom d'espèce.

Tableau 1. Liste des Petits Mammifères de ce Guide (nomenclature INPN TAXREF V. 16.0)

Ordre	Famille	Genre	Espèce	Nom commun (INPN)	cd_nom
Rongeurs	Cricétidés	<i>Cricetus</i>	<i>cricetus</i>	Grand hamster	61458
		<i>Ondatra</i>	<i>zibethicus</i>	Rat musqué	61448
	Arvicolidés	<i>Arvicola</i>	<i>amphibius</i>	Campagnol fouisseur	61281
		<i>Arvicola</i>	<i>monticola</i>	Campagnol monticole	61273
		<i>Arvicola</i>	<i>sapidus</i>	Campagnol amphibie	61258
		<i>Chionomys</i>	<i>nivalis</i>	Campagnol des neiges	61283
		<i>Microtus</i>	<i>agrestis</i>	Campagnol agreste	61357
		<i>Microtus</i>	<i>lavernedii</i>	Campagnol de Lavernède	900077
		<i>Microtus</i>	<i>arvalis</i>	Campagnol des champs	61379
		<i>Microtus</i>	<i>duodecimcostatus</i>	Campagnol provençal	61392
		<i>Microtus</i>	<i>lusitanicus</i>	Campagnol basque	61412
		<i>Microtus</i>	<i>pyrenaicus</i>	Campagnol des Pyrénées	61402
		<i>Microtus</i>	<i>multiplex</i>	Campagnol de Fatio	61418
		<i>Microtus</i>	<i>savii</i>	Campagnol de Savi	61435
		<i>Microtus</i>	<i>subterraneus</i>	Campagnol souterrain	61425
		<i>Clethrionomys</i>	<i>glareolus</i>	Campagnol roussâtre	61290
		Muridés	<i>Apodemus</i>	<i>alpicola</i>	Mulot alpestre
	<i>Apodemus</i>		<i>sylvaticus</i>	Mulot sylvestre	61510
	<i>Apodemus</i>		<i>flavicollis</i>	Mulot à collier	61498
	<i>Micromys</i>		<i>minutus</i>	Rat des moissons	61543
	<i>Mus</i>		<i>musculus</i>	Souris domestique	61568
	<i>Mus</i>		<i>spretus</i>	Souris d'Afrique du Nord	61580
	<i>Rattus</i>		<i>norvegicus</i>	Rat surmulot	61585
	<i>Rattus</i>		<i>rattus</i>	Rat noir	61587
	Gliridés	<i>Eliomys</i>	<i>quercinus</i>	Lérot	61618
		<i>Glis</i>	<i>glis</i>	Loir gris	61648
		<i>Muscardinus</i>	<i>avellanarius</i>	Muscardin	61636
	Sciuridés	<i>Callosciurus</i>	<i>erythraeus</i>	Ecureuil à ventre rouge	61174
		<i>Sciurus</i>	<i>vulgaris</i>	Ecureuil roux	61153
<i>Tamias</i>		<i>sibiricus</i>	Tamias de Sibérie	61204	
Eulipotyphles	Soricidés	<i>Crocidura</i>	<i>leucodon</i>	Crocidure leucode	60176
		<i>Crocidura</i>	<i>russula</i>	Crocidure musette	60205
		<i>Crocidura</i>	<i>gueldenstaedtii</i>	Crocidure des jardins	899768
		<i>Neomys</i>	<i>milleri</i>	Crossope de Miller	60163
		<i>Neomys</i>	<i>fodiens</i>	Crossope aquatique	60127
		<i>Sorex</i>	<i>alpinus</i>	Musaraigne alpine	60106
		<i>Sorex</i>	<i>antihorii</i>	Musaraigne du Valais	528793
		<i>Sorex</i>	<i>araneus</i>	Musaraigne carrelet	60062
		<i>Sorex</i>	<i>coronatus</i>	Musaraigne couronnée	60102
		<i>Sorex</i>	<i>minutus</i>	Musaraigne pygmée	60038
	Talpidés	<i>Suncus</i>	<i>etruscus</i>	Pachyure étrusque	60237
		<i>Galemys</i>	<i>pyrenaicus</i>	Desman des Pyrénées	60243
		<i>Talpa</i>	<i>aquitania</i>	Taupe d'Aquitaine	867244
		<i>Talpa</i>	<i>caeca</i>	Taupe aveugle	60276
	Erinaceidés	<i>Talpa</i>	<i>europaea</i>	Taupe d'Europe	60249
		<i>Erinaceus</i>	<i>europaeus</i>	Hérisson d'Europe	60015

4. Programmer une étude de terrain

Les techniques d'étude à disposition sont multiples. Certaines sont largement éprouvées, d'autres sont en développement. Certaines s'appliquent à une espèce ou à un groupe d'espèces en particulier alors que d'autres couvrent une gamme spécifique plus large. Les différentes techniques d'étude sont plus ou moins adaptées à l'écologie des espèces, qui est très variable parmi les Petits Mammifères (mode de vie, habitat, régime alimentaire, rythme circadien, *etc.*). De manière générale pour une même étude, il est très souvent utile de coupler les techniques. Il est également nécessaire de penser à prospecter tous les différents habitats ciblés dans la zone d'étude, les différentes strates de végétation et autres éléments en hauteur par exemple, et aux différentes saisons.

Pour programmer une étude de terrain, il est important avant toute chose de définir la question posée et son ou ses objectifs associés. Par exemple « Quel est le cortège des micromammifères qui occupe cet Espace Naturel Sensible ? », « Quelle structure de haies utilise le Muscardin de préférence ? », « Est-ce que les tumuli de cette prairie sont l'œuvre d'un campagnol ou d'une taupe ? ».

Une fois la question clairement posée, il s'agit de connaître les moyens matériels et humains (donc financiers) nécessaires et disponibles. Ces moyens constituent des limites importantes à prendre en compte pour pouvoir réaliser ou non une étude, et si oui, la calibrer correctement.

Une fois la question définie et les moyens à disposition connus, il est possible de prioriser les habitats et les périodes à prospecter, de définir une fréquence de passage, un effort d'échantillonnage, *etc.*

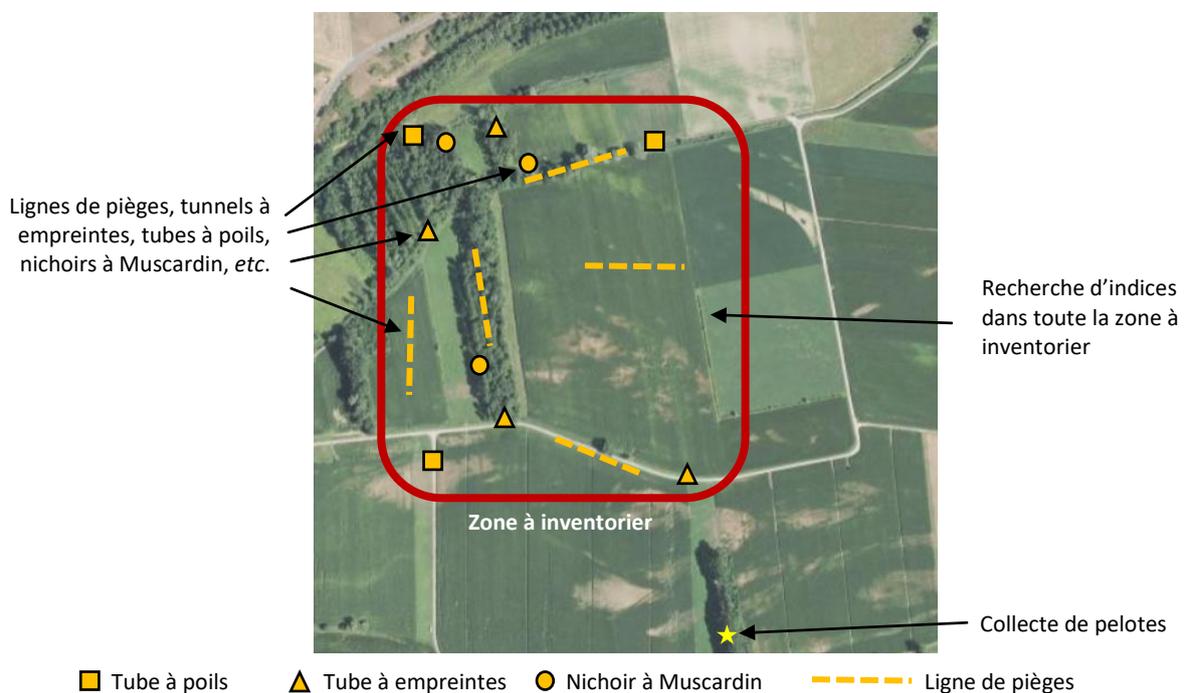


Figure 1. Une diversité de méthodes pour optimiser l'inventaire des espèces de Petits Mammifères dans un espace défini

De manière générale, il est difficile d'atteindre l'exhaustivité lors d'un inventaire et le nombre d'espèces manquantes reste souvent inconnu : c'est le problème de la détection. Cela montre bien la nécessité de combiner différentes techniques. En effet, pour approcher de l'exhaustivité, l'inventaire des espèces d'un site doit faire appel à différentes méthodes

directes (observation, capture) et indirectes (recherche des fèces, poils, empreintes, tumuli, nids, ossements dans les pelotes, ADN...) (Fig. 1). C'est l'ensemble de ces approches qui permet de résoudre les problèmes liés à la détectabilité des espèces (rareté des individus, difficulté de capturer certaines espèces, différents modes de vie...).

A noter que la capture est une méthode particulière puisqu'elle implique la détention temporaire et la manipulation des individus, ce qui comporte un risque pour ces derniers. Toute méthode qui évite la capture est à employer en priorité, si elle permet de répondre de manière équivalente aux objectifs.

Quel type d'échantillonnage ?

Quelle que soit la technique choisie (directe ou indirecte), il existe trois principaux types d'échantillonnage : l'échantillonnage aléatoire simple (au hasard), l'échantillonnage systématique et l'échantillonnage stratifié.



Figure 2. (a) Echantillonnage aléatoire simple, (b) échantillonnage systématique, (c) échantillonnage stratifié.

L'échantillonnage aléatoire simple est une méthode qui consiste à inventorier au hasard et de façon indépendante les Petits Mammifères dans un espace donné (Fig. 2a). Chaque point dans l'espace étudié a donc une chance égale d'être échantillonné. Ce type d'échantillonnage est le meilleur pour rechercher des indices de présence car il permet de prospector des sites ponctuels, comme par exemple un arbre creux ou une mare au milieu d'une prairie, qu'un échantillonnage stratifié n'inclura pas.

L'échantillonnage systématique consiste à prospector de manière régulière dans l'espace (Fig. 2b). Ce type d'échantillonnage est peu adapté à l'inventaire des Petits Mammifères.

Enfin, l'échantillonnage stratifié consiste à répartir les localisations à prospector en fonction de zones différenciées, qui pour les Petits Mammifères correspondent en général à des habitats (Fig. 2c). Ce type d'échantillonnage est bien adapté à l'inventaire des Petits Mammifères, notamment à la capture puisque l'échantillonnage est davantage ciblé (c'est-à-dire que le placement des pièges peut se faire suivant les micro-habitats les plus favorables).

5. Précautions sanitaires

Comme tous les êtres vivants, les Mammifères sont des êtres symbiotiques, associant à chaque espèce un ensemble de microorganismes (virus, bactéries, champignons) et de parasites. La composition de cette faune/flore/fonge symbiotique évolue au cours du temps, de l'espace et selon les individus. Parmi ces microorganismes et ces parasites, certains sont strictement spécifiques d'un seul hôte (l'espèce de Mammifère) tandis que d'autres peuvent

circuler entre espèces. L'espèce humaine peut donc être exposée à des germes issus d'autres espèces animales. En tant que Mammifère, *Homo sapiens* peut échanger ses germes avec diverses espèces de cette classe, mais pas seulement, et dans les deux sens. C'est ainsi qu'un certain nombre de Petits Mammifères sont connus pour pouvoir transmettre des agents de maladies microbiennes ou parasitaires aux humains. On parle alors de zoonoses, maladies qui circulent régulièrement et naturellement d'espèces animales vertébrées vers les humains et réciproquement (ceci dit, dans le cas des Rongeurs, les exemples de passage des agents pathogènes depuis les humains vers ces espèces semblent peu ou pas documentés). Chez les Rongeurs, les espèces susceptibles de transmettre des zoonoses appartiennent pour la plupart à la famille des Cricétidés, sous-famille des Arvicolinés (genres *Arvicola*, *Microtus* et *Clethrionomys*) et à celle des Muridés (genres *Apodemus*, *Micromys*, *Rattus* et *Mus*). En Europe les Sciuridés pourraient également héberger des germes potentiellement pathogènes pour les humains, ce qui est mieux connu et démontré sur d'autres continents. Le rôle des musaraignes (Soricidés), voire des taupes (Talpidés) et des hérissons (Erinacéidés), ordre des Eulipotyphles, est moins connu mais quelques virus pathogènes se sont avérés possiblement associés à certaines musaraignes (Hilbe *et al.* 2006).

5.1. Principales zoonoses

En France et en Europe occidentale, la liste des risques sanitaires associée aux Rongeurs sauvages est assez réduite. La peste n'est plus présente. La bactérie responsable, *Yersinia pestis*, est hébergée par certaines espèces désertiques ou semi-désertiques comme des gerbilles (Muridés, par exemple *Meriones spp.*) ou des écureuils terrestres (Sciuridés, par exemple *Spermophilus spp.*) et en zones urbaines et périurbaines par des rats (Muridés, par exemple *Rattus spp.*). Les puces de ces espèces jouent un rôle important dans la transmission de la bactérie, entre elles et vers l'espèce humaine, possiblement dans les deux sens. La peste est encore présente en Afrique, à Madagascar, en Asie et en Amérique. Elle a disparu d'Europe au début du XX^{ème} siècle. Inversement, le rôle des rongeurs dans l'épidémiologie de la rage, à laquelle ils sont sensibles, est insignifiant. On ne connaît pas de cas avéré de transmission du virus rabique à un humain via un Rongeur.

On peut retenir cinq entités auxquelles les rongeurs sont classiquement associés sous nos climats, deux bactériennes (borréliose de Lyme et leptospirose) et trois virales (Hantavirus, encéphalite virale à tiques et cowpox). La découverte récente de mycobactéries proches de l'agent de la lèpre chez des écureuils roux (*Sciurus vulgaris*) en Grande-Bretagne pose question mais ne semble pas associée à un risque de santé publique (Moutou 2018). Dans le cas des musaraignes, on peut évoquer le virus de Borna dont le cycle épidémiologique est encore bien mal connu. Curieusement c'est avec des écureuils tropicaux américains captifs (tel que l'Écureuil variable *S. variegatoides*), que ce virus-là a fait parler de lui assez récemment en Europe. Il a ainsi été identifié chez les écureuils et leur propriétaire, sans que l'on sache dans quel sens il avait circulé (Moutou 2018). Enfin, même si certains campagnols sont porteurs de larves de ténias échinocoques, ils ne jouent pas de rôle direct dans l'exposition des humains. Ces derniers sont exposés au risque parasitaire via certains carnivores consommateurs de campagnols. Dans ce cas, les humains jouent le rôle des campagnols, soit un cul-de-sac épidémiologique pour le ténia.

Avant la présentation des cinq entités, une remarque préalable, vraie d'ailleurs pour tous les Mammifères, s'impose néanmoins. Indépendamment du suivi des règles administratives, on ne manipule pas sans précaution des animaux sauvages, quelles que soient les circonstances, malgré parfois leur petite taille ou leur apparence inoffensive. Les incisives de tous les Rongeurs ou les dents des Eulipotyphles sont parfaitement capables de traverser la

peau, un petit animal qui se débat peut griffer, projeter des gouttes de fluides sur les muqueuses (œil par exemple) et donc représenter la source potentielle d'une exposition menaçant l'intégrité sanitaire du manipulateur. Ces petits animaux hébergent naturellement tout un ensemble de microorganismes, ce qui est parfaitement normal. Le hasard peut faire que certains de ces microorganismes deviennent source de contamination pour la personne à leur contact. Ces précautions préalables sont des règles de base pour éviter tout désagrément mécanique (blessure) ou infectieux.

Maladie de Lyme

Les Rongeurs forestiers sont les réservoirs de la borréliose de Lyme, mais la bactérie (une Spirochète) est transmise par des morsures de tiques. Il n'y a pas de transmission verticale du germe des tiques femelles à leurs œufs. Lors de leur premier repas sanguin, les larves récupèrent la bactérie si elles se nourrissent sur un Rongeur porteur. La tique pourra alors transmettre la bactérie lors des deux repas suivants (nymphe et adulte). L'écureuil dit de Corée (*Tamias sibiricus*), introduit comme animal de compagnie exotique, relâché ou échappé, et dont quelques colonies semblent s'être installées en France, est un excellent réservoir de la bactérie (Marsot *et al.* 2011, 2013). Comme il est volontiers terrestre, il est régulièrement parasité par des tiques. Il n'existe pas de vaccin.

Leptospirose

La leptospirose est une maladie bactérienne dont l'agent est porté naturellement par de nombreuses espèces de rongeurs. Localisées au niveau du rein, les leptospires (des Spirochètes également) sont éliminées avec les urines et contaminent l'eau dans laquelle certaines espèces amphibiennes se déplacent. Ce peut être une maladie professionnelle (égoutiers) comme de loisirs (activités aquatiques estivales en eau douce). Il existe un vaccin.

Hantavirus

La fièvre hémorragique à syndrome rénal est une maladie qui entre dans le grand groupe des fièvres hémorragiques d'origine virale. Il s'agit ici de plusieurs virus du genre *Hantavirus* et de la famille des Bunyaviridés, largement répandus à la surface du globe et directement associés à de nombreuses espèces de Rongeurs (Huraux *et al.* 2003, Quéré & Le Louarn 2011). En Europe de l'Ouest et donc en France, deux souches virales sont majoritairement connues, la souche Puumala liée au campagnol roussâtre (*Clethrionomys glareolus*) et la souche Séoul, cosmopolite, liée au rat surmulot (*R. norvegicus*). En France les cas humains ne sont connus que dans un grand quart nord-est du pays, en particulier autour du massif des Ardennes. Le centre national de référence est logiquement localisé à Charleville-Mézières (Anonyme 2013). Les pics épidémiques enregistrés certaines années suivent des pics démographiques apparus chez les campagnols. On a également isolé la souche Tula chez le campagnol des champs (*Microtus arvalis*) en France. Elle ne semble pas pathogène pour l'homme. Il n'existe pas de vaccin.

Encéphalite virale à tiques

L'encéphalite virale à tiques ou encéphalite européenne à tiques ou encore TBE pour "Tick Borne Encephalitis" fait partie du grand groupe des arboviroses, maladies virales transmises par des arthropodes ("arthropod borne virus"). Dans ce cas il s'agit d'un virus du genre *Flavivirus* et de la famille des Flaviviridés (Huraux *et al.* 2003, Anonyme 2013). Les vecteurs sont les tiques du genre *Ixodes* (comme dans la maladie de Lyme). Tiques, Rongeurs et ongulés se combinent pour entretenir la présence du virus. En France la maladie humaine ne semble installée que dans le nord-est, la plaine d'Alsace par exemple. Un millier de cas a été déclaré depuis le début des années 1980. La clinique associe une fièvre de type pseudo-grippal à des troubles neurologiques. Le taux de létalité (nombre de décès parmi les

malades) dans l'est du continent oscille entre de 2 et 3 % chez les adultes, mais peut aller jusqu'à 20 % chez les enfants. De sévères séquelles neurologiques existent chez 20 à 30 % des personnes guéries. Il existe un vaccin contre ce virus. Au vu de la gravité de la clinique et de l'importance des séquelles, tout particulièrement en Europe orientale, la limite occidentale de la répartition de l'encéphalite virale à tiques est à surveiller. L'écologie des tiques est donc à étudier afin de saisir les paramètres expliquant le mieux la présence des arthropodes infectés, comparée aux régions hébergeant des arthropodes non infectés. Les variations de densités d'hôtes (Rongeurs et ongulés) ainsi que les changements climatiques peuvent expliquer une partie de cette répartition et de son évolution.

Cowpox

Le virus responsable du cowpox est propre aux Rongeurs. Il est classé dans le genre *Orthopoxvirus*, famille des Poxviridés. Il a d'abord été décrit chez des bovins avant d'être découvert chez les Rongeurs. Il s'agit d'un virus de la même famille que celui responsable de la variole humaine, maladie aujourd'hui disparue. Les lésions chez l'homme sont en général localisées à la région de la peau mise au contact d'un animal porteur du virus. Les papules ou les pustules qui se développent alors se résorbent le plus souvent spontanément mais une exérèse chirurgicale est parfois nécessaire. Les Rongeurs européens, réceptifs (le virus se multiplie dans leur organisme), ne semblent pas sensibles (ni clinique, ni lésion) au virus. Une petite épidémie de 20 cas humains s'est déclarée en Europe (Allemagne, France) au début de l'année 2009 à la suite du commerce de rats (*R. norvegicus*) de compagnie (Callon & Moutou 2011). Tous les cas recensés étaient liés à des animaux issus d'un même élevage d'Europe centrale (république tchèque). On pense que ces rats avaient été exposés au virus via des rongeurs sauvages mais il n'a pas été possible de le confirmer. Les propriétaires de rats de compagnie ont vu leurs lésions localisées essentiellement au niveau du cou, sur les joues et parfois sur les mains. Effectivement, ils portent souvent leurs animaux sur le cou et les épaules. Il n'existe pas de vaccin spécifique contre ce virus.

5.2. Gestes utiles

Pour éviter toute mauvaise surprise il faut traiter avec précaution les animaux en cas de capture et de manipulation et s'équiper de manière appropriée lors de travail de terrain ou de laboratoire. Selon le cas, gants, masque, lunettes de protection, combinaison, bottes peuvent être recommandés. L'exposition peut se faire directement par contact cutané ou projection d'un fluide sur une muqueuse, ou encore par morsure. Elle peut être indirecte par contact avec de l'eau contenant des germes, par inhalation de spores bactériennes ou de particules virales, voire par une morsure de tique, elle-même contaminée par un repas sanguin préalable sur un Rongeur porteur d'une bactérie ou d'un virus pathogènes. Une bonne hygiène est donc nécessaire lors de tout travail avec ces espèces lorsque leur statut sanitaire n'est pas connu, ce qui est le cas à chaque sortie sur le terrain.

En résumé, quelques règles d'hygiène simples doivent être respectées pour limiter le risque infectieux chez la personne mais également chez les animaux :

- le lavage des mains, le nettoyage et la désinfection des surfaces souillées, le transport du matériel dans un emballage fermé étanche ;
- une tenue vestimentaire adaptée, des cheveux relevés, des ongles courts, des mains et des avant-bras sans bijoux ;
- ne pas manger, ni boire lors des manipulations de Petits Mammifères ;
- porter des gants et des lunettes de protection, destinés à protéger la personne mais aussi les animaux (les gants doivent être idéalement changés entre deux animaux) ; un masque de type chirurgical peut aussi être envisagé afin d'éviter l'inhalation d'agents pathogènes ;

- une trousse de premiers soins doit permettre de désinfecter et de panser une plaie superficielle très rapidement.

Concernant l'usage de gants fins, souples et protecteurs, il est préconisé d'utiliser des gants en nitrile plutôt qu'en latex. Les gants en nitrile présentent plusieurs avantages, tout en garantissant une bonne conservation du sens du toucher. Ils offrent une bonne résistance à la déchirure, une grande élasticité et un effet engainant. Ces trois avantages combinés sont très intéressants dès lors que des animaux mordeurs sont manipulés (musaraignes, Rongeurs, Chiroptères...). Le gant va en effet s'étirer en recouvrant les pointes de dents, ne pas se percer (jusqu'à un certain point) et donc éviter que la chair soit en contact avec des souillures ou la salive de l'animal. Les gants en latex offrent un meilleur sens du toucher (qui n'est pas nécessaire de conserver pour les usages traités dans ce Guide) mais se déchirent facilement et génèrent plus de risques d'allergie. Chez les plus grosses espèces (comme le Campagnol amphibie, les rats...), il est recommandé de porter des gants en cuir, plus résistants à la morsure. Il est en outre possible de porter des gants en nitrile sous les gants en cuir.

En conclusion sur les aspects sanitaires, on peut trouver une synthèse assez complète sur le sujet dans Quéré & Le Louarn (2011). D'autres maladies que les cinq retenues ici sont citées dans cet ouvrage. Certaines ont effectivement un cycle épidémiologique qui passe par les Rongeurs mais les sources essentielles de contamination humaine sont ailleurs. Il reste une délicate question en suspens : qui incriminer en cas de maladie à vecteur ? Le virus qui se multiplie chez les Rongeurs, les Rongeurs qui jouent tout ou partie du rôle de réservoir, les tiques qui transmettent et qui jouent le rôle de vecteur mais parfois aussi un peu celui de co-réservoir ? Doit-il exister un responsable, voire un coupable ? Pas simple. Les liens entre faune sauvage, biodiversité et santé sont à la fois complexes et passionnants à étudier (Morand *et al.* 2014).

6. Les techniques de terrain

6.1. Législation

Sur le plan juridique, les techniques habituellement mises en œuvre pour inventorier, recenser ou suivre les espèces de Petits Mammifères terrestres ne peuvent pas être assimilées à des expérimentations animales. En effet, la pratique de l'expérimentation animale consiste à utiliser des animaux vivants à des fins expérimentales ou scientifiques, dans des conditions susceptibles de leur causer des douleurs, des souffrances, de l'angoisse ou des dommages durables (Code rural, art. R. 214-89). L'expérimentation animale est encadrée par la directive européenne du 22 septembre 2010 relative à la protection des animaux utilisés à des fins scientifiques. Cette directive a été transposée le 8 février 2013 dans le code rural et de la pêche maritime, à travers les dispositions applicables en matière d'utilisation d'animaux à des fins scientifiques (art. R. 214-87 à R. 214-137).

- En principe, la simple manipulation de spécimens de Petits Mammifères ou leur piégeage immédiatement suivi d'un relâcher, menés à des fins d'inventaire, de recensement ou de suivi des espèces, ne relèvent pas de ces législations car ces pratiques ne rentrent pas dans le champ de l'expérimentation animale.
- En revanche, conserver un animal dans une cage pour son observation, pour sa reproduction ou à des fins pédagogiques est assimilé à de l'expérimentation au titre du code de l'environnement et nécessite une autorisation (Code rural, art. R. 214-89).

Pour les Mammifères protégés au titre de l'arrêté du 23 avril 2007, la loi interdit « ... la capture ou l'enlèvement, la perturbation intentionnelle, ... d'animaux de ces espèces ou, qu'ils soient vivants ou morts, leur transport, leur colportage, leur utilisation... ». Si les méthodes mises en œuvre entrent dans le champ de ces interdictions, une demande de dérogation pour la capture ou l'enlèvement, la perturbation intentionnelle de spécimens d'espèces animales protégées (CERFA n°13 616*01 en Annexe 1) est à déposer auprès des services instructeurs de l'Etat (Direction Départementale des Territoires ou Direction Régionale de l'Environnement, de l'Aménagement et du Logement).

Enfin, avant toute intervention, il convient d'obtenir l'autorisation du propriétaire du terrain (propriétaire privé, gestionnaires...) sur lequel sont prévues les études.

6.2. Une diversité d'approches méthodologiques

La personne qui souhaite étudier les Petits Mammifères terrestres doit combiner différentes approches de terrain, selon les espèces qu'elle recherche et selon les milieux naturels. Patience, observation des moindres indices, rigueur mais aussi joie de découvrir, sont les attributs d'une bonne mammalogiste.

Les techniques détaillées dans ce Guide répondent principalement à des objectifs d'inventaire qualitatif (Tableau 2). Les objectifs quantitatifs ou de suivi d'espèces ou de populations sont abordés mais dans une moindre mesure. La plupart des techniques ne nécessitent pas la manipulation des animaux (observation des crottes, poils, empreintes, restes osseux, indices divers, appareils photographiques automatiques, analyses génétiques sur les poils ou les fèces...), d'autres oui (prélèvement d'ADN, dispositifs de capture non vulnérants, marquage individuel).

Certaines techniques ne sont pas abordées, comme la détection des espèces avec un chien dressé, qui a été tentée en Angleterre pour la recherche du Rat des moissons (Beer 2015). D'autres n'apparaissent pas dans cette version du Guide mais ont vocation à figurer dans la prochaine, comme l'analyse par examen des fèces de carnivores ou la détection par l'acoustique.

D'autres techniques, encore utilisées dans certains pays, entraînent une grande souffrance des animaux et doivent absolument être proscrites, comme l'amputation des phalanges pour l'identification des individus.

Enfin, toutes les techniques de suivi spatial des individus (radiopistage, radio-identification avec puces RFID ou autres tags) et d'étude génétique des populations ne sont pas comprises dans ce Guide car elles relèvent plutôt du domaine de la recherche scientifique ou d'études très spécifiques.



Emilie Howard-Williams entraîne Tui, une femelle Retriever, à reconnaître l'odeur du Rat des moissons
© Moulton College

Tableau 2. Récapitulatif des méthodes présentées dans ce Guide. **Légende** : x : identification certaine ; (x) : identification possible sous certaines conditions (localisation géographique, habitat...), délicate (par exemple du fait de l'existence d'espèces cryptiques), ou limitée au genre ou au groupe d'espèces

Quelle technique d'étude pour quelle espèce de Petit Mammifère ?

Ordre	Famille	Genre	Espèce	Nom commun	Méthodes sans manipulation des animaux vivants											Méthode avec manipulation
					Fèces	Poils	Empreintes	Pelotes de réjection	Terriers, galeries et monticules	Nids et restes alimentaires	Appareil photographique automatique	Caméra thermique	Tubes-capturs fèces et poils	ADN environnemental	Pièges occasionnels	Capture
					Fiche 1	Fiche 2	Fiche 3	Fiche 4	Fiche 6	Fiche 7	Fiche 8	Fiche 9	Fiche 10	Fiche 11	Fiche 12	Fiches A à D
Rongeurs	Arvicolidés	<i>Arvicola amphibius</i>	Campagnol fouisseur	(x)	(x)		(x)	(x)	(x)	(x)	(x)	x	(x)	x	(x)	
		<i>Arvicola monticola</i>	Campagnol monticole		(x)		(x)	(x)					(x)	(x)	x	(x)
		<i>Arvicola sapidus</i>	Campagnol amphibie	(x)	(x)	(x)	(x)		(x)	(x)	(x)	x	(x)	x	x	(x)
		<i>Chionomys nivalis</i>	Campagnol des neiges		(x)		x			(x)		x	(x)	x	x	x
		<i>Microtus agrestis</i>	Campagnol agreste	(x)	(x)		(x)		(x)	(x)		x	(x)	x	x	(x)
		<i>Microtus lavernedii</i>	Campagnol de Lavernède	(x)	(x)		(x)		(x)	(x)		x	(x)	x	x	(x)
		<i>Microtus arvalis</i>	Campagnol des champs		(x)		x			(x)		x	(x)	x	x	x
		<i>Microtus duodecimcostatus</i>	Campagnol provençal		(x)		(x)	(x)				x	(x)	x	x	(x)
		<i>Microtus lusitanicus</i>	Campagnol basque		(x)		(x)					x	(x)	x	x	(x)
		<i>Microtus multiplex</i>	Campagnol de Fatio		(x)		x					x	(x)	x	x	(x)
		<i>Microtus pyrenaicus</i>	Campagnol des Pyrénées		(x)		x					x	(x)	x	x	(x)
		<i>Microtus savii</i>	Campagnol de Savi		(x)		x					x	(x)	x	x	(x)
		<i>Microtus subterraneus</i>	Campagnol souterrain		(x)		x					x	(x)	x	x	(x)
			<i>Clethrionomys glareolus</i>	Campagnol roussâtre		(x)		x		(x)	(x)		x	(x)	x	x
Cricétidés	<i>Cricetus cricetus</i>	Grand hamster		(x)	x	x			x	x	x	(x)	x	x	x	
	<i>Ondatra zibethicus</i>	Rat musqué	x	(x)	x	x		x	x	(x)	x	(x)	x	x	x	
Gliridés	<i>Eliomys quercinus</i>	Lérot	x	(x)	x	x			x	x	x	(x)	x	x	x	
	<i>Glis glis</i>	Loir	x	(x)	x	x			x	x	x	(x)	x	x	x	
	<i>Muscardinus avellanarius</i>	Muscardin		(x)	x	x		x	x	x	x	(x)	x	x	x	
Muridés	<i>Apodemus alpicola</i>	Mulot alpestre		(x)		(x)		(x)	(x)		x	(x)	x	x	(x)	
	<i>Apodemus flavicollis</i>	Mulot à collier		(x)		(x)		(x)	(x)		x	(x)	x	x	(x)	
	<i>Apodemus sylvaticus</i>	Mulot sylvestre		(x)		(x)		(x)	(x)		x	(x)	x	x	(x)	
	<i>Micromys minutus</i>	Rat des moissons		(x)		x		x	x	x	x	(x)	x	x	x	
	<i>Mus musculus</i>	Souris grise		(x)		x			(x)		x	(x)	x	x	x	
	<i>Mus spretus</i>	Souris à queue courte		(x)		x			(x)		x	(x)	x	x	x	
	<i>Rattus norvegicus</i>	Rat surmulot	x	(x)	(x)	(x)			x	(x)	x	(x)	x	x	x	
	<i>Rattus rattus</i>	Rat noir		(x)		(x)			x	(x)	x	(x)	x	x	x	
Sciuridés	<i>Callosciurus erythraeus</i>	Ecureuil à ventre rouge		(x)		x			x	x	x	(x)	x	x	x	
	<i>Sciurus vulgaris</i>	Ecureuil roux		(x)	x	x		x	x	x	x	(x)	x	x	x	
	<i>Tamias sibiricus</i>	Tamias de Sibérie		(x)		x			x	x	x	(x)	x	x	x	

Méthodes sans manipulation des animaux vivants

Méthode avec manipulation

Ordre	Famille	Genre	Espèce	Nom commun	Méthodes sans manipulation des animaux vivants												Capture
					Fèces	Poils	Empreintes	Pelotes de réjection	Terriers, galeries et monticules	Nids et restes alimentaires	Appareil photographique automatique	Caméra thermique	Tubes-capturs fèces et poils	ADN environnemental	Pièges occasionnels		
					Fiche 1	Fiche 2	Fiche 3	Fiche 4	Fiche 6	Fiche 7	Fiche 8	Fiche 9	Fiche 10	Fiche 11	Fiche 12	Fiches A à D	
Eulipotyphla	Erinacédés	<i>Erinaceus</i>	<i>europaeus</i>	Hérisson d'Europe	x	x	x	x			x	x	x	(x)	x	x	
		Soricidés	<i>Crocidura</i>	<i>leucodon</i>	Crocidure leucode		(x)		x				(x)		x	(x)	x
	<i>Crocidura</i>		<i>russula</i>	Crocidure musette		(x)		x				(x)		x	(x)	x	(x)
	<i>Crocidura</i>		<i>gueldenstaedtii</i>	Crocidure des jardins		(x)		x				(x)		x	(x)	x	(x)
	<i>Neomys</i>		<i>milleri</i>	Crossope de Miller	(x)	(x)		(x)				(x)	(x)	x	(x)	x	(x)
	<i>Neomys</i>		<i>fodiens</i>	Crossope aquatique	(x)	(x)		(x)				(x)	(x)	x	(x)	x	(x)
	<i>Sorex</i>		<i>alpinus</i>	Musaraigne alpine		(x)		x				(x)		x	(x)	x	x
	<i>Sorex</i>		<i>antinorii</i>	Musaraigne du Valais		(x)		x				(x)		x	(x)	x	(x)
	<i>Sorex</i>		<i>araneus</i>	Musaraigne carrelet		(x)		(x)				(x)		x	(x)	x	(x)
	<i>Sorex</i>		<i>coronatus</i>	Musaraigne couronnée		(x)		(x)				(x)		x	(x)	x	(x)
	<i>Sorex</i>		<i>minutus</i>	Musaraigne pygmée		(x)		x				(x)		x	(x)	x	x
	<i>Suncus</i>		<i>etruscus</i>	Pachyure étrusque		(x)		x				(x)		x	(x)	x	x
	Talpidés		<i>Galemys</i>	<i>pyrenaicus</i>	Desman des Pyrénées	x	x		x					(x)	x	(x)	x
		<i>Talpa</i>	<i>aquitania</i>	Taupe d'Aquitaine		(x)		(x)	(x)					(x)	(x)	x	(x)
<i>Talpa</i>		<i>caeca</i>	Taupe aveugle		(x)		(x)	(x)					(x)	(x)	x	(x)	
<i>Talpa</i>		<i>europaea</i>	Taupe d'Europe		(x)		(x)	(x)					(x)	(x)	x	(x)	

6.3. Techniques indirectes

FICHE 1 Examen des fèces

Non réglementé
Précautions sanitaires

L'identification des Petits Mammifères d'après leurs fèces n'est jamais aisée. Il existe plusieurs clés de détermination très bien faites (voir la bibliographie en fin de fiche) mais, pour la majorité des espèces, les risques de confusion demeurent élevés. Quelques espèces laissent néanmoins des fèces très caractéristiques. Une identification par analyse génétique est également possible (Cf. FICHE 10 Détection par utilisation de tubes-capturs de fèces et de poils).

Objectifs

Inventorier les espèces présentes dans un site : méthode principalement qualitative puisqu'il s'avère difficile de relier une quantité de fèces trouvée à une densité d'individus présents sur un site d'étude. Cependant, la récolte de fèces peut aussi être envisagée dans le cadre d'études de génétique des populations ou de régime alimentaire grâce aux parties non digérées présentes dans les fèces ou une méthode de *metabarcoding* en génétique. Cette méthode est complémentaire d'autres méthodes plus généralistes.

Espèces concernées

Quelques espèces laissent des fèces assez caractéristiques (Marchesi *et al.* 2008), mais attention toutefois aux risques de confusion. Il s'agit des espèces du genre *Arvicola*, le Rat musqué (*Ondatra zibethicus*), le Rat surmulot (*Rattus norvegicus*), les Campagnol agreste (*Microtus agrestis*) et de Lavernède (*M. lavernedi*), les crossopes (*Neomys fodiens* et *N. milleri*), le Desman des Pyrénées (*Galemys pyrenaicus*) et le Hérisson d'Europe (*Erinaceus europaeus*).

Important : le Campagnol amphibie, les crossopes, le Desman des Pyrénées et le Hérisson d'Europe sont des espèces protégées : la récolte de leurs fèces ne nécessite pas d'autorisation et c'est un bon moyen de les étudier sans les manipuler.



Fèces de Campagnol amphibie
(© Pierre Rigaux)



Fèces de Campagnol terrestre forme aquatique
(© Pierre Rigaux)



Fèces de crossope (*Neomys sp.*) avec des restes d'invertébrés (© Laëticia Cloître – GMB)

Les différentes couleurs se retrouvent chez les crottes des deux campagnols : vert, marron, rougeâtre, gris, noir... L'identification des deux espèces à l'aide de leurs crottes nécessite une grande expérience mais le critère géographique peut être discriminant (8 mm de long, 4-5 mm de large)

La taille, l'aspect, la consistance et les restes de proies (petits crustacés des genres *Asellus* et *Gammarus* et autres invertébrés aquatiques) examinées à la binoculaire sont typiques des crottes de crossope. En revanche, il n'est pas possible de différencier les crottes des deux espèces de crossopes (3-12 mm de long, 2-4 mm de large).



Fèces de Desman des Pyrénées
(© Bruno Le Roux)

Le desman dépose des crottes caractéristiques à l'état frais (petits tortillons à odeur musquée, aspect huileux, couleur vert foncé à noir, 10-15 mm de long, 4-8 mm de large) sur des rochers ou morceaux de bois émergeant de l'eau.



Fèces de Hérisson (© Patrick Glaume)

Excréments granuleux, noirs et très luisants à cause des fragments de chitine d'insectes, se désagrégeant facilement au toucher mais pouvant être mous (ingestion de limace). Cylindrique et allongée, parfois courbée (10-55 mm de long, 4-15 mm de large).



Fèces de Rat surmulot (© Thomas Ruys)

Le Rat surmulot dépose ses fèces sur des endroits visibles au bord de l'eau quand il fréquente les milieux humides. Ces fèces sont plus grosses que celles du Campagnol amphibie et surtout plus granuleuses du fait d'un régime alimentaire plus animal. Une des extrémités est souvent pointue, l'autre arrondie (couleur noirâtre, brunâtre, 8-15,5 mm de long, 2,5-5,5 mm de large).



Fèces de Rat musqué (© Thomas Ruys)



Fèces de Campagnol de Lavernède
(© Thomas Ruys)

Le Rat musqué dépose ses fèces sur des endroits visibles au bord de l'eau, en crotties qui rappellent celles du Campagnol amphibie mais plus grosses avec une extrémité pointue et l'autre tronquée. Elles ont un aspect « gras » (couleur verdâtre ou brunâtre, bords irréguliers 9-16 mm de long, 3,4-5,5 mm de large).

Le Campagnol de Lavernède ou le Campagnol agreste déposent leurs fèces à couvert sous la végétation (à la manière du Campagnol amphibie). Les fèces sont similaires à ce dernier mais beaucoup plus petites (de la taille d'un grain de riz) (couleur noirâtre, brunâtre, 4-5 mm de long, 1-2 mm de large).

Méthode

Les fèces doivent être recherchées dans les lieux fréquentés par les différentes espèces : coulées de déplacements, berges, places de nourrissage éléments remarquables du paysage... Le suivi des fèces peut être conduit de manière systématique ou opportuniste sur des points ou des transects.

Les fèces de Campagnol amphibie et de Campagnol terrestre forme aquatique sont à rechercher au niveau des coulées ou petites placettes dégagées qui se trouvent presque toujours à couvert : sous la végétation, abritées par une berge ou un autre élément. Une fouille systématique est donc à opérer (Rigaux 2015, GMB 2020). Les fèces de Campagnol agreste ou de Lavernède sont situées en coulée ou à la sortie des terriers. Le Rat musqué et le Rat surmulot déposent leurs fèces sur des endroits assez visibles du paysage (berges, rochers, morceaux de bois). Les crossopes et le Desman peuvent déposer leurs fèces sur des rochers bien visibles des cours d'eau mais aussi dans des petites cavités naturelles formées par les blocs rocheux. Une recherche systématique est donc à envisager pour ces deux espèces (Cf. Lim *et al.* 2020 pour la méthode du Desman, applicable aux crossopes). Enfin le Hérisson d'Europe dépose ses fèces assez en évidence sur les coulées ou chemins qu'il emprunte.

Des dispositifs artificiels (tubes attractifs, placettes protégées...) peuvent être utilisés pour augmenter les chances de récolte des fèces en particulier pour les crossopes et le Desman des Pyrénées.

Attention à l'humidité qui peut gonfler les fèces, dans ce cas la couleur est délavée.

Les fèces de Petits Mammifères peuvent être vectrices de maladies : ne pas les toucher à mains nues !

Tubes attractifs pour la Crossope aquatique et la Crossope de Miller

Les musaraignes, curieuses, sont attirées par les tubes disposés dans leur environnement. Elles les visitent et laissent des crottes, et ce d'autant plus qu'un appât carné se trouve dedans.

→ Tubes PVC 150 mm long, diamètre 40 mm, posés sur le sol, espacés de 10 m, avec appât dedans (larves de diptères), laissés en place entre 8 et 15 jours. Les crottes sont alors récoltées et observées à la loupe binoculaire. (Churchfield *et al.* 2000). Attention cependant, l'identification à l'espèce n'est pas possible sur simple examen visuel des proies consommées (une analyse génétique est nécessaire).



Tube à fèces
© The Mammal Society

Tunnels à fèces pour la détection du Desman des Pyrénées – méthode expérimentale

Une nouvelle méthode de détection a été mise en place par les chercheurs espagnols : les tunnels à fèces. Reconstituant des zones artificielles de dépôt de fèces, ils permettent une recherche de fèces sur des sites où les supports de dépôts sont peu nombreux ou manquants et protègent les fèces des intempéries. Cette méthode, simple et peu coûteuse, sera précisée dans les années à venir dans le cadre du deuxième Plan National d'Actions en faveur du Desman des Pyrénées (Lim *et al.* 2020).



Tunnel à fèces pour le Desman des Pyrénées (© Vincent Lacaze)

Si la détermination est incertaine, il faut prélever quelques fèces pour confirmation auprès d'associations naturalistes.

Bibliographie

- Churchfield S., Barber J. & Quinn C.D. 2000. A new method for Water Shrews (*Neomys fodiens*) using baited tubes. *Mammal Review* 30 : 249-254.
- Groupe Mammalogique Breton 2020. Les Guide du GMB n°2 – Le Campagnol amphibie. GMB, 27p.
- Lim M., Némoz M., Fournier-Chambrillon C., Poncet E., Blanc F. & Xéridat P. (2020). Outils techniques pour la prise en compte du Desman des Pyrénées dans les procédures d'évaluations environnementales. Livret 3 – Cahier des charges pour la réalisation des suivis du Desman des Pyrénées. CEN MP, 44p.
- Marchesi P., Blant M. & Capt S. (eds) 2008. *Mammifères de Suisse – Clés de détermination*. Fauna Helvetica 21, CSCF & SSBF, Neuchâtel. 289p.
- Rigaux P. 2015. Les campagnols aquatiques en France-Histoire, écologie, bilan de l'enquête 2009-2014. Société Française pour l'Étude et la Protection des Mammifères, 164p.

<https://www.vienne-nature.fr/cle-crottes-mammiferes/>

<https://atasmam.fauneauvergnerhonealpes.org/pour-contribuer/cles-didentification/>

FICHE 2 Examen des poils

Non réglementé
Précautions sanitaires

L'identification des Petits Mammifères à l'aide de leurs poils peut être obtenue de deux manières : l'observation au microscope optique ou électronique de la structure des poils et l'analyse génétique (Cf. FICHE 10 Détection par utilisation de tubes-capteurs de fèces et de poils). La technique d'observation au microscope optique des poils de Mammifères a été présentée au congrès de la SFEPM de Grenoble en 1992 par A. Keller et ses collaborateurs. Par la suite, d'autres équipes ont publié sur cette problématique et tout particulièrement l'équipe de S. Debrot à Neuchâtel qui est à l'origine de l'Atlas des poils de Mammifères d'Europe (1982), ainsi que celle de B.J. Teerink (2004) du *Research Institute for Nature Management, Arnhem, Netherlands*.

Par ailleurs, certaines équipes comme celle de Pierre Taberlet, au Laboratoire d'Ecologie Alpine de l'Université Grenoble-Alpes, se focalisent sur les études du génome des Petits Mammifères.

Les études en microscopie électronique à balayage ne sont pas à la portée du naturaliste de terrain (Keller A. 1979, McCleery *et al.* 2021).

A noter que cette technique est contre-indiquée pour les personnes susceptibles de développer des allergies respiratoires et/ou cutanées. Le port d'un masque, de gants de laboratoire et de lunettes de protection est vivement conseillé dans les cas d'allergie. Un lavage soigneux des mains est indispensable après manipulation d'animaux morts.

Objectifs

Inventorier les espèces présentes dans un site : méthode qualitative uniquement.

Cette méthode est complémentaire d'autres méthodes plus généralistes (observations en direct, pièges non vulnérants, traces et indices de présence, analyses ostéo-dentaires des pelotes de réjection...).

Espèces concernées

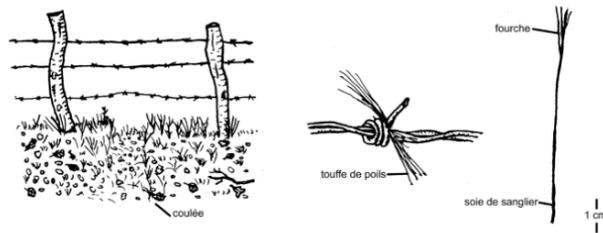
En théorie, toutes les espèces de Mammifères sont concernées, les difficultés résident dans la qualité des poils récoltés et dans les limites taxinomiques de cette méthode, spécialement en ce qui concerne les micromammifères. En effet, une détermination jusqu'à l'espèce est souvent difficile, et les diagnostics s'avèrent parfois hasardeuses ou sujettes à caution, notamment en raison du polymorphisme des poils chez une même espèce et de leur ressemblance chez des espèces voisines (Fauchaux *et al.* 2016).

Méthodes

1. Récolte et conservation

Les poils peuvent être récoltés de plusieurs manières :

- * au niveau de clôtures où les animaux passent (Fig. 2.1). Les fils de fer barbelés ou non accrochent souvent des touffes de poils, bien visibles pour l'observateur et qu'il suffit de récolter ;
- * dans les pièges destinés à la capture de petits micromammifères vivants (Desmet 2018) ;



Passage d'animaux sauvages sous une clôture de parc

Figure 2.1. Conditions de récolte des poils de Mammifères.

- * dans des « tunnels de récolte » (Fournier-Chambrillon *et al.* 2020) mettant à profit la curiosité des Petits Mammifères et leur propension à l'exploration des petits terriers, galeries et cavités, et que l'on placera dans les lieux de fréquentation et de passage. Ces tunnels peuvent être confectionnés à partir de tronçons de gaines électriques de 5 à 10 cm de diamètre et 15 à 20 cm de long, dans lesquels on découpe sur trois côtés une languette de 1,5 cm sur 3 cm. Cette languette est rendue adhésive à l'aide d'un ruban adhésif biface. Le côté adhésif de la languette est alors enfoncé vers l'intérieur du tunnel de façon à ce que le dos du petit mammifère entre en contact avec elle lors de son passage (Robert 2020). Des sections de tubes PVC, dits « tubes à poils » (Martin 2007), peuvent aussi être utilisées selon divers modules (par exemple, 10 cm de long - 3 cm de diamètre, 12 cm - 4 cm ; 13 cm - 6 cm ; 25 cm - 10 cm...), avec morceaux de ruban adhésif double-face collés aux extrémités supérieures (Martin 2007) ;



Quelques poils recueillis dans un tube à poils
(© Hélène Dupuy)

- * sur des spécimens morts trouvés sur le terrain à photographier préalablement. Ce sont les poils de jarre dorsaux qui sont principalement utilisés pour la détermination. Ils sont à prélever en nombre suffisant et à conserver pour un examen futur [la conservation des poils peut être réalisée à sec dans une enveloppe en papier dans laquelle on pourra ajouter un produit absorbant l'humidité, ou dans l'alcool (Keller 1979)].

2. Préparation

- * Les jarres sont à choisir de préférence, plutôt que les poils de bourre, même si leur observation est plus délicate (Keller 1979). Lorsqu'un prélèvement est possible, les jarres dorsaux qui présentent une plus grande homogénéité de structure sont à privilégier (Debrot *et al.* 1982).
- * Il faut environ 5 à 15 poils, en étant économe, pour réaliser les mesures et les études en microscopie optique (détermination, microphotographies).
- * Les études des écailles de la cuticule sont réalisées à partir d'empreintes sur une lame porte-objet enduite de gélatine 5 %. Du vernis à ongle translucide ou une solution pour pansements liquides peut aussi être utilisé. Un montage direct dans le baume du Canada après fixation à l'alcool, permet aussi de réaliser de bonnes observations directes des poils.
- * Les études de la structure médullaire sont plus complexes.

Il est conseillé de ramollir les poils dans une solution de KOH 10 % (potasse) pendant 10 à 15 minutes puis de les décolorer dans une solution d'eau oxygénée légèrement ammoniaquée. Pour neutraliser la décoloration, les poils sont ensuite plongés dans l'eau distillée. Enfin un dernier bain d'alcool permet de les déshydrater avant montage dans le baume du Canada (Keller *et al.* 1979).

Les coupes transversales peuvent être réalisées à main libre ou en utilisant un microtome manuel (Fig. 2.2). Cette technique requiert un « entraînement préalable » afin d'obtenir des coupes les plus fines possibles (Debrot *et al.* 1982). Les poils de jarre regroupés en fagot par un fil fin peuvent être coulés dans de la paraffine dure ou être montés dans de la moelle de sureau. Le bloc de paraffine ou la moelle de sureau sont ensuite montés dans le tube du microtome. Les coupes se font à la lame de rasoir ou avec une lame de scalpel. La préparation est remontée par une simple rotation du microtome.

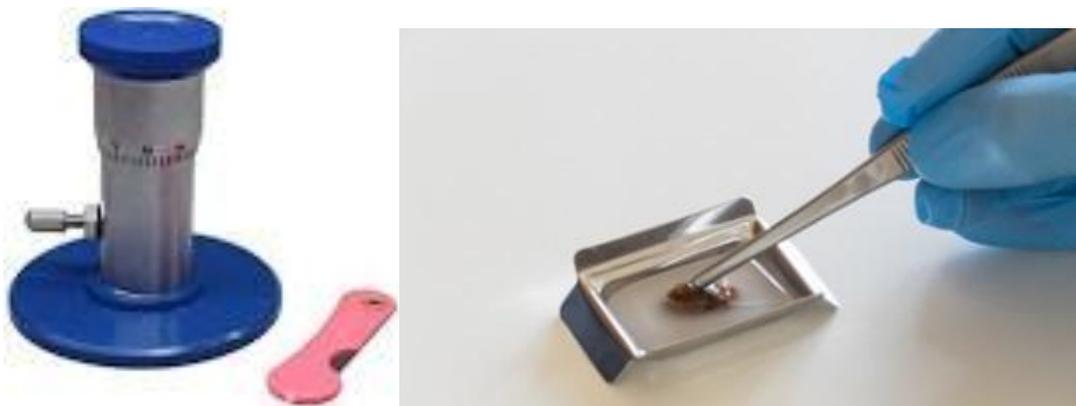


Figure 2.2. Microtome à main et bac de moulage pour la paraffine (d'après Debrot *et al.* 1982)

3. Observation

Structure globale d'un poil (Fig. 2.3)

Les poils de Mammifères sont implantés dans la peau au niveau du bulbe de croissance qui est vascularisé et innervé. Les matériaux biologiques kératinisés qui contribuent à la formation du poil sont apportés par voie sanguine. Toute traction sur le poil est ressentie comme un stimulus douloureux par l'animal.

On ne s'intéresse ici qu'à la partie accessible du poil, le bulbe de croissance étant plutôt utilisé lors des études génétiques.

Le poil est souvent divisé plusieurs parties. Comme les structures ne sont pas constantes le long d'un même poil, il est important de préciser à quel niveau l'observation est réalisée.

L'anatomie du poil est très variable d'un ordre ou d'une famille à l'autre, ce qui permet d'avoir une première idée sur l'identification et d'éliminer des poils qui n'appartiendraient pas à un petit Mammifère.

Un poil typique est constitué de trois couches de matériel kératinisé (Figure 2) : la médulla au centre, continue ou non, entourée par le cortex, et la cuticule formant une fine couche superficielle. Les poils des Chiroptères d'Europe ne présentent pas de médulla (Debrot *et al.* 1982).

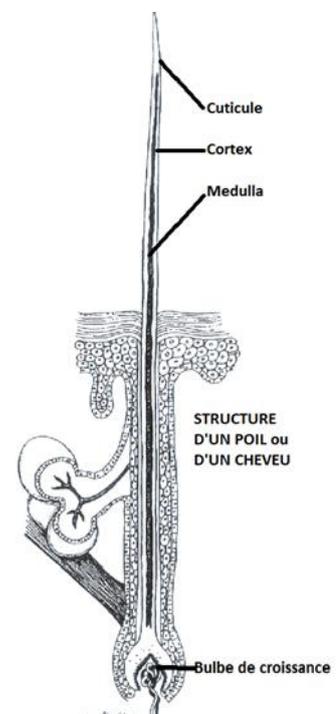


Figure 2.3. Organisation d'un poil de Mammifère et schéma de la zone utilisée pour l'étude en microscopie (Debrot *et al.* 1982).

Observation en direct : aspect de la cuticule

Les cellules de la cuticule directement accolées au cortex forment un dessin qui peut varier énormément le long d'un même poil et il faut donc rechercher une zone caractéristique. Il faut éviter la partie distale du poil très atypique au profit de la partie intermédiaire beaucoup plus significative.

La difficulté la plus importante réside dans la caractérisation et la classification des dessins observés et il est nécessaire de tenir compte d'autres critères : allure du bord de l'écaille, distance entre les bords de l'écaille, espacement entre les écailles, nombre d'écailles sur la largeur du poil. Le récapitulatif des différentes formes des écailles et de la médulla est illustré pages 7 et 10 dans l'ouvrage de Teerink (2004) (Fig. 2.4).

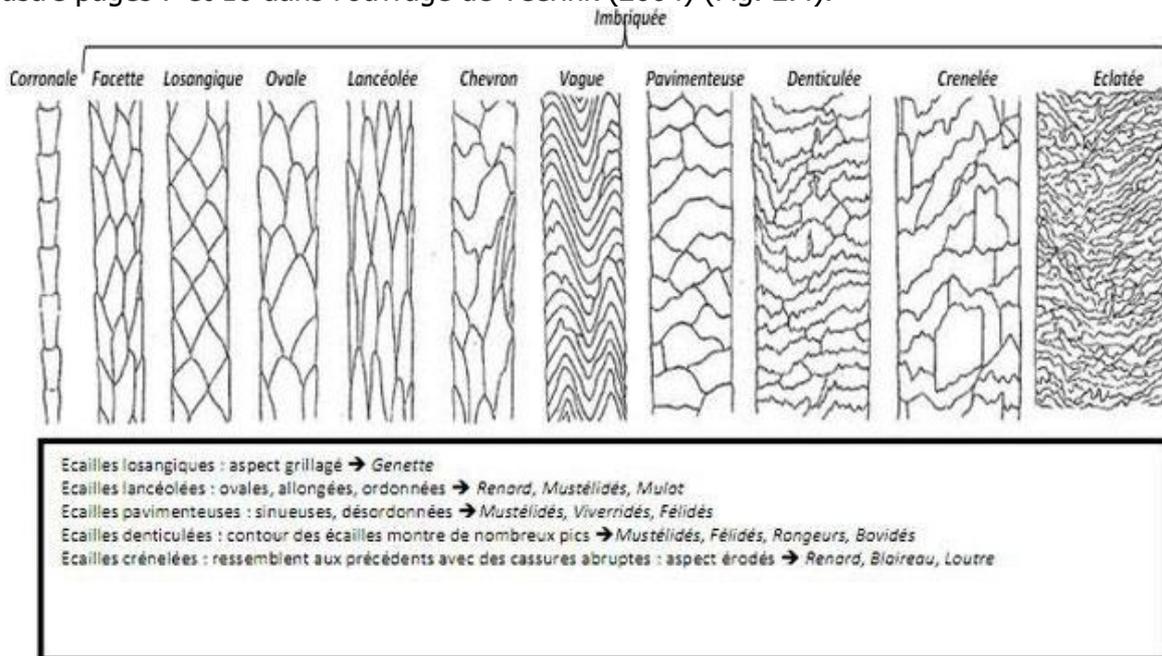


Figure 2.4. Écailles des poils de Petits Mammifères (Teerink 2004)

Quelques exemples de Petits Mammifères, d'après la classification proposée par Debrot *et al.*(1982).

Forme de l'écaille	Exemple (espèce)
Écailles coronales	<i>Plecotus auritus</i> (Oreillard roux) ¹
Écailles en triangle inversé	<i>Mus musculus</i> (Souris grise : domestique / sauvage)
Écailles à chevrons	<i>Pitymys multiplex</i> = <i>Microtus multiplex</i> (Campagnol de Fatio)
Écailles à chevrons étroits	<i>Sciurus vulgaris</i> (Écureuil roux)
Écailles en mosaïque	<i>Erinaceus europaeus</i> (Hérisson d'Europe)
Écailles striées des poils à gouttière	<i>Neomys anomalus</i> = <i>Neomys milleri</i> (Crossope de Miller)

Etude du cortex et de la médulla observée par transparence et en coupe transversale

- * Chaque taxon peut être caractérisé par un indice médullaire calculé en recherchant pour la fibre analysée, la présence d'un canal médullaire (Fig. 2.5). Pour ce faire, il faut se munir d'un micromètre pour objectif de microscope. L'indice médullaire correspond au diamètre du canal médullaire (CM) divisé par le diamètre total du poil (D) : $IM = CM / D$.

¹ En ce qui concerne les poils de chauves-souris, se reporter à la clé proposée par Ursel Haüssler « Détermination des poils de chauves-souris à partir du guano » (pp. 134-143) in « Chauves-souris d'Europe », Christian Dietz et Andreas Kiefer, Delachaux & Niestlé, 2021.

- * Chez la plupart des animaux, cet indice médullaire est généralement $> 0,50$ (lorsqu'il est $< 0,38$, le poil est obligatoirement humain).

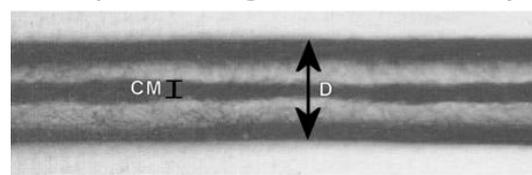


Figure 2.5. Mesure de l'indice médullaire (IM)

- * La structure de la médulla, observée par transparence, est un autre critère important pour l'identification. La médulla est constituée de cellules qui contiennent ou non des pigments et qui sont séparées par des espaces remplis d'air. Parfois, ces espaces sont remplis de liquide lors de la préparation du poil, ce qui n'en modifie pas radicalement l'apparence.
- * Trois types de structures sont distinguables :
 - o médulla absente ;
 - o médulla non continue, interrompue ou fragmentée ;
 - o médulla continue (Fig. 2.6), elle-même subdivisée en 7 sous-catégories (Debrot *et al.* 1982) : chez le Campagnol agreste (*Microtus agrestis*) par exemple, la médulla est dite « continue à espaces aériformes réticulés multisériés ».

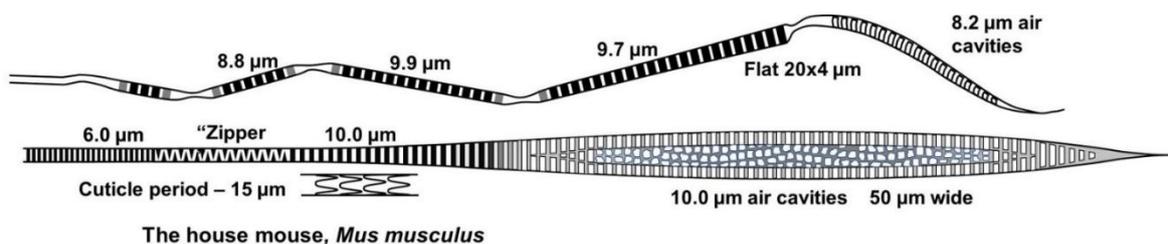


Figure 2.6. Schéma d'un poil de Souris grise (*Mus musculus*)

- * En coupe transversale, la silhouette des poils revêt une grande importance pour l'identification. Parfois, la forme de la médulla et la répartition des pigments peuvent également servir de critères de différenciation. Cette silhouette peut varier en fonction du niveau de la coupe.
- * Les formes observées sont classées en plusieurs sous-catégories (Debrot *et al.* 1982) :
 - o contours arrondis, silhouette convexe (par exemple la Taupe d'Europe *Talpa europaea*, le Hérisson d'Europe *Erinaceus europaeus*) ;
 - o contours arrondis, silhouette concave (par exemple l'Écureuil roux *Sciurus vulgaris*, le Campagnol agreste *Microtus agrestis*, le Mulot sylvestre *Apodemus sylvaticus*, le Campagnol roussâtre *Clethrionomys glareolus*) ;
 - o contours anguleux (par exemple la Musaraigne pygmée *Sorex minutus*, la Musaraigne carrelet *Sorex araneus*, la Crocidure musette *Crocidura russula*).

La réalisation d'une collection d'échantillons de référence prend toute son importance pour des études ultérieures. Cette collection sera composée de poils identifiés avec certitude et ayant été photographiés, au microscope, sur la longueur et en coupe transversale. Ces poils sont à conserver en l'absence d'humidité avec les informations permettant de les retrouver facilement et de les associer aux photographies et aux informations qui ont été collectées lors de la récolte. Les poils dorsaux les plus caractéristiques sont à sélectionner, en effet les critères de détermination évoqués plus haut s'appliquent essentiellement à ces derniers.

La détermination des Petits Mammifères par leurs poils est une technique relativement ancienne qui complète les observations en main après piégeage non vulnérant et qui peut contribuer à confirmer ou non une identification délicate. L'utilisation de plusieurs techniques (études des traces et indices de présence, analyses des pelotes de réjection, piégeage non vulnérant, reconnaissance des spécimens en main...) permet de valider avec plus de certitude des déterminations rendues hasardeuses par l'utilisation d'une seule technique. L'un des avantages de l'analyse des poils en microscopie optique est sa facilité de mise en œuvre et son faible coût, la rendant possible en milieu associatif. Les techniques génétiques plus récentes qui font appel à la biologie moléculaire sont incontestablement plus fiables mais plus difficiles à mettre en œuvre et d'un coût non négligeable.

Bibliographie

- Debrot S., Fivaz G., Mermod C. & Weber J.-M. 1982. Atlas des poils de Mammifères d'Europe. Institut de Zoologie de l'Université de Neuchâtel. 208p.
- Desmet J.F. 2018. Piégeage de micromammifères à l'aide de pièges permettant la capture d'animaux vivants. *Plume de naturalistes*, n° 2, pp. 77-86.
- Faucheux M., Armand F. & Montfort D. 2016. Poils de micromammifères observés au microscope électronique à balayage. *Bull. Soc. Sc. Nat. Ouest de la France*, Tome 38 (1), pp. 11-15.
- Fournier-Chambrillon C., Bout C., Ruys T., Caublot G., Cheron A., Dorfiac M, Palussière L., Saillard M., Simonet F., Quelennec C., André A., Pigneur L.M., Michaux J. & Fournier P. 2020. Utilisation de tubes capteurs d'indices et de l'outil moléculaire comme méthode indirecte d'inventaire et de suivi des micromammifères. *ARVICOLA, Actes des premières rencontres Nationales Petits Mammifères*, pp. 154-160.
- Keller A. 1979. Détermination des Mammifères de la Suisse par leur pelage : I *Talpidae* et *Soricidae* (2 planches), *Revue Suisse Zool*, Tome 87, Fasc 3, pp.758-761.
- Keller A. 1980. Détermination des Mammifères de Suisse par leur pelage II Diagnose des familles, III *Lagomorpha*, *Rodentia (partim)*, *Revue Suisse Zoologie*, Tome 87, Fasc 3, pp. 781-796.
- Keller A. 1981. Détermination des Mammifères de Suisse par leur *Cricetidae* et *Muridae* (5 figures), *Revue Suisse Zool*, Tome 88, Fasc 2, pp. 463-473.
- Keller A. 1986. Etude comparative de la structure fine des poils de Pipistrelle d'Europe. *Revue Suisse Zool*, Tome 93, Fasc 2, pp. 409-415.
- Martin A. 2007. Expérimentation et évaluation d'une technique d'étude des Mammifères sauvages : les tubes capteurs de poils. *ARVICOLA - tome XVIII-n°1*, pp.17-21.
- McCleery R., Monadjem A., Conner M., Austin J.D. & Taylor P.J. 2021. *Methods for Ecological Research on Terrestrial Small Mammals*. *Johns Hopkins University Press*, Baltimore. 368p.
- 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*, Mémoire de stage de Master2 Ecologie : diagnostique et gestion des écosystèmes, LPO de Côte d'Or et de Saône et Loire, pp. 1-49.
- Teerink B.J. 2004. *Hair of West-European Mammals. Atlas and identification key*. *Cambridge University Press*. Cambridge. 224p.

FICHE 3 Examen des empreintes

Non réglementé
Pas de précautions sanitaires

L'identification des Petits Mammifères d'après leurs empreintes reste difficile dans la majorité des cas. Seules quelques espèces peuvent être discriminées par cette technique. Des distinctions peuvent toutefois être opérées par « groupe taxonomique » (Rongeurs, Musaraignes).

Objectifs

Détecter quelques espèces/taxons particuliers présents sur un site
Calculer des abondances relatives

Espèces concernées

Hérisson d'Europe, Écureuil roux, Loir gris, Lérot, Muscardin.

Méthodes

Deux méthodes peuvent être distinguées :

- 1- l'observation d'empreintes dans le milieu sur un substrat naturel présent (boue, sable, poussière, neige) ;
- 2- l'observation d'empreintes à l'aide d'un dispositif passif sur un substrat artificiel (plaque, tube ou tunnel à empreintes avec souvent un système de marquage par encre).

L'utilisation de la technique 1 pour le suivi des Petits Mammifères est très limitée aux sols favorables et même en cas de découverte de piste de Petits Mammifères seules quelques espèces peuvent ainsi être identifiées (Hérisson d'Europe et Écureuil roux principalement) (Fig. 3.1).

Du fait de ces difficultés, les chercheurs et naturalistes ont développé des techniques standardisées permettant une détection, une identification et parfois une quantification plus facile des espèces.



Figure 3.1. A gauche, empreintes d'Écureuil roux dans la neige (© Thomas Ruys) ; à droite, empreintes de mulot et de lièvre qui se croisent (© Manuel Ruedi)

L'idée générale est de créer un substrat qui va permettre de lire clairement les empreintes des individus qui vont marcher dessus.

Le plus simple est l'utilisation de dispositifs standardisés à base de sable ou d'argile fins disposés en plaque (par exemple 1 m²) et répartis sur le secteur d'étude (station) en veillant

bien à l'intégration dans le paysage. Les stations sont régulièrement contrôlées et nettoyées. L'idéal est de protéger les stations de la pluie ou du vent. Cette méthode a été utilisée pour les rongeurs afin de quantifier leur activité relative, leur période d'activité, leur préférence d'habitat voire des phénomènes de compétition (Abramsky *et al.* 1991, Kottler *et al.* 1993) mais peut également servir aux petits carnivores.

Cette technique a été améliorée au cours des dernières années par l'utilisation de tubes ou tunnels à empreintes en utilisant de l'encre comme révélateur des empreintes (Mabee 1998). Les petits Mammifères entrent dans un tube/tunnel, marchent sur une solution d'encre puis se déplacent sur une feuille faisant office de marqueur qui imprègne les empreintes (Fig. 3.2). Le tube peut aussi être remplacé par une boîte.



Figure 3.2. Empreintes de Muscardin (à gauche © Julie Noulhiane) et de Hérisson d'Europe (à droite © Thomas Ruys) à base d'encre sur une feuille issue d'un tunnel à empreintes

Les tubes ou tunnels à empreintes sont utilisés pour suivre des populations menacées, détecter des espèces particulières ou à densité faible ou comprendre les effets des routes, corridors ou autres facteurs environnementaux qui influencent les populations de Petits Mammifères (Lapolla & Barrett 1993, Rytwinski & Fahrig 2007, Haigh *et al.* 2012).

La taille et la forme des tubes ou des tunnels sont variables en fonction des objectifs de détection d'espèce et ils sont généralement en matière plastique (léger et pliable).

Les anglais utilisent beaucoup des tunnels triangulaires (longueur : 50 cm, section triangulaire de 20 cm), notamment pour la détection du Hérisson (Fig. 3.3). Ceux-ci sont placés au sol au niveau d'éléments structurant le paysage (lisière, haie, muret...).

Pour la recherche spécifique sur les Gliridés (Muscardin, Loir gris et Lérot), de petits tunnels (longueur : 20 cm, largeur x hauteur : 5 cm) sont disposés en hauteur dans la végétation arbustive et sont très efficaces (Melcore *et al.* 2020) (Fig. 3.4). Ces derniers peuvent être fabriqués en recyclant des briques alimentaires ce qui diminue encore le coût de l'étude engagée (People's trust for endangered species 2015).



Figure 3.3. Tunnel à empreintes triangulaire pour le Hérisson d'Europe (© Hélène Dupuy)



Figure 3.4. Tunnel à empreintes carré pour le Muscardin (© Julie Noulhiane)

A titre d'information, les tunnels à empreintes sont aussi utilisés pour la recherche de petits Carnivores (Belette et Hermine) (Capt *et al.* 2014). Ils sont en général plus grands (longueur : 100 cm, hauteur x largeur : 16 x 12 cm) et en bois (Fig. 3.5).



Figure 3.5. Tunnel à empreintes pour petits carnivores (© P. Marchesi)

Ces dispositifs peuvent aussi être couplés à des appareils photo automatiques (Cf. FICHE 8 Détection par appareil photographique automatique) afin d'affiner l'identification.

Il y a clairement un avantage financier à utiliser l'identification par empreintes pour l'étude des Petits Mammifères. Cependant, ces méthodes ne permettent de mesurer que la présence, l'activité ou l'abondance relative. Même s'il existe des guides d'identification fine des empreintes (Marchesi *et al.* 2008, Grolms 2021), de nombreuses espèces ne peuvent être discriminées. Il ne faut pas négliger non plus le niveau d'expertise requis pour identifier les espèces car souvent les empreintes sont variables, partielles, parfois sur-imprimées avec d'autres empreintes ce qui complique l'identification. Certains chercheurs développent ainsi des techniques d'automatisation d'identification basées sur des images et algorithmes (Russell *et al.* 2009).

Bibliographie

- Abramsky Z., Rosenzweig M.L. & Pinshow B. 1991. The shape of a gerbil isocline measured using principles of optimal habitat selection. *Ecology* 72 (1) : 329-340.
- Capt S., Blant M. & Marchesi P. 2014. L'utilisation de tunnels à traces pour le monitoring des petits Mammifères (Carnivores, Rongeurs). *Bull. Murithienne* 132 : 113-119.
- Grolms J. 2021. Tierspuren Europas : Spuren und Zeichen bestimmen und interpretieren. *Ulmer Eugen Verlag*. 816p.
- 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 (1) : 15-26.
- Kottler B.P., Brown J.S. & Subach A. 1993. Mechanisms of species coexistence of optimal foragers : temporal partitioning by two species of sand dune gerbils. *Oikos* 67 (3) : 548-556.
- Lapolla V.N & Barrett G.W. 1993. Effects of corridors width and presence on population dynamics of the meadow vole. *Landscape Ecology* 8 (1) : 25-37.
- Mabee T.J. 1998. A weather-resistant tracking tube for small mammals. *Wildlife Society Bulletin* 26 (3) : 571-574.
- Marchesi P., Blant M. & Capt S. 2008. *Mammifères de Suisse – Clés de détermination*. Fauna Helvetica 21, CSCF & SSBF, Neuchâtel.
- Melcore I., Ferrari G. & Bertolino S. 2020. Footprint tunnels are effective for selecting dormouse species. *Mammal Review* – Short communication.
- People's trust for endangered species 2015. The Dormouse Monitor : 8-9p.
- Russell J.C., Hasler N., Klette R. & Rosenhahn B. 2009. Automatic track recognition of footprints for identifying cryptic species. *Ecology* 90 (7) : 2007-2013.
- Rytwinski T. & Fahrig L. 2007. Effect of road density on abundance of white-footed mice. *Landscape Ecology* 22 (10) : 1501-1512.

FICHE 4 Analyse de pelotes de réjection

Non réglementé
Précautions sanitaires

Beaucoup d'espèces de Petits Mammifères entrent dans le régime alimentaire de prédateurs terrestres. Les parties osseuses ainsi que les phanères ne sont pas digérées et sont donc expulsées sous la forme de pelotes de réjection (plutôt chez les rapaces) ou de fèces (chez les Mammifères carnivores). Pelotes et fèces peuvent ainsi être analysées afin d'identifier les espèces consommées. Cette fiche se concentre sur l'étude des pelotes.



Pelotes de réjection d'Effraie des clochers
(© François Leboulenger à gauche ; © Josselin Boireau – GMB à droite)

Objectifs

Identifier les espèces de Petits Mammifères consommées par les prédateurs
Inventorier les espèces de Petits Mammifères dans un secteur donné

Espèces concernées

Presque toutes les espèces de Petits Mammifères sont concernées. Cependant, certains rapaces sont plus spécialisés sur quelques groupes d'espèces en fonction de leurs milieux de chasse, et certaines espèces de Petits Mammifères seront plus difficiles à capturer du fait de leur mode de vie (campagnols souterrains, Desman, Mammifères arboricoles et semi-aquatiques).

Méthodes

Les pelotes sont récoltées dans le milieu naturel ou le bâti en ciblant les endroits fréquentés par les rapaces. Il faut privilégier l'Effraie des clochers *Tyto alba* (plus opportuniste dans son régime alimentaire) et chercher ses pelotes dans des anciens bâtiments abandonnés (grange, maison, ferme...), dans les greniers si la maison possède une sortie accessible en hauteur, au niveau des clochers et combles d'église si ceux-ci ne sont pas grillagés pour la protection contre les pigeons.



Pelotes de réjection dans un clocher
(© Hélène Dupuy)

ATTENTION : il faut limiter le dérangement occasionné par la récolte des pelotes chez l'Effraie

des clochers notamment pendant la période de reproduction et d'élevage des jeunes, qui est plus ou moins étendue suivant les années et les localisations. Ainsi, la recherche de pelotes doit s'effectuer préférentiellement entre les mois d'octobre et décembre. Les visites sur un même site doivent être très espacées, la récolte des pelotes doit s'effectuer rapidement et sans bruit. L'accès à certains sites nécessite une autorisation ou l'accord du propriétaire (propriété privée) et des mesures de sécurité.

Afin d'éviter le développement des larves de teignes des fourrures (mites), les éléments récoltés doivent ensuite être placés au congélateur (24 à 48 h). Le passage au four à micro-onde n'est pas recommandé, principalement parce qu'il est susceptible d'altérer l'ADN. Après le traitement au congélateur, si les pelotes sont humides, elles doivent être séchées dans un endroit sec, chaud et ventilé avant analyse. Par exemple, il est possible de placer les pelotes sur du papier journal pendant quelques jours. Les pelotes, référencées et stockées dans des sacs hermétiques, peuvent être conservées pendant plusieurs mois si besoin.

Les pelotes peuvent ensuite être décortiquées à l'aide de pinces ou directement à la main en portant des gants en nitrile afin d'en extraire tous les éléments qui pourront servir à une identification des Petits Mammifères consommés. L'utilisation d'une brosse à dents est également très utile pour nettoyer les éléments. Les mesures crâniennes nécessitent parfois le recours à un pied à coulisse. Pour éviter le possible développement d'une allergie, il faut penser à régulièrement aérer la pièce dans laquelle le travail est effectué et à porter un masque en prévention.

L'identification se fait à l'aide d'une « clé d'identification » disponible dans des guides ou fiches prévues à cet effet (Cf. bibliographie et fiches régionales sur internet) et grâce à l'utilisation d'une loupe binoculaire (x10) indispensable pour discerner les éléments crâniens notamment.



Matériel nécessaire pour l'analyse de pelotes de réjection (clé d'identification, loupe binoculaire, pied à coulisse, brosse à dents, pince, bac en plastique, tube de stockage des crânes) (© Thomas Ruys à gauche ; © Hélène Dupuy à droite)

Il est important de se constituer une banque de référence avec au moins un crâne par espèce. Les crânes peuvent être stockés dans des petits tubes en plastique, correctement identifiés par une étiquette, ce qui prendra peu de place.

Les observations doivent ensuite rejoindre une base de données afin de ne pas perdre les informations accumulées (Observatoire National sur les Mammifères de la SFEPM, Fichier national « Pelotes », outils de saisie en ligne des SINP...). En particulier, il est important de noter : le lieu précis de récolte des pelotes (commune, lieu-dit, coordonnées X et Y), le nombre de pelotes récoltées (ou la quantité de vrac), la date de récolte, le nom de la

personne qui a collecté, la date d'analyse, le nom de la personne qui a analysé le lot, et le nombre d'individus identifiés par espèce.

Des préconisations précises quant au matériel à conserver seront émises pour la prochaine version du Guide. Pour l'instant et dans tous les cas, il est important de conserver au minimum les éléments qui n'ont pas pu être identifiés, les identifications pour lesquelles un doute persiste et les crânes d'espèces cryptiques afin de les faire analyser ou confirmer par une autre personne. Il est également possible de conserver tous les crânes, de manière individualisée pour les espèces rares ou les cas particuliers, et par espèce pour les autres.



Identification de crânes en cours, une fois les pelotes de réjection décortiquées (© Hélène Dupuy)

Bibliographie

Clés d'identification :

- Couzi L. 2011. Identifier les petits mammifères non-volant, Erinaceomorpha, Soricomorpha, Rodentia d'Aquitaine. LPO Aquitaine, Bordeaux, 24p.
- CPN & GMHL 2010. Pelotes ! Décortiquer et déterminer le contenu des pelotes de réjection. Les cahiers techniques de la Gazette des Terriers n°121. 98p.
- Cuisin J. 1989. L'identification des crânes de Passereaux (Passeriformes : Aves). Thèse. Université de Bourgogne. 243p.
- Erome G. & Aulagnier S. 1982. Contribution à l'identification des proies des Rapaces. *Bièvre*, 4(2) : 129-135
- Leboulenger F. & Leugé F. 2004. L'identification des restes osseux céphaliques de musaraignes dans les pelotes de réjection de rapaces nocturnes en Normandie. Problèmes et solutions. *Le Petit Lérot* 61 : 8-29.
- Lugon-Moulin N. 2003. *Les musaraignes, biologie, écologie, répartition en Suisse*. Ed. Porte-Plumes, coll. La nature dans les Alpes, 280p.
- Marchesi P., Blant M. & Capt S. 2008. *Mammifères de Suisse – Clé de détermination*. Fauna Helvetica 21, CSCF & SSBF, Neuchâtel, 289p.
- Monnat J.Y. & Pustoc'h F. 2001. Les proies de la chouette effraie en Bretagne. 6p.
- Poitevin F. & Quéré J.P. 2021. *Insectivores et Rongeurs du sud de la France*. Editions Ecologistes de l'Euzière, Prades-le-Lez. 407p.
- Quéré J.-P. & Le Louarn H. 2011. *Les rongeurs de France – faunistique et biologie*. 3^{ème} édition, Guide pratique, Eds Quae. 311p.
- Rolland C. 2008. Clé d'identification des micro-mammifères de Rhône-Alpes. CORA Faune Sauvage, Villeurbanne, 54p.

Notes régionales ou focus sur une espèce ou un groupe d'espèces (liste non exhaustive) :

- Brunet-Lecomte P. 2014. Nouvelles données sur la morphologie dentaire du Campagnol basque *Microtus (Terricola) lusitanicus* (Gerbe, 1879), *Rodentia, Arvicolinae*. *Bulletin de la Société d'Histoire Naturelle du Pays de Montbéliard* : 233-238.
- Brunet-Lecomte P. 2019. Observation de deux campagnols des champs *Microtus arvalis* (Pallas, 1778) (*Rodentia, Arvicolinae*) caractérisés par une troisième molaire supérieure atypique. *Bulletin de la Société Linéenne de Lyon* 88(3-4): 67-70.
- Brunet-Lecomte P. 2021. Observation d'un Campagnol souterrain *Microtus subterraneus* (de Sélys-Longchamps, 1836) (*Rodentia, Arvicolinae*) porteur d'une troisième molaire supérieure simplexe. *Bulletin de la Société Zoologique de France* 146(2): 95-96.
- Hétier A. 2012. Les dents de la terre. Commentaires sur l'identification, à partir de restes osseux, des campagnols du sous-genre *Terricola* présents en Midi-Pyrénées. *Tais, bulletin de liaison des mammalogistes de Midi-Pyrénées* 5: 7-23.
- Rolland P. 2013. Analyse des pelotes de réjection : Distinction des trois Crocidures présentes en Bretagne à partir de la pré-molaire supérieure (P⁴). Groupe Mammalogique Breton, Sizun, 1p.
- Rolland P. 2013. Analyse des pelotes de réjection : Distinction du Campagnol des champs *Microtus arvalis* du Campagnol souterrain *Microtus subterraneus* par la forme du palais. Groupe Mammalogique Breton, Sizun, 1p.

FICHE 5 Analyse de fèces de Carnivores

Cette technique n'est pas développée dans cette version du Guide, mais le sera pour la suivante.

FICHE 6 Examen des terriers, galeries et monticules

Non réglementé
Pas de précaution sanitaire

Objectifs

Inventorier les espèces présentes dans un site
Estimer les populations

Espèces concernées

- * Les taupes (*Talpa sp.*) et le Campagnol aquatique/fouisseur (*Arvicola amphibius*) et/ou monticole (*A. monticola*) peuvent parfois être identifiées d'après leurs tumuli ;
- * Les trois espèces de taupes (*Talpa aquitania*, *T. caeca* et *T. europaea*) forment des taupinières identiques qui ne permettent pas de les différencier ;
- * parmi les campagnols du sous-genre *Terricola*, le Campagnol provençal est lui aussi connu pour faire des tumuli semblables à ceux du Campagnol fouisseur mais plus petits.



Taupe d'Europe © Manuel Ruedi

Plusieurs ouvrages exposent les critères de reconnaissance présentés dans cette fiche : Olsen 2013, Quéré & Le Louarn 2011, Poitevin & Quéré 2021.

Les terriers et galeries

Ce type d'indice de présence concerne les espèces aux mœurs souterraines, à savoir la plupart des Arvicolinés et les taupes. Bien qu'il ne soit en général pas possible d'identifier l'espèce, la détection de terriers dans une zone reste un indice de présence qui indique une activité. Elle permet d'orienter les prospections, dans l'espoir de trouver d'autres types d'indices de présence à combiner pour une identification à l'espèce.

Les rongeurs souterrains creusent des galeries, dont les ouvertures sont visibles sur le sol. Le réseau de galerie est souvent étendu et peu profond.



Ouvertures d'une galerie de petit campagnol (© Hélène Dupuy)

A la fonte des neiges, il est possible d'observer ce réseau en surface. En effet, les individus se mettent à circuler juste sous le manteau neigeux et les vestiges des galeries sont alors visibles quelque temps une fois qu'il est fondu.



Réseau de galeries visibles en surface, une fois la neige fondue (© Hélène Dupuy)

La taille de l'ouverture des terriers donne une indication sur le groupe d'espèces qui les occupe. Le diamètre de galerie mesure autour de 2 cm chez les petits campagnols (genre *Microtus*), alors qu'il mesure entre 4 et 8 cm chez les campagnols du genre *Arvicola* et les rats. Des ouvertures encore plus grosses concernent les espèces de taille supérieure (Rat musqué, Ragondin, Marmotte des Alpes).



Terriers de Campagnol amphibie en bord d'étang (© Hélène Dupuy)



Différence de taille de l'ouverture de la galerie, de type petit campagnol à gauche et grand campagnol à droite (© Hélène Dupuy)

Chez les petits campagnols, les ouvertures de galeries sont parfois très nombreuses sur une petite superficie. Chez le Campagnol des champs, la végétation est tondue autour des ouvertures et ces dernières sont reliées par des coulées bien marquées, dans lesquelles des fèces sont souvent déposées. Suivant l'habitat, il est parfois possible de statuer sur l'espèce mais cela reste délicat.



Fèces de Campagnol des champs à proximité du trou (© Manuel Ruedi)

Les grands campagnols du genre *Arvicola* et les taupes ont la caractéristique d'accumuler des déblais à l'ouverture des galeries. Leur cas est détaillé dans la partie qui suit.

Les monticules

Chez les taupes, les monticules sont appelés taupinières, chez les campagnols, ils sont appelés tumuli.

En creusant leurs galeries, les Petits Mammifères fouisseurs évacuent la terre à la surface du sol sous forme de monticules, ou tumuli, de taille variable selon les espèces. Les taupes (*Talpa sp.*) et le Campagnol fouisseur/aquatique et/ou monticole (*Arvicola amphibius* et/ou *A. monticola*) édifient des tumuli relativement faciles à identifier. En revanche, les petits campagnols souterrains (*Microtus sp.*) sont impossibles à reconnaître de cette manière.

Méthode

La combinaison des critères suivants est nécessaire pour réussir à identifier l'espèce ou le groupe d'espèces à l'origine des monticules. Bien qu'ils semblent relativement simples à appréhender, l'observation en pratique de ces critères est plus délicate. Ils ne sont souvent pas pleinement caractéristiques, ce qui invite au doute. Il est nécessaire de diagnostiquer plusieurs monticules avant de statuer, ou non. Et il est préférable de prospecter jusqu'à en trouver des frais, sans quoi certains critères ne sont pas observables (forme et texture) et rendent l'identification peu fiable.

1. Observer la disposition des monticules

Attention, la configuration de l'espace peut conditionner la disposition des monticules. C'est souvent le cas lorsqu'il est « restreint ». Dans une bande enherbée par exemple, des tumuli de Campagnol fouisseur/monticole seront plutôt alignés.

TAUPE D'EUROPE

Plutôt alignés et régulièrement espacés (© Manuel Ruedi)



CAMPAGNOL FOUISSEUR/MONTICOLE

Plutôt regroupés de façon irrégulière (© Gilles Pottier)



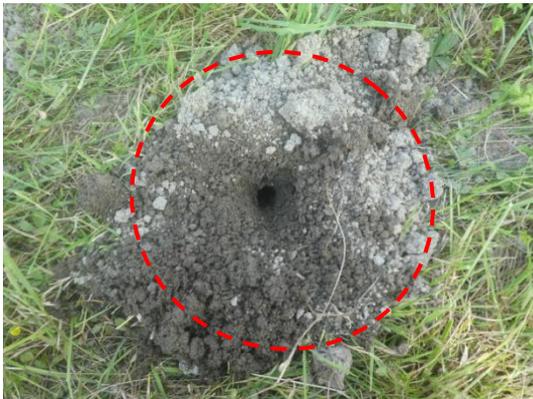
L'alignement des monticules peut être trompeur : l'espace enherbé ici est une bande linéaire entre une piste à droite et un ravin à gauche. Il est important de prendre en compte l'environnement et de croiser les critères pour identifier l'espèce ou le groupe d'espèces. (© Hélène Dupuy)

2. Observer la forme du tumulus et la position de la cheminée

Attention, critère peu voire pas visible sur les vieux monticules ou après une averse

TAUPE D'EUROPE

Taupinière vraiment ronde, souvent haute et conique
Cheminée centrale et verticale



Trou d'évacuation dégagé sur une taupinière, la cheminée est au centre du monticule ; la forme circulaire du monticule est illustrée par les pointillés (© Hélène Dupuy)

CAMPAGNOL FOUISSEUR/MONTICOLE

Tumulus parfois ovale, plutôt bas
Cheminée sur le côté du tumulus et inclinée, souvent double (passage de la galerie)



Trou d'évacuation dégagé sur un tumulus (d'où la terre répandue au sol sur la gauche), la cheminée est sur la périphérie du monticule ; la forme ovale du monticule est illustrée par les pointillés, la galerie et ses deux orifices sont pointés par la flèche (© Hélène Dupuy)

3. Observer la texture de la terre évacuée

Attention, critère peu voire pas visible sur les vieux monticules ou après une averse

TAUPE D'EUROPE

La taupe creuse ses galeries avec ses pattes antérieures et évacue la terre en la poussant devant elle, d'où la présence parfois de boudins de terre au sommet de la taupinière. Éléments parfois grossiers. (©Thomas Ruys en haut et © Hélène Dupuy en bas)



CAMPAGNOL FOUISSEUR/ MONTICOLE

Le campagnol fouisseur creuse ses galeries avec ses incisives et évacue la terre avec ses pattes postérieures, à reculons. La terre évacuée est plutôt fine. © Gilles Pottier



4. Les taupinières gigantesques

Dans les terrains humides, la taupe peut édifier des monticules de 50 cm de hauteur pour que sa loge de repos soit au sec au-dessus du sol. Ces énormes taupinières sont caractéristiques de la Taupe d'Europe et de la Taupe d'Aquitaine.



Taupinière de grande taille, parmi d'autres de taille classique, dans une prairie en bord de ruisseau (© Hélène Dupuy)

Bibliographie

- Olsen L.E. 2013. Guide Delachaux des traces d'animaux. Editions Delachaux & Niestlé, Paris. 272p.
- Poitevin F. & Quéré J.P. 2021. *Insectivores et Rongeurs du sud de la France*. Editions Ecologistes de l'Euzière, Prades-le-Lez, 407p.
- Quéré J.P. & Le Louarn H. 2011. *Les rongeurs de France. Faunistique et biologie*. Editions. Quae, 311p.

FICHE 7 Examen des nids et des restes alimentaires

Non réglementé
Pas de précaution sanitaire

Objectifs

Inventorier les espèces présentes dans un site
Estimer les populations

Espèces concernées

Écureuil roux, Muscardin, Rat des moissons, mulots, Campagnol roussâtre, Campagnol amphibie et Campagnol agreste / de Lavernède

Plusieurs ouvrages exposent les critères de reconnaissance présentés dans cette fiche : Bouchary & Moutou 1989, Bang & Dahlström 1999, Chazel & Da Rosa 2006, Olsen 2013, Quéré & Le Louarn 2011, Rolland *et al.* 2017, Simonnet *et al.* 2019, Poitevin & Quéré 2021.

Méthode

1. Observation des nids

Plusieurs espèces construisent des nids. Ceux-ci sont utilisés pour la reproduction, le repos, mais aussi pour l'hibernation ou l'hivernation. Les nids de plusieurs espèces sont caractéristiques. C'est le cas du Rat des moissons, du Muscardin, de l'Écureuil roux (et du Campagnol amphibie).

Rat des moissons

Le nid est sphérique et de petite taille (6 à 10 cm de diamètre environ). Il est tissé à partir des feuilles de graminées où il se trouve. Il est donc fixé à son support, et non simplement posé comme celui du Muscardin. Le nid du Rat des moissons est composé de matériaux plutôt uniformes (principalement les feuilles des graminées qui lui servent de support). Il ne comporte pas de trou d'accès permanent. Le nid d'été se trouve en général à une hauteur de 50 cm ou moins. Le nid d'hiver est au sol.

Plus de détails dans la FICHE I Rat des moissons (*Micromys minutus*)



Nid de Rat des moissons (© Hélène Dupuy)

Muscardin

Son nid est sphérique et de taille moyenne (12 à 15 cm de diamètre environ). Il est fabriqué à partir de divers matériaux, ce qui rend son aspect moins uniforme que le nid du Rat des moissons (ronces, chèvrefeuille, mousse, feuilles, débris ligneux...). Le Muscardin assemble les matériaux pour construire son nid, ce-dernier est donc posé sur son support, et non fixé. Le nid d'été se trouve entre 40 cm à plusieurs mètres du sol. Le nid d'hiver est au sol, dans la litière.

Plus de détails dans la FICHE II
Muscardin (*Muscardinus avellanarius*)



Nid de Muscardin (© Pascal Rolland)

Écureuil roux

Son nid est construit dans un arbre, souvent près du tronc et à l'enfourchure d'une ou plusieurs branches. La construction est globuleuse et mesure en moyenne 20 à 50 cm de diamètre. L'entrée se situe sur le côté (5 cm de large). Le nid est constitué d'un entrelacs de rameaux et est souvent tapissé de mousses. L'Écureuil roux construit parfois son nid dans un trou d'arbres ou un nichoir. Suivant la configuration, il est possible de confondre le nid d'Écureuil roux avec des nids d'oiseaux (notamment les Corvidés). Le « toit » de branches fabriqué par la Pie bavarde au-dessus de son nid peut aider à trancher.

Plus de détails dans la FICHE VI
Écureuils arboricoles (*Sciurus vulgaris* et *Callosciurus erythraeus*)



Nid d'Écureuil roux (© Philippe Defernez)

Campagnol amphibie

Dans les zones où le Campagnol amphibie ne peut pas creuser de terriers, il peut fabriquer des nids à la surface du sol. Ils sont sphériques, de 20 à 30 cm et composés de tiges des végétaux alentours. Ces nids sont rarement trouvés.



Nid au sol de Campagnol amphibie (© Thomas Dubos – GMB)

A noter que dans certaines zones, le Rat musqué peut construire des huttes (de taille plus petite que celles du Castor d'Eurasie : 2 m de diamètre et 1 m de hauteur). C'est le cas par exemple dans les zones d'eau stagnantes (queues d'étangs, marais) où le creusement des berges est moins possible. Contrairement au Castor, les huttes du Rat musqué sont fabriquées avec des végétaux aquatiques (tiges de roseaux, de joncs, de rhizomes...) colmatées de boue.

2. Observation des restes alimentaires

De nombreuses espèces laissent des traces de restes alimentaires, mais seulement certaines ont une manière caractéristique de consommer l'aliment permettant de les identifier.

Restes de cônes de résineux

- Écureuil roux (Cf. FICHE VI Écureuils arboricoles (*Sciurus vulgaris* et *Callosciurus erythraeus*)) : les cônes décortiqués sont réduits à leur axe à l'exception des écailles de l'extrémité supérieure qui sont généralement laissées en place et en bon nombre, ce qui forme une sorte de bouquet. Les cônes consommés sont d'aspect « pas fini », « ébouriffé », à savoir qu'il reste des parties effilochées sur l'axe. L'Écureuil roux consomme ses aliments en hauteur, depuis les branches de l'arbre ou sur des zones surélevées (souche, bloc rocheux...), c'est pourquoi les écailles enlevées jonchent le sol où elles sont dispersées de façon régulière. On trouve ainsi un grand nombre de cônes décortiqués aux pieds des arbres, des souches, des blocs.



Reste de cône mangé par l'Écureuil roux (© Thomas Ruys)

- Petits rongeurs : mulots et Campagnol roussâtre se nourrissent également de cônes de résineux. Contrairement à l'Écureuil roux, le bouquet d'écailles de la partie supérieure du cône n'est pas présent ou très réduit, et l'aspect général est « bien nettoyé » (il n'y a pas, ou moins, de parties effilochées, tout est bien rongé). En plus, les écailles basales sont également rongées, ce qui donne une forme arrondie et régulière à la partie inférieure des cônes. Les petits rongeurs consomment préférentiellement les cônes à couvert, au sol. C'est pourquoi les cônes peuvent être trouvés en amas contre les troncs, sous une souche, sous un bois mort au sol...

Malgré ces critères, le risque de confusion est important puisque de nombreux cônes peuvent être rongés de manière atypique (commencé par une espèce et fini par une autre, individu dérangé pendant son alimentation et donc cône non fini...). Il est préconisé de poursuivre les recherches jusqu'à trouver des cônes typiques, permettant de statuer sur l'espèce ou groupe d'espèces.

Restes de noisettes et noyaux

- Muscardin (Cf. FICHE II Muscardin (*Muscardinus avellanarius*)) : sa façon de ronger les noisettes et noyaux est caractéristique. Dans un cas typique, le trou est régulier, rectiligne lorsqu'observé de profil, son bord interne est lisse et des traces de dents obliques et régulières sont visibles sur la bordure externe. Le Muscardin consomme les noisettes en étant dans l'arbre, perché sur les branches, parfois à leur extrémité. Les noisettes sont donc à rechercher à l'aplomb de la surface du houppier.
- Petits rongeurs : mulots et campagnols rongent également des noisettes et noyaux, mais contrairement au Muscardin, le trou est généralement irrégulier, concave lorsqu'observé de profil, avec des traces de dents sur les bords interne et externe. De plus, ces petits rongeurs s'alimentent principalement à couvert, ils ramènent les noisettes et noyaux trouvés au sol dans une cache ou un abri. Les tas de noisettes trouvés à couvert et au niveau des troncs sont donc principalement le fait de ces espèces. Il n'est pas possible d'identifier mulots ou campagnols à l'espèce à partir de ces indices de présence.
- Écureuil roux (Cf. FICHE VI Écureuils arboricoles (*Sciurus vulgaris* et *Callosciurus erythraeus*)) : il ne ronge pas les noisettes mais les casse. En général, les noisettes sont fendues en deux et la trace des dents est visible. Lorsqu'elles ne sont pas complètement brisées en deux, une fente est visible sur le tracé de la cassure. Les noisettes cassées par l'Écureuil roux sont à ne pas confondre avec les celles cassées par les oiseaux (brisure nette et sans trace de dents).

Là encore, le risque de confusion est possible. Le même conseil de persévérance jusqu'à trouver un indice fiable et typique s'applique.



Noisettes rongées par un Muscardin en haut à gauche (© Philippe Spiroux – GMN), par un mulot en haut à droite (© Philippe Spiroux – GMN), et cassées par un Écureuil roux en bas à gauche (© Clara Sauvage)

Noisettes rongées : ne pas confondre...

Signé Muscardin I

- Les trous faits par le Muscardin sont très réguliers et souvent presque ronds.
- Le bord interne du trou de la noisette rongée par le Muscardin ne comporte pas de traces de dents, et paraît lisse.
- Des traces de dents sont visibles sur la partie externe de la noisette. Elles sont obliques par rapport au trou et dessinent comme un cercle clair.
- Vue de profil, une noisette rongée par un muscardin présente souvent une ouverture presque rectiligne.

Attention ! Certaines noisettes rongées vous sembleront atypiques. Et pourtant... leur aspect « poncé » le confirme : elles sont bien signées Muscardin !

En voici quatre exemples assez courants :

- Ouverture en forme de cœur
- Ouverture à large bord
- Ouverture étirée
- Noisettes mangées encore vertes, au trou plus irrégulier

16 • Les Guides du GMB - n°1 • Le Muscardin

Méfiez-vous des imitations !

- Les mulots et campagnols consomment également des noisettes. Cependant le bord interne du trou présente de multiples traces de dents perpendiculaires. Le bord externe est marqué plutôt verticalement et le trou est le plus souvent irrégulier.
- Le Muscardin ne ronge presque jamais les noisettes en partant de la pointe inférieure du fruit. C'est en revanche une méthode très courante chez les campagnols et les mulots.
- Les balanins sont des insectes (charançons) dont les larves laissent un trou de sortie bien visible sur les noisettes et les noyaux de merises. Ce trou est petit, bien rond et dépourvu de marques extérieures.
- L'Écureuil consomme également des noisettes, mais sa mâchoire plus puissante lui permet de les fendre en deux. Les oiseaux peuvent aussi ouvrir les noisettes de cette façon, mais le plus souvent ils cassent la coque d'un coup de bec. Le bord externe, brisé net et sans traces de dent, est dans ce cas caractéristique.

Méfiance ! Mulots et campagnols peuvent parfois être très soigneux, comme pour cette noisette.

Vue de profil, une noisette rongée par un mulot ou un campagnol présente souvent une ouverture concave.

Les Guides du GMB - n°1 • Le Muscardin • 17

Extrait du Livret d'identification des indices de présence du Muscardin, de Rolland *et al.* 2017.

Restes de sections de plantes

Les réfectoires sont des restes de repas, généralement composés de tiges de plantes sectionnées. Sur ses places d'alimentation, le Campagnol amphibie sectionne les végétaux en biseau (environ 45°) à environ 5 ou 6 cm de hauteur (Cf. FICHE III Campagnol amphibie (*Arvicola sapidus*) et Campagnol fouisseur (ou aquatique) (*Arvicola amphibius*)). Il laisse sur place des tronçons de ces tiges, en tas. Ces réfectoires sont majoritairement trouvés dans les coulées, à couvert sous la végétation, ou sur des petites plages au bord de l'eau (souvent elles aussi protégées par la végétation).



Réfectoires de Campagnol amphibie (à gauche) et de Campagnol de Lavernède (à droite). Notez chez ce dernier les tronçons de moelle blanche. (© Héliène Dupuy)

Le Campagnol agreste et le Campagnol de Lavernède laissent également des réfectoires ressemblants, mais avec des tronçons relativement plus courts, parfois « épluchés ». La hauteur de coupe est également plus basse, mais attention une fois repoussés, les risques de confusion sont importants. Trouver un réfectoire est un indice de présence intéressant, mais qui ne permet pas d'identifier l'espèce. Cette découverte permet de savoir qu'un campagnol herbivore fréquente le site, et invite à chercher les fèces qui elles, sont caractéristiques.

Le Rat musqué peut également faire des réfectoires. Il consomme principalement des végétaux aquatiques (non ligneux) qu'il sectionne au bas de la tige, sans laisser de traces possibles à exploiter pour l'inventorier. Mais il peut ponctuellement se nourrir de crustacés (écrevisses), de bivalves (moules) et de gastéropodes. Il est ainsi possible de trouver des places d'alimentation jonchées de coquilles. Attention cependant aux autres espèces qui peuvent également laisser ce genre d'indices de présence, comme certains Mammifères semi-aquatiques (Loutre d'Europe, Vison d'Europe, Vison d'Amérique, Putois d'Europe). Les empreintes laissées sur place peuvent orienter l'identification.



Réfectoire (restes de mollusques bivalves) et empreintes de Rat musqué (© Hélène Dupuy)

Bibliographie

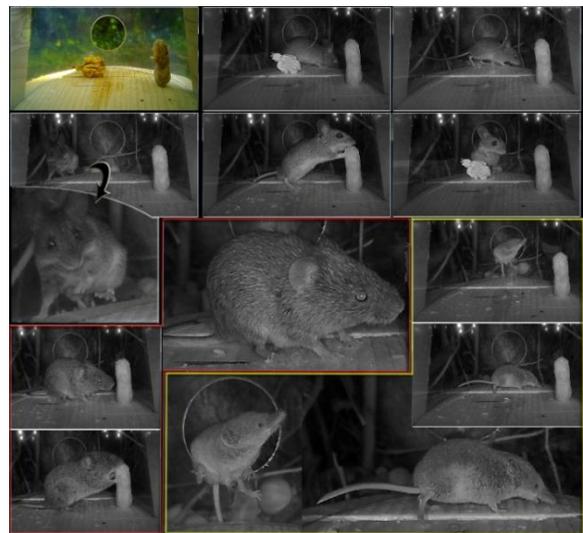
- Bang P. & Dahlström P. 1999. *Guide des traces d'animaux – les indices de présence de la faune sauvage*. Les Guides du naturaliste, Ed. Delachaux & Niestlé, Paris. 264p.
- Bouchardy C. & Moutou F. 1989. *Observer les Mammifères sauvages*. Eds Bordas, Paris. 239p.
- Chazel L. & Da Rosa M. 2006. *L'encyclopédie des traces d'animaux d'Europe*. Eds Delachaux & Niestlé, Paris. 384p.
- Olsen L.E. 2013. *Guide Delachaux des traces d'animaux*. Editions Delachaux & Niestlé, Paris. 272p.
- Poitevin F. & Quéré J.P. 2021. *Insectivores et Rongeurs du sud de la France*. Editions Ecologistes de l'Euzière, Prades-le-Lez, 407p.
- Quéré J.P. & Le Louarn H. 2011. *Les rongeurs de France. Faunistique et biologie*. Editions. Quae, 311p.
- Rolland P., Caroff C. & Boireau J. 2017. *Le Muscardin – Livret d'identification des indices de présence*. Coll. Les Guides du GMB - Sur la piste des Mammifères de Bretagne. Groupe Mammalogique Breton, Sizun. 23p.
- Simonnet F., Boireau J. & Boireau J. 2019. *Le Campagnol amphibie – livret d'identification des indices de présence*. Coll. Les Guides du GMB - Sur la piste des Mammifères de Bretagne. Groupe Mammalogique Breton, Sizun. 27p.

FICHE 8 Détection par appareil photographique automatique

Réglementé
Pas de précaution sanitaire

L'utilisation de dispositifs d'appareils photographiques automatiques (APA) (aussi appelés « pièges-photographiques ») s'est largement répandue depuis une quinzaine d'années pour l'étude des moyens et grands Mammifères sauvages. L'amélioration constante de la technologie permet aussi d'envisager sérieusement l'étude des Petits Mammifères par ce dispositif et ce dans bien des domaines, pas uniquement pour de l'identification. Les APA ont été utilisés pour estimer les tailles de population et la structure des communautés (Driessen & Jarman 2014) et peuvent parfois remplacer des campagnes de captures pour certains paramètres (Villette *et al.* 2016, Lambert *et al.* 2017). Les APA sont aussi utilisés pour détecter des espèces parfois difficiles à capturer (McDonald *et al.* 2015), observer des comportements (Rowcliffe *et al.* 2014), l'efficacité des aménagements routiers (Soanes *et al.* 2015), *etc.* Depuis peu, certains APA sont spécifiquement conçus pour l'identification des Petits Mammifères et augmentent le potentiel d'étude de ces petites espèces.

- * Avantages : plusieurs espèces détectées en une nuit, extension de la période d'étude (pas besoin de vérifier tous les jours comme les captures), pas de stress pour les animaux (hormis dans le cas d'utilisation d'APA avec rampe de flash LEDs blanches).
- * Inconvénients : identification spécifique parfois impossible, adaptation du matériel pour une mise au point rapprochée, risque de dégradation ou de vol, temps d'analyse des photo-vidéos.



Lérot à l'APA (© Anthony Gourvennec) et montage multi-espèces à l'APA (© Philippe Spiroux – GMN)

Objectifs

Détecter quelques espèces/taxons particuliers présents sur un site
Observer des comportements

Espèces concernées

Dans le cas d'une utilisation d'APA moyens et grands Mammifères :

En zones humides, le Campagnol amphibie, le Rat musqué et le Rat surmulot peuvent être détectés par ce système mais ce n'est pas la meilleure des techniques (*Cf.* FICHE 1 Examen des fèces). Couplé à d'autres systèmes, les Gliridés peuvent aussi être

identifiés en milieu arbustif et dans les écotones forestiers. Au sol, l'Écureuil roux, le Hérisson, le Grand hamster, les mulots voire le Campagnol roussâtre sont détectables et facilement identifiables. L'identification certaine chez les musaraignes reste difficile, on pourra s'en tenir au groupe des *Crocidura*, *Sorex* et *Neomys*. Placés dans des bâtiments favorables (ruines, granges, maisons abandonnées...), l'identification des Gliridés anthropophiles (Loir gris et Lérot) est très probable.

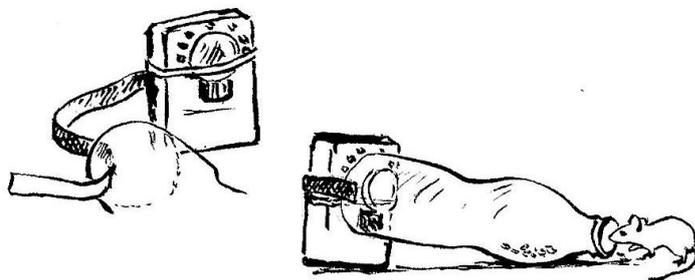
Dans le cas d'une utilisation d'APA petits Mammifères :

Le développement récent d'APA spécifiquement conçus pour l'identification des Petits Mammifères (focale rapprochée) apporte des chances plus importantes d'identification spécifique notamment pour les musaraignes et les campagnols. L'identification des clichés reste malgré tout dépendante d'une bonne qualité d'image et de la présence ou non d'espèces cryptiques dans la zone inventoriée.

Méthodes

Pour les Petits Mammifères, il est conseillé de coupler un APA avec un système de lentille permettant de diminuer la zone de mise au point de l'appareil. Certains appareils grand-angle permettent une mise au point à 20-30 cm. A noter qu'il est préférable d'utiliser le mode « vidéo » afin de limiter l'éclairage trop violent des photos et le flou engendré par les déplacements rapides des individus. L'ensemble est à placer au sol, aux lieux de passages des individus (bordures enherbées, coulées, pied de haies, des murets, des troncs, éboulis, greniers).

Pour les musaraignes et petits rongeurs, il est possible, et le plus souvent bénéfique, d'associer un dispositif attractif devant l'objectif : structure attractive, appât, dispositif de « contention » des animaux. Ce dispositif peut être constitué d'une bouteille préalablement découpée et de ressources alimentaires (graines, huile de poisson, *etc.*). Pour plus de détails sur ce système, nous vous renvoyons vers l'excellent guide du piège photographique écrit par Jean Chevallier (Chevallier 2019). Les APA spécifiquement adaptés pour les Petits Mammifères peuvent également être associés à des boîtes contenant des règles graduées (exemple du système développé par l'entreprise Suisse Wildlife Solution) et des appâts. L'utilisation fréquente de ce type de dispositif pourrait les rendre encore plus attractifs avec le temps notamment en raison de l'accumulation d'urine et d'odeurs aiguisant la curiosité des individus. La modification de la taille des accès à la boîte peut permettre de cibler plus spécifiquement certaines espèces.



A gauche : Appareil photo automatique, lentille, élastique et bouteille plastique. Une fois l'appareil mis en route en mode vidéo, placez la lentille avec l'élastique sans obstruer le capteur, puis la bouteille avec la lanière et enfin les graines. Le dispositif peut alors être posé au sol. A droite : résultat pour une musaraigne du genre *Crocidura* (© Jean Chevallier)



A gauche : Boite à appareil photo automatique spécialement adapté pour les Petits Mammifères avec règle graduée interne (© Thomas Le Campion – GMB). A droite : résultat pour une musaraigne du genre *Crocidura* avec appât (Thon) contenu dans une boule à Thé (© GMB/CD35)



Autres exemples de résultats : Campagnol roussâtre à gauche et Mulot sylvestre à droite (© Franck Simonnet)

Pour les Gliridés, l'idéal est de coupler un appareil avec la mise en place d'un gîte artificiel ou d'un système d'appât en hauteur là où se déplacent les individus. Cependant, il n'est pas aisé de caler un appareil photographique dans un milieu encombré comme une haie par exemple. Les dispositifs APA + lentilles ou APA grand-angle sont aussi recommandés.



Muscardin contacté par appareil photo automatique (© Horst & Villing (2017))



Hérisson pris par un appareil photo automatique dans un tunnel appâté (Source : SmallMammalGroup.com)

Pour l'Écureuil roux, le Hérisson ou le Grand hamster, il faut positionner l'appareil assez bas au niveau du sol (30-40 cm), proche des individus visés et sur des sites potentiellement fréquentés par l'espèce en utilisant la configuration du paysage : corridor artificiel (passage à

faune), le long d'écotone forestier, sur un piquet dans un champ (Grand hamster)... un système de caméra-tunnel appâté peut être utilisé notamment pour le Hérisson.

En matière de matériel, il existe des dizaines de marques et de modèles (et des prix très variables) et la technologie évolue très vite. Tout va dépendre des objectifs recherchés. Dans tous les cas il faut prioriser :

- la qualité du capteur (12 M. de pixels à minima),
- le temps de déclenchement ($\leq 0,4$ s.),
- le nombre de déclenchements successifs (« rafale » de 5 photos au minimum),
- le temps de reprise entre deux sessions de rafale ($\leq 0,8$ s.),
- la qualité de la vidéo (Full HD : 720 x 1080 px au minimum),
- le système d'éclairage (leds invisibles et/ou flash incandescent pour des photographies couleur).

Dans tous les cas il ne faut pas hésiter à demander conseils aux professionnels qui vendent ce type de matériel qui, encore une fois, évolue très vite.



Appareil photographique automatique (© Thomas Ruys)

Pour des vidéos de très bonne qualité, le récent développement des caméras dites « de sport », offre un bon potentiel mais il reste la question du déclenchement automatique du système lors du passage de l'animal et de la source d'énergie reliée.

Bibliographie

- Chevalier J. 2019. *Le piège photographique – connaître et partager l'intimité des animaux*. Eds Delachaux & Niestlé. Paris. 95p.
- Driessen M.M. & Jarman P.J. 2014. *Comparison of camera trapping and live trapping of mammals in Tasmanian coastal woodland and healthland*. In *Camera trapping : wildlife management and research*. Edited by P. Meek, P. Fleming, G. Ballard, P. Banks, A. Claridge, J. Sanderson and D. Swann, 253-262. Colling-wood, Australia : CSIRO Publishing.
- Horst L. & Villing N. 2017. The Hazel Dormouse (*Muscardinus avellanarius*) in Schleswig-Holstein and Hamburg, Germany. 69p.
- Lambert M.F., Bellamy F., Budgey R., Callaby R., Coats J. & Talling J. 2017. Validating activity indices from camera traps for commensal rodents and other wildlife in and around farm building. *Pest Management Science* 74 (1) : 70-77.
- MacDonald P.J., Brittingham J.R., Nano C. & Paltridge P. 2015. A new population of the critically endangered central rock-rat (*Zyomys pedunculatus*) discovered in the Northern Territory. *Australian Mammalogy* 37 (1) : 97-100.
- Rowcliff J.M., Kays B., Kranstauber B., Carbone C. & Jansen P.A. 2014. Quantifying levels of animal activity using camera trap data. *Methods in Ecology and Evolution* 5 (11) : 1170-1179.
- Soanes K., Vesk P.A. & 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.
- Villette P.C., Jung T.S. & Boonstra R. 2016. Can camera trapping provide accurate estimates of small mammals (*Myodes rutilus* and *Peromyscus maniculatus*) density in the boreal forest ? *Journal of Mammalogy* 97 (1) : 32-40.

FICHE 9 Détection par caméra thermique

Non réglementé
Pas de précaution sanitaire

Une caméra thermique enregistre les différents rayonnements infrarouges émis par les corps et qui varient en fonction de leur température. Elle reproduit visuellement la chaleur emmagasinée par un corps ou montre le flux thermique d'une surface en raison d'un foyer se trouvant à l'arrière. Même s'il reste encore coûteux, ce dispositif connaît un développement récent dans le monde naturaliste et permet de détecter les espèces en direct ou par enregistrement.

Objectifs

Détecter quelques espèces particulières présentes sur un site
Effectuer un suivi d'espèce
Observer des comportements spécifiques

Espèces concernées

Ce dispositif étant assez coûteux et chronophage, l'utilisation d'une caméra thermique est à réserver pour des espèces dont la détection par d'autres systèmes peut s'avérer compliquée, pour lesquelles les connaissances sont faibles ou pour des enjeux particuliers de conservation : les Gliridés, le Rat des moissons, le Hérisson d'Europe voire les crossopes aquatiques (sans distinction précise entre les deux espèces) et le Desman des Pyrénées.

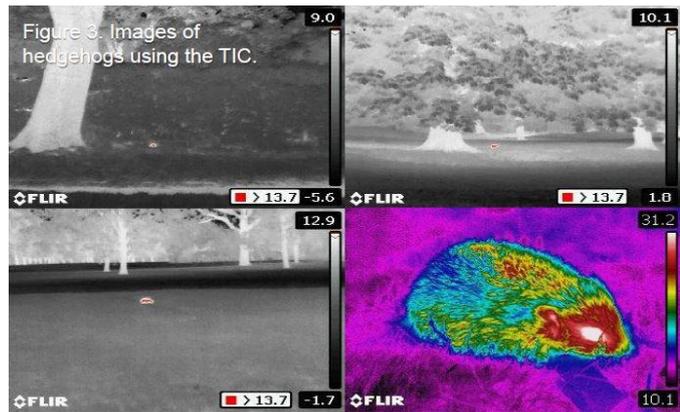
Méthodes

En général, l'opérateur se déplace dans le milieu en visualisant son champ d'observation avec une caméra thermique portable afin de détecter des espèces au sol ou dans les arbres/arbustes. En fonction des objectifs de l'étude, les déplacements peuvent se faire en transects calibrés (distance et/ou temps définis). Un système fixe est également possible : l'opérateur ne se déplace pas et observe l'environnement à partir d'un ou plusieurs points ; une caméra fixe à enregistrement automatique peut aussi être disposée dans le milieu (exemple : passages à faune). Ces observations sont optimales au crépuscule et la nuit du fait de l'écologie de la plupart des Mammifères mais également pour maximiser la différence de température entre les individus et l'environnement qui sera mieux restituée par le système thermique (Spiroux 2014, 2023).



Technique de la thermoprospection (© GMN)

Actuellement, certaines études sur le Hérisson se basent sur la caméra thermique pour détecter les individus en effectuant des transects pédestres à vitesse lente au crépuscule et en début de nuit (Bowen *et al.* 2015). Cette technique fonctionne d'autant mieux que la végétation est basse dans les milieux visés mais il semble qu'un couplage de techniques soit le plus optimal pour cette espèce (Haigh *et al.* 2012).



Hérisson à la caméra thermique (© Bowen *et al.* 2015)

Des essais ont également été réalisés sur le Rat des moissons et les Gliridés, en particulier pour détecter le Muscardin. L'opérateur se déplace alors le long d'écotone (haies, lisières, ...) pendant un temps et/ou sur une longueur définie (20 min. / 100 m) afin de détecter les individus en activité (Caublott 2016, Darinot 2018). Pour le Muscardin, le contrôle des nichoirs à la caméra thermique serait également un système à tester en France (Worrall *et al.* 2017) mais demande un peu d'expérience et des conditions météorologiques favorables (temps couvert et frais) (Chiche *comm. pers.*).



Rat des moissons (gauche), Lérot (centre) et mulot (droite) à la caméra thermique (© GMA)

Enfin, en se plaçant sur les berges d'un cours d'eau ou d'un plan d'eau, les crossopes aquatiques et le Desman des Pyrénées peuvent être détectés mais cette technique mérite d'être approfondie afin de connaître son efficacité en particulier le ratio temps/détection d'individus (Chiche *comm. pers.*).

A l'image des appareils photographiques automatiques, beaucoup de marques et de modèles existent mais tous ne sont pas forcément adaptés à un usage naturaliste. Différents critères doivent être retenus quant aux choix d'une caméra thermique :

- * pas de grossissement ou x2 ou x4 maximum
- * champ de vision >25°
- * distance de mise au point réduite ≤ 2m
- * possibilité d'enregistrement (sortie vidéo)
- * poids et encombrement réduits
- * résolution du capteur ≥ 320x240 pixels
- * fréquence de rafraichissement élevée ≥ 30 Hz
- * bonne autonomie et possibilité de changer la batterie
- * ergonomie pour manipuler à une main avec gant
- * étanchéité correcte (IPX7)

Il faut toutefois garder à l'esprit que la bonne utilisation d'une caméra thermique demande un peu d'apprentissage. Lors ou après une journée ensoleillée beaucoup de faux positifs peuvent apparaître en particulier en milieu rupestre car les pierres et rochers auront chauffé toute la journée rendant la détection compliquée voire impossible dans certaines conditions (exemple : recherche de Petits Mammifères sur des murets ou pierriers orientés au sud après une journée ensoleillée). Ne pas oublier que si une journée n'est pas trop ensoleillée, la caméra thermique est un appareil très efficace également de jour.

Bibliographie

- Bowen C., Reeve N., Pettinger T. & Gurnell J. 2015. An évaluation of thermal infrared cameras for surveying hedgehogs in parkland habitats. The Royal Parks, poster.
- Caublot G. 2016. Le Muscardin, emblème de la haie. Revue Openfield n°7. <https://www.revue-openfield.net/2016/07/12/le-muscardin-embleme-de-la-haie/>
- Darinot F. 2018 – Le Rat des moissons (*Micromys minutus* Pallas 1771) en France – Histoire, écologie, bilan de l'enquête 2013-2017. Société Française pour l'Etude et la Protection des Mammifères, Bourges, 167p.
- Haigh A., Butler F. & O'Riordan R. 2012. An investigation into the techniques for detecting hedgehogs in a rural landscape. *Journal of Negative Results Ecology and Evolutionary Biology* 9, 15-26.
- Hubert P. 2008. Impact des facteurs anthropiques sur les paramètres démographiques et l'organisation sociale des populations de hérissons (*Erinaceus europaeus*). Thèse universitaire. Université de Reims Champagne Ardenne.
- Spiroux P. 2014. La thermo-prospection ou : « Pratique de prospection à l'aide d'un appareil portable de vision thermique ». *Le Petit Lérot* : 23-28.
- Spiroux P. 2023. Petits guide de la thermo-prospection nocturne, version 1.5. GMN, Epaignes. 8p.
- Worrall P., Hughes W.-P. & Trout R.-C. 2017. An evaluation of handheld thermal imaging cameras as novel tools for detecting nest box occupancy of hazel dormice *Muscardinus avellanarius* and edible dormice *Glis glis*. *The Mammal Society Spring conference*.

FICHE 10 Détection par utilisation de tubes-capteurs de fèces et de poils

Non réglementé
Précautions sanitaires

Le séquençage de l'ADN permet l'identification de l'espèce dont il est issu, par comparaison avec des bases de données de référence. Dès lors, la captation de matériel biologique afin de le soumettre à ce séquençage peut constituer une technique prometteuse pour l'inventaire, voire le suivi de certaines espèces. Il permet en particulier d'affiner et fiabiliser l'identification des poils et fèces collectés à l'aide de tubes-capteurs.

Objectifs

Inventorier les espèces sur un site.

Espèces concernées

L'ensemble des Petits Mammifères.

Méthodes

1. Tubes-capteurs de poils et fèces pour Petits Mammifères

La méthode des tubes-capteurs consiste à utiliser le comportement exploratoire que les Petits Mammifères expriment vis-à-vis des structures en forme de tunnel, en disposant dans les milieux naturels des tubes équipés de dispositifs pour capter des poils ou des fèces. Cette technique présente l'avantage d'être peu invasive et assez facile à mettre en œuvre. Elle pourrait s'avérer particulièrement utile pour les espèces rares. En revanche, le coût des analyses génétiques est relativement élevé et l'identification individuelle n'est pas envisageable. A terme, il n'est pas exclu que la méthode permette de dresser des indices d'abondance.

La conjugaison des deux types de tubes semble apporter des résultats plus complets.

Tubes-capteurs de fèces

Elaborée initialement pour détecter spécifiquement les *Neomys*, (Carter & Churchfield 2006, Pocock & Jennings 2006), cette méthode a été améliorée en France (Bout *et al.* 2012) et s'avère utile pour détecter d'autres espèces, en particulier parmi les musaraignes (Fournier *et al.* 2020, Le Campion 2022). Elle consiste à utiliser des tubes de section rectangulaire (40x40 mm), de 20 cm de long, découpés dans des goulottes pour câbles électriques, dont le plancher est garni de graviers collés afin de faciliter la rétention des fèces et de limiter leur piétinement (Bout *et al.* 2012). Les tubes sont appâtés, des pupes ou des asticots préalablement congelés étant mis à disposition à l'intérieur du tube. Ceux-ci sont placés dans un pochon de gaze qui a pour rôle d'obliger l'animal s'intéressant à l'appât à passer davantage de temps à l'intérieur du tube de façon à maximiser les chances de dépôt de fèces.



Tubes-capteurs de fèces (© Lucie Golfier – GMB)



Tubes-capteurs de fèces (© Franck Simonnet – GMB)

L'attribution des fèces aux *Neomys* en fonction des proies consommées après analyse sous loupe binoculaire comme proposé initialement s'avère complexe et sujette à confusion (GREGE, *comm. pers.*). Aussi, l'utilisation du séquençage ADN, qui permet en outre d'identifier les autres espèces, est plus intéressante.

Une durée de pose de 6 à 7 jours semble optimale (Fournier *et al.* 2020, Le Champion 2022). Au-delà, les fèces et l'ADN se dégradent.

Les tubes-capteurs de fèces sont particulièrement intéressants pour détecter les musaraignes. Ils permettent cependant de détecter les petits rongeurs (petits campagnols, mulots), notamment du fait que ceux-ci utilisent les tubes comme supports de marquage.

La collecte de fèces nécessite des précautions rigoureuses pour éviter les contaminations d'ADN humain ou provenant d'autres sites (port de gants à usage unique, utilisation de tige en bois à usage unique pour le prélèvement). Les fèces collectées doivent être conditionnées dans de l'alcool à 90° non modifié, dans des contenants étanches et de taille adaptée (permettant 2 volumes d'alcool pour un volume de fèces).



Fèces de Soricidés, possiblement de Crossope (© Philippe Defernez – GMB)

Tubes-capteurs de poils

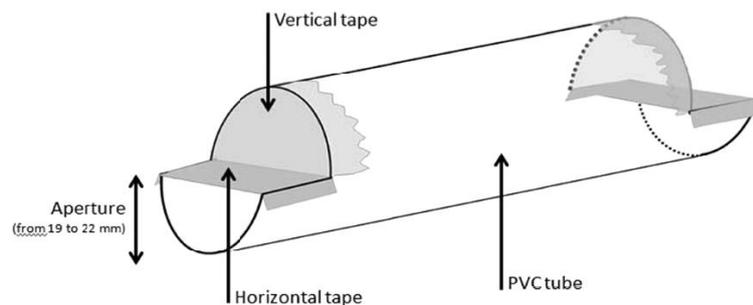
La technique des tubes-capteurs de poils (Suckling 1978) consiste à disposer dans le milieu naturel des tubes équipés d'un dispositif de collecte des poils. Il peut s'agir d'un simple scotch, d'une plaquette amovible équipée de scotch double-face, d'un rouleau adhésif (voir Reiners *et al.* 2011, Chiron *et al.* 2018, Fournier *et al.* 2020). La longueur et le diamètre sont variables selon les espèces ciblées (généralement 300 à 500 mm). La hauteur de captation des poils (généralement 190 à 400 mm) influence les résultats (Tosatto *et al.* 2013, Chiron *et al.* 2018).



Tube-captateur de poils ciblant les musaraignes et sa languette amovible (© Lucie Golfier – GMB)



Tube-captateur de poils ciblant le Grand hamster (d'après Reiners *et al.* 2011)



D'après Chiron *et al.* 2018

Les tubes peuvent être appâtés de façon différente selon les espèces ciblées (asticots, poisson pour les musaraignes, purée d'oléagineux, graines, fruits pour les rongeurs...). Leur intérêt n'est pour l'heure pas démontré, une augmentation de l'efficacité de captage (poils ou fèces) n'ayant pas été clairement mise en évidence (Chiron *et al.* 2018, Fournier *comm. pers.*, Le Campion 2021). L'un des enjeux est d'éviter une trop forte attractivité pour les mulots qui ont alors tendance à monopoliser les tubes et à limiter par conséquent la captation des autres espèces. Les tubes sont à relever au terme d'une à deux semaines.

Si un examen sous loupe binoculaire de la structure des poils peut permettre l'identification de certaines espèces ou de certains groupes (Teerink 2004), l'identification par séquençage ADN est plus efficiente (Henry & Rusello 2011). Dans cette optique, la collecte des poils nécessite des précautions rigoureuses pour éviter les contaminations d'ADN humain ou provenant d'autres sites (port de gants à usage unique notamment). Les dispositifs de collecte de poils doivent être séchés après collecte et avant prélèvement pour conditionnement dans de l'alcool à 90° non modifié.

Disposition des tubes-captateurs

La pose des tubes-captateurs des deux types est cruciale pour être efficace. Ils sont à placer au sol, stables, avec les ouvertures en contact direct avec le substrat, le long des éléments structurants des déplacements des Petits Mammifères (branches, troncs, pierres...), en contact avec les éléments facilitant le déplacement de ces espèces (buissons, fourrés, murets, berges...) et au maximum sous un couvert végétal. Pour certaines espèces, tels que les Gliridés ou le Rat des moissons, les tubes-captateurs de poils peuvent être disposés en hauteur dans la végétation.

Les tubes-captateurs des deux types peuvent être disposés en quadrats ou en transects, avec un espacement de 5 à 20 mètres selon le milieu et les objectifs de l'étude. Les deux types de

tubes peuvent être utilisés conjointement, en les plaçant par exemple en alternance ou de façon couplée. Les échantillons collectés sur un même transect ou sur un même site peuvent être regroupés pour une analyse ADN de façon à diminuer les coûts. La pose de 10 tubes d'un même type par transect semble optimale en termes d'efficacité de captage (Bout *et al.* 2012).

Les conditions météorologiques et la saison peuvent jouer un rôle dans l'efficacité de captage et dans la qualité du matériel collecté. De fortes pluies peuvent lessiver une partie des fèces et rendre les scotchs moins opérants. De fortes chaleurs peuvent diminuer l'activité des espèces. Concernant la saison, il est probable que la fin d'été et le début d'automne soient plus intéressants en matière d'inventaire, les populations de micromammifères étant alors à leur maximum.

A noter que des tubes-captateurs de poils du même type peuvent être utilisés pour l'Hermine (Mc Aney 2010) et la Belette, avec un diamètre de 5 à 6 cm et des appâts différents (lapin par exemple).

2. La collecte de fèces sur le terrain

La collecte de fèces sur le terrain peut s'avérer utile, à la fois pour les Petits Mammifères et les petits carnivores. Elle permet l'identification de l'auteur, et l'identification des proies dans le cas d'une crotte de carnivore. Ainsi l'analyse génétique de fèces de Martre, Putois, Renard, Genette peut fournir des données de présence de Petits Mammifères. Les précautions de conditionnement sont identiques à celles décrites ci-dessus.



Crottier de Genette commune (© Manuel Ruedi)

Bibliographie

- Bout C., Gailledrat M., Simonnet F., Curtil K., Poncet B., Fournier-Chambrillon C., Aulagnier S. & Fournier P. 2012. Inventaire de la Crossope aquatique (*Neomys fodiens*) : protocole et résultats dans le grand-ouest de la France. 35e colloque francophone de Mammalogie, Arles (19-21 octobre 2012).
- Carter, P. & S. Churchfield 2006. Distribution and habitat occurrence of water shrew in Great Britain. *Environment Agency*: 57.
- Chiron F., Hein S., Chargé R., Julliard R. Martin L., Roguet A. & Jacob J. 2018. Validation of hair tubes for small mammal population studies. *Journal of Mammalogy*, 99 (2) : 478-485.
- Fournier-Chambrillon C., Bout C., Ruys T., Caublot G., Cheron A., Dorfiac M., Palussière L., Saillard M., Simonnet F., Quelennec C., André A., Pigneur L.-M., Michaux J. & P. Fournier. 2020. Utilisation de tubes capteurs d'indices et de l'outil moléculaire comme méthode indirecte d'inventaire et de suivi des micromammifères - Table ronde "Autres méthodes d'études, standardisées ou non" - Actes des premières rencontres nationales Petits Mammifères. *Arvicola* (2019) : 154-160.

- Henry P. & Rusello M. A., 2011. Obtaining high-quality DNA from elusive small mammals using low-tech hair snares. *European Journal of Wildlife Research*, 57 : 429-435.
- Le Campion T. (coord.) 2021. Contrat Nature Mammifères menacés et à enjeux de connaissance en Bretagne - Bilan année 1. Groupe Mammalogique Breton, 74p. + annexes.
- Le Campion T. (coord.) 2022. Contrat Nature Mammifères menacés et à enjeux de connaissance en Bretagne - Bilan année 2. Groupe Mammalogique Breton, 103p.
- Mac Aney K. 2010. A pilote study to test the use of hair tubes to detect the Irish stoat along hederows in County Galway. The Vincent Wildlife Trust. 14p.
- Pocock M. J. O. & Jennings N. 2006. Use of hair tubes to survey for shrews: new methods for identification and quantification of abundance. *Mammal Review* 36:299–308.
- Reiners T. E., Encarnacao J. A., Wolters V. 2011. An optimized hair trap for noninvasive genetic studies of small cryptic mammals. *European Journal of Wildlife Research*, Springer Verlag, 57 (4), pp.991-995.
- Suckling G.C. 1978. A hair sampling tube for the detection of small mammals in trees. *Australian Wildlife Research*, 5: 249-252.
- Teerink B. 2004. Hair of West European mammals. Atlas and identification keys. *Cambridge University Press*, Cambridge, United Kingdom.
- Tosatto E., Novara C. & La Morgia V. 2013. When size matters: do small mammall preferences for hair tubes of different diameter affect estimates of habitat selection ? Conference. 10.13140/2.1.1144.9125.

FICHE 11 Détection par ADN environnemental

Non réglementé
Précautions sanitaires

La méthode ADN environnemental (abréviation : méthode ADNe) est une approche relativement nouvelle utilisée pour suivre la distribution des espèces. En utilisant cette méthode, il est possible de détecter des espèces sans les voir ni les capturer, c'est donc une méthode dite passive (Herder *et al.* 2014). En effet, tous les organismes vivants, quelle que soit leur taille ou leur écologie, laissent dans les milieux qu'ils fréquentent des traces d'ADN qui témoignent de leur présence actuelle ou passée. Cet ADN peut être libéré dans l'environnement par l'intermédiaire de fèces, d'urine, de gamètes, de mucus, de salive, de peau, *etc.* Il peut également provenir de la décomposition d'organismes morts (Herder *et al.* 2014). En théorie, il suffit donc de « capturer » cet ADN dans un échantillon de l'environnement afin d'y détecter les espèces.

Objectifs

Détecter quelques espèces/taxons particuliers présents sur un site notamment les espèces cryptiques ou rares ;
Réaliser un inventaire des Petits Mammifères présents dans un secteur donné.

Espèces concernées

En théorie, toutes les espèces de Petits Mammifères peuvent être concernées, puisqu'en fonction du type d'échantillon récolté (eau, sol, voire air) et à partir du moment où des traces d'ADN s'y trouvent, l'espèce peut être détectée. Dans les faits, pour le moment, cette technique a surtout été utilisée dans l'eau pour la détection des espèces semi-aquatiques et aquatiques (Stewart *et al.* 2017, Steinmetz *et al.* 2018).

Méthodes

La méthode utilise l'identification basée sur l'ADN, également appelée « barcoding », pour détecter les espèces à partir d'ADN extracellulaire, ou de débris cellulaires, que les espèces laissent dans l'environnement. La recherche a montré que dans l'eau, l'ADNe se décompose en quelques jours à un mois. La détection de l'ADN d'une espèce dans l'eau confirme donc sa présence récente. Dans d'autres environnements, tels que les sols et les sédiments, la persistance de l'ADNe peut être beaucoup plus longue, dans des conditions spécifiques pouvant atteindre des centaines de milliers d'années. Par conséquent, il est plus difficile dans ces environnements de confirmer la présence actuelle d'une espèce sur la base de l'ADNe. Les facteurs qui influencent la dégradation de l'ADNe, et donc les chances de détecter une espèce à l'aide de la méthode ADNe, sont l'eau (hydrolyse de l'ADN), les endonucléases, le rayonnement UV, les bactéries et les champignons (Dejean *et al.* 2011, Herder *et al.* 2014).

En pratique, il est difficile de donner une méthodologie unique pour l'utilisation de l'ADNe dans la détection des Petits Mammifères. En effet, la recherche sur l'ADNe évoluant très vite, le protocole d'échantillonnage doit être défini en fonction des objectifs de recherche, des espèces ciblées, de leur écologie et en collaboration avec le laboratoire retenu pour réaliser les analyses. En France, deux laboratoires sont connus : SPYGEN et ANTAGENE.

A titre d'exemple, en France, les résultats d'une étude pilote publiée en 2018 sur un protocole de détection de 12 espèces de Mammifères fréquentant les zones humides, a montré que les carnivores étaient faiblement détectés avec la technique du « Metabarcoding » contrairement aux rongeurs relativement bien détectés (Steinmetz *et al.*

2018). Cependant, les protocoles d'échantillonnage doivent encore progresser afin d'avoir plus de certitudes sur la détection des espèces rares ou cryptiques. Pour le moment, l'applicabilité pour la détection des Crossopes ou du Desman des Pyrénées semble délicate.

En ce qui concerne les espèces non liées aux milieux humides, plusieurs études ont permis la détection de Mammifères à partir d'échantillons de sol (Andersen *et al.* 2012, Leempoel *et al.* 2020, Seeber & Epp 2022 pour une revue). Notamment Leempoel *et al.* (2020) ont réussi à détecter des espèces de Talpidés aux Etats-Unis. Ceci laisse présager de bonnes perspectives pour les problématiques liées aux espèces de Petits Mammifères terrestres-fouisseuses comme les rongeurs souterrains ou les taupes en France.

Avantages et inconvénients de la méthode ADNe (Herder *et al.* 2014)

Avantages	Inconvénients
<p>En raison des chances de détection plus élevées, en particulier pour les espèces discrètes ou les espèces présentes en faible densité, moins d'efforts sont nécessaires pour détecter une espèce à l'aide de la méthode ADNe par rapport aux techniques d'échantillonnage plus traditionnelles = plus rentable</p> <p>Méthode non invasive, pas d'altération des habitats</p> <p>Risque fortement réduit d'introductions involontaires d'Espèces Exotiques Envahissantes ou de maladies <i>via</i> du matériel de terrain</p> <p>Erreurs d'identification exclues grâce à l'utilisation d'amorces validées, propres à l'espèce</p> <p>Dans certains cas cette méthode peut fournir une résolution taxonomique plus élevée, en particulier dans les cas où les espèces ne peuvent pas être distinguées sur la base de caractéristiques morphologiques.</p>	<p>Dans des conditions naturelles, la relation entre la quantité d'ADNe et la densité d'une espèce a été montrée comme un indicateur des densités d'espèces, mais la méthode ADNe ne peut pas, actuellement, fournir des densités absolues</p> <p>Ne collecte que des informations sur la présence ou l'absence de l'espèce cible</p> <p>Les hybrides ne peuvent pas être distingués de leur espèce maternelle sur la base de l'ADNe, car la plupart des études sur l'ADNe se concentrent sur l'ADN mitochondrial hérité uniquement de la mère</p>

Bibliographie

- Andersen K., Bird K.L., Rasmussen M., Haile J., Breuning-Madsen H., Kjaer K.H., Orlando L., Gilbert M.T.P. & Willerslev E. 2012. Meta-barcoding of "dirt" DNA from soil reflects vertebrate biodiversity. *Molecular Ecology* 21, 1966–1979.
- Dejean T., Valentini A., Duparc A., Pellier-Cuit S., Pompanon F. 2011. Persistence of Environmental DNA in Freshwater Ecosystems. *PLoS ONE* 6 (8) : e23398. doi:10.1371/journal.pone.0023398.
- Herder J.E., Valentini A., Bellemain E., Dejean T., van Delft J.J.C.W., Thomsen P.F. & Taberlet P. 2013. Environmental DNA - a review of the possible applications for the detection of (invasive) species. Stichting RAVON, Nijmegen. Report 2013-104.
- Leempoel K., Hebert T. & Hadly EA. 2020. A comparison of eDNA to camera trapping for assessment of terrestrial mammal diversity. *Proceedings of the Royal Society* B287 : 20192353. <http://dx.doi.org/10.1098/rspb.2019.2353>.

- Seeber P.A. & Epp L.S. 2022. Environmental DNA and metagenomics of terrestrial mammals as keystone taxa of recent and past ecosystems. *Mammal Review* 52 : 538–553.
- Steinmetz J., Ruetten, S., Ruys T., Jean P. & Dejan T. 2018. Vers une nouvelle méthode de détection des espèces de Mammifères semi-aquatiques : étude pilote et approche « Metabarcoding ADNe ». *Faune Sauvage* 319 : 11-17.
- Stewart K., Ma H., Zheng J. & Zhao J. 2017. Using environmental DNA to assess population-wide spatiotemporal reserve use. *Conservation Biology* 31 (5) : 1173-1182.

FICHE 12 Examen de pièges occasionnels

Non réglementé
Précautions sanitaires

Les bouteilles en verre et en plastique, les canettes en métal ou autres contenants abandonnés dans la nature constituent autant de pièges mortels pour des insectes, des mollusques, des lézards et des Petits Mammifères qui sont attirés, soit par les restes de liquide, sucré ou alcoolisé, soit par les animaux, vivants ou morts, qu'ils renferment. Les micromammifères pénètrent à l'intérieur et y demeurent prisonniers, surtout quand le récipient se trouve sur une pente, son ouverture étant dirigée vers le haut. Ne pouvant ressortir, ils meurent de stress, de chaud ou de froid, de faim et de soif. Pionniers dans ce domaine, deux anglais, P.A. Morris et J.F. Harper, ont examiné, entre 1961 et 1963, 225 bouteilles jetées dans la nature ; ils y ont trouvé 510 cadavres de 10 espèces de micromammifères (Morris & Harper 1965). En 2001, 32 cadavres de 4 espèces ont été trouvés dans une seule bouteille d'un litre (J-F Noblet *comm. pers.*). En fait, cette approche est maintenant largement utilisée par les groupes naturalistes régionaux pour contribuer aux inventaires mammalogiques (Hallart & Hermant 2019, Gourvenec 2019, Poirier & Lutz 2019) et a fait l'objet de très nombreuses publications (*Cf. Bibliographie*).

Par ailleurs, certaines structures particulières peuvent aussi représenter, selon leurs caractéristiques, un danger fatal pour diverses espèces de Petits Mammifères. C'est à titre d'exemples le cas de trous au sol sans possibilité de sortie, de piscines ou autres réservoirs d'eau à bords abrupts et lisses, ou encore de poteaux creux. Tous ces pièges non intentionnels constituent des sources d'information utiles bien que non souhaitées.

Objectifs

Identifier des espèces de Petits Mammifères présentes dans un site particulier et caractériser leur habitat ;

Contribuer à l'inventaire des espèces de Petits Mammifères dans un secteur donné.

Espèces concernées

A priori, eu égard à la diversité des contenants susceptibles d'être abandonnés dans la nature et à la variété des structures aptes à constituer des pièges occasionnels, toutes les espèces de Petits Mammifères sont potentiellement concernées, de la Pachyure étrusque au Hérisson d'Europe et du Rat des moissons à l'Écureuil roux.

Méthodes

La démarche faisant l'objet de cette fiche technique comporte essentiellement trois étapes successives, à savoir : la recherche, l'examen et l'identification assortie d'un dénombrement. Pour ce type d'approche, la recherche n'est en aucune manière standardisée, sauf éventuellement lors d'opérations collectives, et peut s'effectuer tous azimuts. Elle demande en revanche une attention et une vigilance toutes particulières pour exploiter toutes les opportunités et ne laisser échapper aucune information. Il existe toute une série de lieux privilégiés pour effectuer des prospections : bords de routes, notamment autour des aires de repos, talus et haie de chemins bocagers et forestiers, sites de pique-nique, zones de rassemblement de chasseurs ou de pêcheurs, bâtiments abandonnés et en particulier les caves... Dans le cas de prospections visant une ou plusieurs espèce(s) particulière(s), la recherche peut cibler plus spécialement certains habitats (milieux boisés, bords de cours d'eau, bâtiments...).

Il est important de très précisément géolocaliser le point de collecte, qu'il s'agisse de récipients ou de structures-pièges, surtout lorsque la description de l'habitat constitue un objectif associé à l'inventaire des espèces. L'idéal est donc le point GPS.

L'examen du contenu peut s'effectuer sur place ou de retour à la maison ou au laboratoire. Selon l'état de décomposition des éventuels cadavres qu'il renferme, le contenu peut parfois dégager une odeur pestilentielle, difficilement supportable, surtout quand le récipient contient du liquide.

Si le tri n'est pas réalisé à l'endroit de la découverte, il est fortement recommandé, surtout si l'analyse est décalée dans le temps, d'étiqueter chaque contenant ou de le placer en sac plastique avec mention de la date et du lieu de découverte, avec mention des coordonnées GPS.

Le tri est plus facile à réaliser quand le contenu est sec, les pièces osseuses étant en général plus visibles et donc plus aisées à récupérer. Pour les cadavres en milieu liquide et en état de décomposition plus ou moins avancé, la méthode de tri idéale consiste à verser le contenu sur un tamis ou dans une passoire à mailles fines puis à rincer abondamment, autant que possible à l'aide d'un jet d'eau assez vif. Dans tous les cas, il faut toujours bien s'assurer que la totalité du contenu a été vidée afin de ne perdre aucun élément source d'information, les mandibules notamment qui peuvent être de très petite taille (Musaraigne pygmée, Pachyure étrusque, par exemple).

En règle générale pour les Petits Mammifères, les types dentaires doivent permettre si nécessaire de réassocier crânes et mandibules, au moins par familles (campagnols, muridés, musaraignes...) sinon par individu.

La méthode d'identification des espèces est la même que celle pratiquée pour les analyses de pelotes de réjection de rapaces. Elle s'effectue sous loupe binoculaire et repose essentiellement sur des critères de structures et de formes dentaires, ainsi qu'éventuellement sur d'autres caractéristiques des pièces crâniennes ou mandibulaires récoltées, comme les sutures fronto-nasales ou la présence et la forme de certains foramens. En termes de dénombrements, si l'examen du contenu a été exhaustif, qu'il ait été réalisé *in situ* ou *a posteriori*, le nombre de mandibules gauches et droites doit être identique à celui des crânes de même type. Si tel n'est pas le cas, le nombre le plus élevé de crânes ou de mandibules, gauche ou droite, est retenu.

Avantages et inconvénients de l'approche

Avantages	Inconvénients
<p>Méthode non invasive et non impactante pour les habitats.</p> <p>Grande latitude laissée à l'observateur dans ses prospections.</p> <p>Identification des cadavres à l'espèce.</p> <p>Géolocalisation très précise des données, avec possibilité de décrire le milieu dans un rayon restreint.</p> <p>Peut constituer une valorisation d'opérations collectives de nettoyage (milieu forestier par exemple)</p> <p>Peut être associée à une pédagogie du respect de l'environnement.</p>	<p>Approche aux résultats très aléatoires n'apportant que des données ponctuelles.</p> <p>Impossibilité de dater les cadavres dans la plupart des cas, hormis s'ils sont très frais.</p>

Bibliographie

- Arrizabalaga A., Gonzalez, L. & Torre I. 2016. Small mammals in discarded bottles: a new world record. *Galemys* 28 : 63-65.
- Benedict R. & Billeter B. 2004. Discarded bottles as a cause of mortality in small vertebrates. *Southeastern Naturalist* 3 (2) : 371-377.
- Brannon M.P. & Bargelt L.B. 2013. Discarded bottles as a mortality threat to shrews and other small mammals in the Southern Appalachian Mountains. *Journal of North Carolina Academy of Science*. 129 (3) : 126-129.
- Davenport J., Hills J., Glasspool A. & Ward J. 2008. Threats to the critically endangered endemic Bermudian skink (*Eumeces longirostris*). *Oryx* 35 (4) : 332-339.
- Debernardi P., Patriarca E., Perrone A., Cantini M. & Chiarenzi B. 1997. Small mammals found in discarded bottles in alpine and pre-alpine areas of NW-Italy. *Hystrix* 9 (1-2) : 51-55.
- Didier B. 2004. La mort en bouteilles. *Insecte* 132 (1) : 13-15.
- Gourvenec A. 2019. Bouteilles abandonnées, un piège pour de nombreux petits Mammifères – Bilan de deux années de collecte dans trois forêts périurbaines de Rouen. *Le Petit Lérot* 70 : 3-9.
- Hallart G. & Hermant T. 2019. Focus sur la recherche d'indices et de restes en canettes et éléments de résultats dans les Hauts-de-France. Actes des 1ères Rencontres Nationales Petits Mammifères. *Arvicola* n° spécial.
- Hamed M.K. & Laughlin T.F. 2015. Small-mammal mortality caused by discarded bottles and cans along a US forest service road in the Cherokee National Forest. *Southeastern Naturalist*, 14 (3) : 506- 516.
- Kolenda K., Kurczaba K. & Kulesza M. 2015. Littering as a lethal threat to small animals. *Przegląd Przyrodniczy*, 26 (2) : 53-62.
- Lugris L. 2009. Recueil de données sur les Mammifères sauvages de la région Île-de-France en vue de l'élaboration d'un atlas. ANVL. 82p. + annexe.
- Morris P.A. 1970. The study of small mammal remains from discarded bottles. *School Natural Science Society*, 41 : 1-8.
- Morris P.A. & Harper J.F. 1965. The occurrence of small mammals in discarded bottles. *Journal of Zoology*, 145 : 148-153.
- Pagels J.F. & French T.W. 1987. Discarded bottles as a source of small mammal distribution data. *The American Midland Naturalist*, 118 (1), 217-219.
- Poirier V. & Lutz S. 2019. Apport des données de mortalité de Petits Mammifères dans des bouteilles abandonnées sur la répartition de quelques musaraignes normandes. *Le Petit Lérot* 70 : 10-17.
- Noblet, J.F. : <https://www.futura-sciences.com/planete/dossiers/zoologie-heros-biodiversite-1681/page/2/>

RETOUR D'EXPERIENCE

Comment examiner un contenant suspect ?

S'il dégage une odeur de cadavre, si vous voyez des poils ou des asticots, mettez un bouchon étanche et examinez le contenu chez vous. Remplir le récipient d'eau, brasser l'intérieur avec une baguette et vider le tout dans une passoire fine. Filtrer le tout sous le jet d'un robinet quelques minutes. Posez ce qui reste sur un plateau bien éclairé et collectez les crânes avec une pince à épiler et une petite brosse à dents en essayant de rassembler ceux-ci avec les 2 mandibules. L'examen des dents à la binoculaire permet la détermination. S'il y a beaucoup d'ossements on peut compter les cadavres en comptant les mandibules droites et gauches en ne retenant que le plus grand nombre.



Bouteilles mortelles (© JF Noblet)

Contrôler les pièges mortels pour les micromammifères

Beaucoup de micromammifères se déplacent au ras du sol. Ils ont besoin d'eau et explorent toutes les cavités disponibles pour s'abriter ou se cacher. Aussi quand on procède à l'inventaire de la faune d'un site, il est important de contrôler tous les pièges involontaires créés par l'homme, dont voici quelques exemples :

- * tous les sites accessibles contenant de l'eau aux parois lisses et verticales (captages d'eau, abreuvoirs et baignoires pour l'eau du bétail, bassins de décantation en plastique) ;
- * tous les trous au ras du sol sans échappatoires (piquet enlevé sans rebouchage, fosse ouverte dans le sol, piscine vide, passage canadien, buses de protection de tuyaux d'irrigation) ;
- * les poteaux creux non obturés à leur sommet qui emprisonnent écureuils et Glirodés ;
- * les récipients contenant de la graisse (bidon d'huile de moteur, bouteille d'huile non bouchée) dans un refuge, une cave ou un grenier) ;
- * les filets de protection des cultures qui emprisonnent rongeurs et hérissons.

Un exemple :

En avril 2016 nous avons trouvé deux cubitainers de vin en plastique, à moitié enfouis, dont les goulots ouverts étaient accessibles à des micromammifères et à la pluie. Une forte odeur de cadavre se dégageait de ces bidons. Nous avons tamisé le contenu et Patrick Brunet Lecomte a déterminé les crânes des 134 micromammifères de 8 espèces différentes : Campagnol roussâtre, Mulot sylvestre, loir, Muscardin (espèce protégée), Musaraigne couronnée, Musaraigne pygmée, Crossope aquatique (espèce protégée), Crocidure leucode.

Méthode

Récolter les cadavres et déterminer les espèces grâce aux mensurations et aux dents.

Neutraliser ces pièges par obturation ou installation d'échappatoires. La société La Buvette qui fabrique des abreuvoirs vend un système simple à installer : www.labuvette.com. La société www.benezis.com fabrique des passages canadiens avec échappatoires intégrés.



Bassin mortel pour loirs et lérots / Mulots morts dans un bidon d'huile de tronçonneuse dans un refuge de montagne (© JF Noblet)

Allier recherche scientifique et pédagogique :

Evidemment les déchets récoltés sans cadavres sont triés et recyclés mais vous pouvez démontrer l'impact de ces actes de vandalisme à votre entourage lors d'une promenade en nature. Il est possible aussi d'organiser des opérations de nettoyage en examinant tous les récipients ramassés et de publier dans la presse les résultats obtenus avec des photos pour illustrer le slogan : « Les Hommes boivent et les micromammifères trinquent ! »

Bibliographie

Noblet J.F. 2012. Neutraliser les pièges mortels pour la faune sauvage. Conseil général de l'Isère (disponible en format numérique sur simple demande).
Noblet J.F 2019. Agir pour la biodiversité tout autour de vous. Edition Plume de carotte.

FICHE 13 Détection par acoustique

Cette technique n'est pas développée dans cette version du Guide, mais le sera pour la suivante.

6.4. Technique directe : la capture

FICHE A Ethique de la capture et recommandations

Réglementé
Précautions sanitaires

La capture des Petits Mammifères est soumise à autorisation – et donc réglementée – lorsqu'elle vise une ou plusieurs espèces protégées, ainsi que sur les espaces protégés. Cette autorisation est également nécessaire lorsqu'une ou plusieurs espèces protégées sont susceptibles d'être capturées alors qu'elles ne sont pas ciblées. Ce cas de figure est assez fréquent (dès lors que l'espèce est présente dans le milieu, que le piège utilisé permet l'entrée de cette espèce, que la période d'activité de l'espèce correspond à la période de piégeage, *etc.*). Dans l'ensemble du Guide et conformément aux valeurs soutenues par la SFEPM, seuls les pièges non vulnérants sont considérés.

La capture étant une pratique à risque pour les Petits Mammifères, sa mise en œuvre se doit de suivre plusieurs recommandations. Celles-ci sont issues de plusieurs sources bibliographiques et des retours d'expérience des membres du réseau SFEPM. Le matériel et les moyens éprouvés pour les mettre en œuvre sont principalement disponibles dans la FICHE B Dispositifs de capture relative aux dispositifs de capture, mais aussi dans les Parties 6, 7 et 8.

La SFEPM encourage toute personne amenée à organiser et à réaliser une session de capture à respecter les recommandations suivantes :

EN AMONT DE LA SESSION DE PIEGEAGE

- * Avoir suivi une formation théorique et pratique sur la capture et s'être entraîné à cette occasion pour être pleinement opérationnel en tant que responsable d'une étude.
- * S'assurer que la capture est la meilleure méthode à mettre en œuvre pour répondre à la question posée. Le choix de cette méthode doit être justifié par rapport à l'emploi d'une méthode indirecte (ainsi qu'en lien avec les contraintes matérielle, humaine, financière...). L'opération de capture ne doit pas compromettre la vie de l'animal, le blesser ou lui causer un stress excessif.
- * Etre en possession des autorisations nécessaires (autorisation préfectorale en cas de capture volontaire ou accidentelle d'espèce protégée ; propriétaire ; gestionnaire...).
- * Planifier l'opération de capture en prenant en compte les conditions météorologiques et cibler les périodes où les prévisions sont favorables (pas de pluie, pas de neige, pas de brouillard, pas de températures extrêmes).

PENDANT LA SESSION DE PIEGEAGE

- * S'assurer que le nombre de pièges disposés par session de piégeage (temporellement et spatialement définie) n'excède pas la capacité de la personne à les contrôler à des intervalles raisonnables, précisés dans les points qui suivent.
- * Prendre en compte les espèces cibles mais aussi les espèces non-cibles qui sont susceptibles d'être capturées par le dispositif mis en place.

- * Mettre en place un système de visualisation des pièges, des transects et/ou des grilles afin de faciliter l'orientation de la personne faisant les relèves, de gagner en efficacité et donc de réduire le temps de captivité (bandes réfléchissantes, rubalise, piquets...).
- * Identifier par un code unique chaque piège et faire un plan du dispositif afin de s'assurer que tous les pièges sont bien contrôlés lors de chaque relève. En fin d'opération, il est impératif de compter les pièges pour s'assurer que tous ont été retirés du milieu naturel (le code et le plan sont aussi utiles à ce moment-là si des pièges ont été oubliés).
- * Coupler le piège à un dortoir dès qu'il existe, idéalement en bois (meilleure isolation thermique). Sinon adapter et bricoler le piège pour l'isoler au maximum thermiquement (par exemple ajouter une plaque de liège sur le sol des pièges tout en métal). Dans le cas des pièges grillagés, agraffer une protection plastique sur la partie postérieure pour protéger de la pluie.
- * Garnir les pièges et/ou les dortoirs de litière sèche pour servir d'isolant et permettre à l'animal de se confectionner un nid (réduction du stress). Le foin est très majoritairement employé, mais la paille, la laine détricotée ou le coton hydrophobe peuvent l'être aussi. Il est possible d'utiliser des feuilles mortes et sèches des alentours, en s'assurant de ne pas introduire un autre animal avec (fourmis, limace...). Il est déconseillé d'utiliser du coton standard (= hydrophile) pour faire office de litière, car il est rapidement souillé et conserve l'humidité. Il est recommandé de mettre une bonne quantité de litière, de manière à ce que l'individu piégé puisse se réfugier dedans sans être en contact avec les parois. La litière doit être renouvelée régulièrement, sans attendre qu'elle soit humide ou souillée.
- * Garnir chaque piège de nourriture en anticipant la présence d'espèces cibles et non cibles (et donc de régimes alimentaires variés) : pour les granivores (cerneaux de noix, mélange de graines, graines de tournesol, flocons d'avoine), pour les herbivores (foin, granulés de luzerne déshydratée, bout de carotte), pour les insectivores (vers de farine vivants de préférence (ou déshydratés, disponibles en magasins agricoles), asticots de mouche). Certaines personnes préparent également une mixture (beurre de cacahuètes + sardines + flocons d'avoine, ou de sardines + viande de bœuf type *corned beef* + vers de farine + flocons d'avoine), modelée en boulettes. Eviter les aliments qui attirent les fourmis (morsures et stress pour les animaux). Au-delà du caractère plus ou moins attractif de l'appât, le rôle de la nourriture mise à disposition est principalement de fournir un apport énergétique pour limiter la mortalité. Pour augmenter le pouvoir d'attraction, certaines personnes ajoutent à la mixture des substances assez odorantes (farine de poisson, ViandoxTM...). De manière générale, pour réduire l'impact de la capture, il est préférable d'utiliser des aliments les plus « bruts » possibles.
- * Garnir également chaque piège avec une source aqueuse adaptée (pomme, petit bout de coton hydrophile imbibé d'eau pour les insectivores).
- * S'assurer que l'ensemble de ces ressources soit à disposition et en quantité suffisante dès que le piège est activé. Ces ressources sont donc à renouveler pendant le pré-appâtage et pendant les soirées de capture successives. Il est important de disposer d'un stock suffisant.
- * Ne pas disposer de la nourriture à l'extérieur des pièges.
- * S'assurer que des mesures sont prises pour que les individus capturés ne puissent pas être prédatés (évitement de zones, exclos), et pour que les pièges ne soient pas déplacés par des animaux ou des personnes extérieures à l'opération (emploi d'agrafes pour voile de forçage par exemple).

- * Adapter le placement des pièges pour qu'ils ne soient pas soumis à des températures extrêmes (à l'ombre, sous un abri naturel ou bricolé), ce qui favorise leur survie. Placer les pièges de manière légèrement inclinée afin d'éviter l'accumulation d'eau à l'intérieur (pluie, rosée), dans un sens ou dans l'autre, en s'assurant que les appâts et la litière ne sortent pas ou ne bloquent pas le dispositif de fermeture.
- * Percer le fond des pièges d'interception de petits trous pour évacuer l'eau et éviter les noyades. Les équiper de couvercles surélevés pour éviter les captures d'espèces non cibles, protéger de la pluie et du soleil et éviter la prédation. Améliorer le fond des pièges pour fournir des abris (cailloux, brindilles).
- * Être conscient que la meilleure façon de limiter les blessures et la mortalité des individus capturés est de contrôler très fréquemment les pièges. L'intervalle de temps entre deux relèves varie en fonction de(s) espèce(s) ciblée(s), du type de piège, des conditions météorologiques, de la saison, du milieu, du nombre et de l'expérience des personnes, mais ne doit pas excéder 4h consécutives.
- * Pour une capture nocturne et un armement des pièges en fin de journée, il est impératif de les relever au minimum au crépuscule, en milieu de nuit et à l'aube pour ne pas dépasser 4h de piégeage consécutives. Cette fréquence doit être adaptée aux conditions météorologiques. Dès que des musaraignes sont susceptibles d'être capturées (dans la grande majorité des cas), les relèves doivent être très rapprochées à savoir toutes les 1,5 à 2h. En fonction des objectifs de l'étude et afin de concilier succès de capture et temps limité de captivité pour les individus, il est possible de ne pas échantillonner toute la nuit, c'est-à-dire de commencer en fin de journée et de s'arrêter vers 2h du matin (exemple : armement à 18h, relèves à 20h, 22h, minuit et 2h).
- * Fermer les pièges ou les laisser ouverts en position désarmée aux périodes non échantillonnées (en journée en général) ou dès lors que les conditions extérieures ne sont plus favorables à la capture (pluie, humidité très élevée, températures extrêmes, neige).
- * Relâcher directement les espèces non-cibles. De manière générale, tous les individus doivent être relâchés à l'endroit de leur capture, après avoir vérifié leur bonne aptitude à repartir.
- * Manipuler délicatement et rapidement, maintenir l'animal de manière à contrôler les mouvements de son corps sans empêcher la respiration, et couvrir ses yeux pour limiter les tentatives de lutte et donc le stress.
- * Limiter le temps de manipulation aux observations et mesures nécessaires pour l'étude, en transférant directement l'animal depuis le piège dans le sac de manipulation ; il est possible de peser l'animal directement dans ce contenant.
- * A l'aide d'une seringue en plastique, administrer une solution sucrée (diluée à 10 %) pour revitaliser les individus fatigués, stressés et/ou hypo-hyperthermiés. Penser à renouveler régulièrement cette solution.
- * En cas de mortalité, peser, mesurer, identifier l'individu, faire les prélèvements adaptés et le conserver pour transmission au réseau de collecte.
- * Adapter le type de marquage aux objectifs de l'étude et favoriser les marquages non vulnérants (comme la tonsure des poils aux ciseaux).
- * Limiter les discussions et les bruits lors des relèves et pendant la manipulation des animaux.

APRES LA SESSION DE PIEGEAGE

- * Laver les sacs en tissu après chaque session de capture. Ne pas les réemployer pour plusieurs individus dans l'idéal ; ou à défaut les nettoyer des débris, fèces et salissures après chaque individu.
- * Ne pas jeter la litière et la nourriture restante, qu'elle soit avariée ou non, dans le milieu naturel.
- * Nettoyer le site après l'opération, ne pas oublier de retirer les systèmes de visualisation (rubalise, piquets...).
- * Nettoyer les pièges. Il n'y a pas de consensus sur la manière de faire, la plupart des personnes nettoient à l'eau savonneuse et font longuement sécher les pièges en plein soleil, d'autres utilisent des substances actives telles le Virkon™ avant le séchage au soleil (dans ce cas-là, il est obligatoire de déverser les eaux souillées dans le réseau de traitement).
- * Diffuser les résultats de la capture, et si possible de l'étude dans sa globalité, auprès du Centre de ressources de l'Observatoire National des Mammifères (<https://www.observatoire-mammiferes.fr/>), et/ou à travers une publication ou communication.

Bibliographie

- Aulagnier S. 1998. Atelier « technique d'étude des Mammifères ». Actes « Amiens 97 ». *Arvicola* 86-87.
- Daste A. 2008. Protocole d'inventaire des micromammifères destiné aux réserves naturelles de France. Expérimentation et application dans la réserve naturelle nationale de l'étang de la Mazière. Mémoire de stage M2 GBI – Université Paul Sabatier, Toulouse. 39p. + annexes.
- Gurnell J. & Flowerdew J.R. 2019. Live trapping Small Mammals: A practical guide. 5th edition. *The Mammal Society*, 48p.
- Hoffmann A., Decher J., Rovero F., Schaer J., Voigt C. & Wibbelt G. 2010. Chapter 19 - Field Methods and Techniques for Monitoring Mammals. In : Eymann J., Degreeef J., Häuser C., Monje J.C., Samyn Y. & VandenSpiegel D. (eds) : Manual on Field Recording Techniques and Protocols for All Taxa Biodiversity Inventories and Monitoring. *Abc Taxa* 8(2) : 482-529.
- Inventory Committee of the Columbia Ministry of Environment 1998. Inventory Methods for Small Mammals: Shrews, Voles, Mice & Rats. Standards for Components of British Columbia's Biodiversity. Ministry of Environment, Lands and Parks, vol. 31 Version 2.0, 89p.
- Petit S. & Waudby H.P. 2012. Standard Operating Procedures for aluminium box, wire cage, and pitfall trapping, handling, and temporary housing of small wild rodents and marsupials. *Australian Journal of Zoology* 60: 392-401.
- Saint Girons M.C. & Fons R. 1986. Le piégeage des Petits Mammifères Première partie : appâts et types de pièges. *Arvicola* 3(2): 63-67.
- Saint Girons M.C. & Fons R. 1987. Le piégeage des Petits Mammifères Deuxième partie : disposition des pièges. *Arvicola* 4(1) : 23-27.
- Sikes R.S. & the Animal Care and Use Committee of the American Society of Mammalogists 2016. 2016 Guidelines of the American Society of Mammalogists for the use of wild mammals in research and education. *Journal of Mammalogy* 97 (3): 663-688.

FICHE B Dispositifs de capture

Réglementé
Précautions sanitaires

Il existe une grande variété de systèmes de capture des Petits Mammifères. Ce Guide ne présente que ceux qui permettent de capturer les animaux vivants. Pour de nombreuses espèces fouisseuses ou évoluant au sol, l'effet tunnel rend le système de capture attractif pour l'animal qui va s'y réfugier. La curiosité des Petits Mammifères pour un nouvel élément qui apparaît dans leur domaine vital entre aussi en jeu. Les principaux modèles du commerce sont le Longworth™, beaucoup utilisé par les anglo-saxons, le Trip-Trap™, « l'INRA »™, le Sherman™ en plusieurs tailles et celui de type grillagé (ratière et souricière). Plus rustiques, les pots enterrés constituent aussi un système de capture efficace pour les petites espèces, basé sur l'interception.

Objectifs

Capturer les Petits Mammifères sans les blesser, pour répondre à différents objectifs d'étude.

Espèces concernées

Les dispositifs de capture s'appliquent à toutes les espèces de Petits Mammifères, en utilisant des modèles adaptés à leurs morphologies et à leurs écologies.

Les différents modèles

L'ensemble des pièges présentés ici ont un système de déclenchement par pression verticale (sur une plaque ou une section de plastique), à l'exception des pièges grillagés qui se déclenchent par l'actionnement une tige reliée à un ressort relié à la porte.

Les dispositifs Longworth™ et Trip-Trap™ disposent par défaut d'un dortoir qui est un espace situé en bout de l'appareil et qui permet à l'animal de s'y réfugier en cas de capture. Pour le Trip-Trap™, il est recommandé de remplacer le dortoir par défaut (en plastique) par un dortoir en bois plus spacieux, dès lors que la configuration du terrain le permet.

Les dispositifs INRA™ et Sherman™ peuvent également être couplés à un système de dortoir. Celui-ci peut-être en bois (thermiquement meilleur, à acheter ou construire), en métal voire en plastique (nettoyage plus facile) en adaptant un bidon de 500 ml de laboratoire.



Dortoir en bois couplé à un INRA™ à gauche (© Hélène Dupuy) et dortoir « fait maison » adapté à un Sherman™ à droite (© Julien Vittier)

Pour le bien-être des animaux et leur survie, il est fortement recommandé de coupler systématiquement le piège à un dortoir. Garni de litière sèche, de nourriture et de source aqueuse, le dortoir permet à l'individu d'avoir plus d'espace pendant la détention, de limiter les pertes thermiques et de diminuer les risques de mortalité. Voir la FICHE A Ethique de la capture et recommandations pour plus de détails.



Ratière grillagée en haut à gauche (© Claire Brabant) ; INRATM en haut à droite (© Hélène Dupuy) ; souricière grillagée en bas (modèle avec le bas de porte recourbé), équipée d'un plastique et garnie de nourriture et des sources aqueuses nécessaires (© Sarah Lorion, © Hélène Dupuy)

Le dispositif type ratière grillagée est souvent utilisé pour des espèces plus grosses comme celles du genre *Arvicola*, *Rattus* ou le Loir gris et le Lérot. Dans ce cas, la ratière doit être disposée sous abri végétal et si possible bourrée de litière afin que l'animal puisse y constituer un nid. A noter que, selon les systèmes, il n'est pas toujours possible de mettre suffisamment de foin à cet usage sans entraver le bon fonctionnement du dispositif de déclenchement de la fermeture. C'est par exemple le cas des ratières grillagées avec la porte se fermant sous l'action d'un ressort. La tige qui, une fois sollicitée, actionne le ressort et ferme la porte, se trouve souvent au fond du piège. Il est possible de bricoler le système de fermeture pour rapprocher cette tige. Il est aussi possible d'utiliser du coton hydrophobe en guise de litière.

Une autre adaptation à réaliser sur les pièges grillagés est la confection d'une zone protégée de la pluie. Pour cela, il est recommandé d'agrafer une protection plastique sur la partie postérieure du piège (ou bien d'enfiler un sac plastique -type sac de congélation- mais la durabilité est moindre).

Concernant les pièges dont la porte se referme verticalement, il est recommandé de choisir des modèles dont le bas de la porte est recourbé vers l'extérieur (ou de le bricoler si ce n'est pas le cas, sur environ 1 cm). Ceci évite de sectionner la queue des individus piégés, qui pour les mulots notamment, est encore à l'extérieur alors que le système de déclenchement est actionné.

Le tableau ci-dessous récapitule les avantages et inconvénients des différents dispositifs de capture. Les dimensions approximatives sont données à titre indicatif, avec dispositif en mode de fonctionnement (L x l x h avec partie dortoir lorsqu'existant, en cm).

Modèle	Avantages	Dimensions approximatives	Inconvénients	Ordre de prix
Longworth TM	Métal Solide/durable Plusieurs tailles Sensibilité au déclenchement de fermeture réglable	24 x 6,5 x 8,5 (pour modèle classique)	Encombrement Pertes thermiques importantes dues au matériau (→ dortoir à bourrer de litière sèche et ajout possible de liège au sol) Prix	50-80 € TTC
Trip-Trap TM	Mise en place possible d'un dortoir en bois disponible dans le commerce Faible encombrement Légèreté Pièces détachées disponibles Peu de pertes thermiques si utilisé avec le dortoir Prix	30 x 6 x 6	Plastique (fragilité, durabilité ?) Sensibilité au déclenchement aléatoire Biais de déclenchement par temps humide ou pluvieux (porte « collée » au plafond du piège → à essuyer au préalable) Tendance à la condensation, défavorable à la survie des spécimens piégés	6-9 € TTC (sans dortoir) 4 € TTC le dortoir
INRA TM	Métal Solide/durable Mise en place possible d'un dortoir en bois disponible dans le commerce Faible encombrement Peu de pertes thermiques si utilisé avec le dortoir	26 x 5 x 5	Taille unique Temps de fabrication des dortoirs si fabriqués soi-même	13 € TTC (sans dortoir) 7 € TTC le dortoir
"Sherman" TM	Métal Solide/durable Plusieurs tailles Pliable (encombrement réduit) Mise en place possible d'un dortoir, à bricoler soi-même (boîte à glace par exemple)	34 x 8 x 9 (pour modèle LFATDG)	Pertes thermiques via métal (réduites avec installation d'une plaque en liège) Dortoir indisponible à la vente, à fabriquer soi-même Prix	35-70 € TTC (selon taille)
Souricière et ratière grillagées	Métal Solide/durable Plusieurs tailles Pliable pour certains modèles (encombrement réduit) Aménagement à prévoir contre la pluie : protection plastique agrafée	20 x 8 x 8 (pour le modèle « piège souricière » de chez BTTM)	Pas de dortoir Porte non recourbée sur plusieurs modèles Encombrement pour certains modèles Risque élevé de mortalité si absence de protection contre la pluie	7-20€ TTC (magasins de pêche/chasse, BTTM)

Le modèle INRA™ est sans doute le meilleur compromis encombrement/nombre d'espèces capturables si on lui ajoute un dortoir en bois adapté ou en plastique en bricolant une boîte de laboratoire de 500 ml. Il est, de plus, fabriqué en France (www.bttmecanique.fr). Le dispositif de capture INRA™ permet la capture de la plupart des musaraignes et petits rongeurs. Si un des objectifs est la capture d'espèces plus grosses (*Arvicola*, *Rattus*, Loir, Lérot), le meilleur compromis sera alors le dispositif de capture Sherman™ « Large dispositif de capture Sherman avec déclencheur et porte galvanisés – LFATDG ».

Outre leur prix souvent plus important, les dispositifs de capture en métal posent un réel problème de pertes thermiques potentielles dès lors qu'ils ne sont pas couplés à un dortoir. Cette précaution est indispensable.

Longworth™, Trip-Trap™ et Sherman™ sont vendus sur des sites spécialisés comme www.wildcare.eu, www.apodemus.eu ou <https://winkel.natuurpunt.be>. Pour les dispositifs de capture grillagés, les magasins de chasse et de pêche peuvent fournir ce matériel (mais prêter attention à la présence d'un rebord sur la porte). Cependant, un système de ratière pliante très pratique est aussi disponible chez www.bttmecanique.fr avec des pièces de rechange disponibles.

Enfin, en cas d'objectif de capturer spécifiquement des musaraignes de petites tailles (Musaraigne pygmée, Pachyure étrusque), il est possible de réduire l'entrée du dispositif par un système « à bricoler ». Par exemple, les Trip-Trap™ peuvent être munis d'un petit dispositif en bois placé à l'entrée afin d'exclure les espèces les plus grosses (Rongeurs, Crocidure musette, Musaraigne couronnée...) (Vogel 2012).



Limiteur de passage placé à l'entrée d'un piège Trip-Trap™ de 4 mm de hauteur dans l'optique de ne permettre que la capture de la Pachyure étrusque (© Hélène Dupuy)

Piège « chambre noire » ou piège grillagé ?

La première catégorie est préférable, l'animal attendant dans un espace lui rappelant plus un abri habituellement adopté pour son confort et sa sécurité, à savoir un recoin ou une cavité obscure, avec des matériaux calfeutrant.

Globalement dans le cadre d'un inventaire du cortège micromammalogique d'une zone, il est intéressant d'utiliser plusieurs types de pièges en simultané.

Pièges multi-captures

L'usage de ces dispositifs est déconseillé. Ils permettent la capture de plusieurs individus (de la même espèce ou non) dans le même piège, sans système assurant un cloisonnement en divers espaces permettant d'accueillir chacun un seul animal. Il y a alors des risques élevés de blessures voire de mortalité dues à certains comportements agonistiques, entre individus de la même espèce ou entre individus d'espèces différentes.

Les pièges d'interception (pots enterrés)

Par définition, ces pièges sont enterrés dans le sol. Leur rebord supérieur est affleurant. Ils sont confectionnés en métal ou en plastique. Ils ont principalement été utilisés dans le cadre d'inventaire sur la Pachyure étrusque (dont la masse n'est pas toujours suffisante pour déclencher les pièges Trip-Trap™).

Les remarques formulées précédemment s'appliquent, à savoir les risques de mortalité lorsque plusieurs individus se trouvent captifs simultanément ainsi que la nécessité de disposer nourriture, eau et bonne boule de foin à l'intérieur. Il est recommandé de percer le fond des pièges d'interception de petits trous pour évacuer l'eau et éviter les noyades. Il est également recommandé d'améliorer le fond des pièges pour fournir des abris (cailloux, brindilles), tout en s'assurant que ceux-ci ne puissent pas servir de rampe de fuite.

La forte capacité des souris, mulots et rats pour s'échapper par bonds (de plusieurs dizaines de cm) de ces récipients est à noter, lorsqu'ils sont ouverts au-dessus. C'est pourquoi il est recommandé d'équiper ces pièges d'interception de couvercles surélevés pour limiter les évasions, éviter les captures d'espèces non cibles, protéger de la pluie et du soleil et éviter la prédation.

Dans tous les cas, comme pour les autres dispositifs de capture, les relèves doivent être très fréquentes (toutes les heures dans l'aire de présence et dans les habitats favorables à la Pachyure étrusque, toutes les deux heures ailleurs).

Pour divers autres détails techniques pratiques et astuces relatifs à la préparation et à la pose des pièges, consulter Aulagnier 1998, Gurnelle & Flowerdew 2006, Desmet 2018.

Bibliographie

- Aulagnier S. 1998. Atelier « technique d'étude des Mammifères ». *Arvicola, Actes « Amiens 97 »* : 86-87.
- Desmet J.F. 2018. Piégeage de micromammifères à l'aide de dispositifs de capture permettant la capture d'animaux vivants. *Plume de Naturalistes 2* : 77-86.
- Gurnelle J. & Flowerdew J.R 2006 - Live trapping small mammals – a practical guide. *The Mammal Society*, 48p.
- Vogel P. 2012. New trapping method to survey for presence of the Etruscan shrew *Suncus etruscus*, the smallest mammal. *Mammal Review*, 42 (4): 314-318.

FICHE C Inventorier les espèces d'un site par la capture

Réglementé
Précautions sanitaires

Un inventaire consiste à visiter une ou plusieurs fois un site et à dresser la liste de toutes les espèces détectées. L'objectif d'un inventaire étant simplement de produire une liste d'espèces, les moyens pour l'atteindre n'ont pas besoin d'être standardisés. Le nombre de pièges par ligne, leur écartement, la longueur des lignes, *etc.* sont à la libre appréciation de la personne conduisant l'inventaire. Bien sûr, plus le nombre de pièges posé est important, plus les chances de capture augmentent. Les éléments qui suivent représentent donc simplement des indications, et peuvent servir de bases en cas de volonté de standardisation.

Une standardisation est nécessaire lorsque les inventaires sont effectués de manière à obtenir des indices d'abondance comparables dans le temps et dans l'espace. Ils peuvent servir à comparer le peuplement des sites entre eux à un instant donné (étude synchronique) ou à décrire l'évolution du peuplement d'un site à différents pas de temps (étude diachronique). Par ailleurs, un inventaire peut être semi quantitatif. L'indice d'abondance est calculé en rapportant le nombre de captures à l'effort de piégeage (nombre de captures / nombre de "nuits-pièges"). Dans ces cas-là, il est impératif d'utiliser toujours le même protocole (notamment le même modèle de piège, l'espace inter-piège et le nombre de nuit-piège) pour comparer les périodes ou les sites entre eux, et pour calculer des indices d'abondance.

Objectifs

Inventorier les espèces de petits mammifères présentes dans un site

Méthodes

Les méthodes directes correspondent au contact visuel des espèces (très difficile pour les petits mammifères) et aux captures de spécimens vivants. La découverte de cadavres est rare, sauf après une perturbation intense comme un feu ou une inondation, mais leur recherche doit être encouragée. Seule la capture de spécimens vivants est présentée ci-après. Les informations et recommandations qui suivent s'appuient sur des recueils d'expériences et des études similaires (Inventory Committee of the Columbia Ministry of Environment 1998 ; Daste 2008 ; Vercayie 2015 ; Gurnell & Flowerdew 2019 ; Poitevin & Quéré 2021).

La méthode de capture des spécimens vivants consiste à placer dans l'environnement des pièges non vulnérants et à les relever régulièrement pour vérifier la présence ou l'absence d'une prise.

Cette méthode étant invasive et à risque pour les Petits Mammifères, il est impératif de respecter les obligations réglementaires relatives aux espèces protégées et de se référer à la FICHE A Ethique de la capture et recommandations sur l'éthique de la capture et les recommandations liées à cette pratique.

Attention ! L'échantillonnage par capture de spécimens ne doit jamais mettre en péril la survie d'une espèce en un lieu donné et pour cela seule une fraction d'un habitat doit être échantillonnée (Kirkland 1998).

Comment disposer les systèmes de capture ?

En cas d'inventaire sans objectif de résultat sur la dynamique de populations, le piégeage sur traces est une bonne option. Il consiste à poser les pièges « dans les endroits jugés les plus propices » (Poitevin & Quéré 2021). Ce type de disposition peut suivre des lignes plus ou moins rectilignes dans un souci d'efficacité sur le terrain (parcours plus facile à mémoriser et à suivre).

Autrement, les systèmes de capture peuvent être disposés en ligne ou en grille (Spitz 1969, Spitz *et al.* 1974); la disposition sur des cercles concentriques reste théorique (Spitz 1963). Pour les inventaires de peuplements, c'est la disposition en ligne qui est la plus adaptée, avec de meilleurs résultats en termes de nombre total de captures, de nombre d'individus capturés et de richesse spécifique, pour un effort de capture donné (Read *et al.* 1988, Pearson & Ruggiero 2003, Flowerdew *et al.* 2004). En effet, partant du principe que tout individu doit avoir au moins un système de capture dans son domaine vital (Spitz 1969), une ligne est plus efficace qu'une grille (à nombre de systèmes de capture égal) parce qu'elle recoupera davantage de domaines vitaux et qu'elle fournira donc davantage d'individus et d'espèces capturés (Pearson & Ruggiero 2003). La disposition en ligne offre également l'avantage d'être plus facile et plus rapide à mettre en œuvre qu'une disposition en grille (Duplantier *et al.* 1984, Pearson & Ruggiero 2003).

Les grilles, quant à elles, sont plus efficaces pour les études de dispersion, de domaine vital et de densité de population d'une espèce donnée (nombre d'individus/surface). La superficie du quadrat et l'écartement entre les pièges doivent être adaptés à la taille du domaine vital moyen de l'espèce que l'on veut étudier (Spitz 1969, Tanaka 1966). Les quadrats sont par exemple utilisés en dynamique des populations d'une ou deux espèces d'un site donné (zone protégée, culture particulière, secteur réservoir d'une zoonose).

En résumé la ligne est le dispositif le plus adapté à l'inventaire d'un peuplement (entité plurispécifique). Si elle est standardisée, elle peut fournir un indice d'abondance relative. Alors que le quadrat est plus adapté au suivi spatial et temporel d'une population (entité monospécifique) et fournit une densité.

Quel nombre de pièges ?

En cas d'inventaire pur, le nombre de pièges à disposer est libre, tout en sachant que plus ils seront nombreux, plus les chances de capture seront nombreuses. Pour des questions de moyens humains et matériels, le nombre de pièges disposés dans ce cadre-là se trouve régulièrement entre 50 et 100 pièges. Le nombre de pièges doit également répondre à la recommandation citée dans la FICHE A Ethique de la capture et recommandations : « la personne en charge de l'inventaire doit s'assurer que le nombre de pièges disposés par session de piégeage (temporellement et spatialement définie) n'excède pas la capacité de la personne à les contrôler à des intervalles raisonnables, précisés dans les points qui suivent. ». En cas de volonté de standardisation, il est préférable d'utiliser un même nombre de pièges d'une session de capture à une autre.

Quel écartement entre les pièges et quelle longueur de ligne ?

L'écartement des systèmes de capture sera déterminé par le plus petit domaine vital possible chez une espèce donnée, et il sera égal à la moitié du rayon du domaine vital, en ramenant sa surface à celle d'un disque (Tanaka 1966).

Des lignes de 75 mètres composées de 25 pièges espacés de 3 mètres sont souvent proposées comme étant la norme. Or cette disposition correspond à une étude précise, qui s'intéressait à une espèce en particulier (le Campagnol des champs) dans un habitat particulier (prairies en Vendée) (Spitz 1963, 1969, Spitz *et al.* 1974). Elle n'est donc par exemple pas adaptée pour un inventaire en forêt ciblé sur les mulots et le Campagnol

roussâtre (Spitz *et al.* 1974), qui ont des domaines vitaux bien supérieurs au Campagnol des champs.

L'espacement entre les pièges est donc variable en fonction de l'habitat échantillonné, puisque les espèces qui l'occupent sont différentes.

En cas d'inventaire toutes espèces confondues, il s'agit de se baser sur l'espèce au plus petit domaine vital. Un compromis de 3 à 5 mètres entre les pièges peut être adopté, ce qui correspond aux espèces possédant les plus petits domaines vitaux, comme plusieurs campagnols et la plupart des musaraignes (Tableau C.1).

Les longueurs de lignes sont variables. Pour un inventaire des espèces, les systèmes de capture doivent être répartis dans les différents habitats du site. Dans l'idéal, si les habitats sont assez étendus et que les systèmes de capture disponibles sont suffisants, une ligne sera installée dans chaque habitat. Si les habitats sont très fragmentés et de faible surface, les lignes traverseront plusieurs habitats. Dans ce cas, leur longueur dépendra de la configuration du terrain, mais il est important de conserver un écartement identique entre les systèmes de capture et de noter dans quel habitat se trouve chaque capture (normalement systématique car lié au numéro de piège relevé).

Tableau C.1. Domaines vitaux des Petits Mammifères de France (nomenclature INPN TAXREF V 16.0).

Ordre	Famille	Genre	Espèce	Nom commun (INPN)	Domaine vital max (m ²)		Espacement théorique des pièges (m) (1/4 Ø)	Références bibliographiques
					Mâle	Femelle		
Rongeurs	Cricétidés	<i>Cricetus</i>	<i>crictus</i>	Grand hamster	20 000	6 000	22	Wilson <i>et al.</i> 2017
		<i>Ondatra</i>	<i>zibethicus</i>	Rat musqué				
	Arvicolidés	<i>Arvicola</i>	<i>amphibius</i>	Campagnol fouisseur	300	150	3	Quéré & Le Louarn 2011
		<i>Arvicola</i>	<i>monticola</i>	Campagnol monticole	200	200	4	Quéré & Le Louarn 2011
		<i>Arvicola</i>	<i>sapidus</i>	Campagnol amphibie	5 000	5 000	20	Román 2007
		<i>Chionomys</i>	<i>nivalis</i>	Campagnol des neiges	332	207	4	Wilson <i>et al.</i> 2017
		<i>Microtus</i>	<i>agrestis</i>	Campagnol agreste	1 434	773	8	Pokki 1981
		<i>Microtus</i>	<i>lavernedii</i>	Campagnol de Lavernède				
		<i>Microtus</i>	<i>arvalis</i>	Campagnol des champs	1 500	400	6	Wilson <i>et al.</i> 2017
		<i>Microtus</i>	<i>duodecimcostatus</i>	Campagnol provençal	50	50	2	Wilson <i>et al.</i> 2017
		<i>Microtus</i>	<i>lusitanicus</i>	Campagnol basque				
		<i>Microtus</i>	<i>pyrenaicus</i>	Campagnol des Pyrénées				
	<i>Microtus</i>	<i>multiplex</i>	Campagnol de Fatio	342	229	4	Wilson <i>et al.</i> 2017	
	<i>Microtus</i>	<i>savii</i>	Campagnol de Savi	445	298	5	Wilson <i>et al.</i> 2017	
	<i>Microtus</i>	<i>subterraneus</i>	Campagnol souterrain	1 025	256	5	Wilson <i>et al.</i> 2017	
	<i>Clethrionomys</i>	<i>glareolus</i>	Campagnol roussâtre	8 000	1 000	9	Liro & Szacki 1987	
	Muridés	<i>Apodemus</i>	<i>alpicola</i>	Mulot alpestre				
		<i>Apodemus</i>	<i>sylvaticus</i>	Mulot sylvestre	10 000	10 000	28	Tew 1979
		<i>Apodemus</i>	<i>flavicollis</i>	Mulot à collier	15 000	7 500	24	Quéré & Le Louarn 2011
		<i>Micromys</i>	<i>minutus</i>	Rat des moissons	5 500	5 500	21	Darinot 2018
<i>Mus</i>		<i>musculus</i>	Souris domestique					
<i>Mus</i>		<i>spretus</i>	Souris d'Afrique du Nord	343			Wilson <i>et al.</i> 2017	
<i>Rattus</i>		<i>norvegicus</i>	Rat surmulot					
<i>Rattus</i>	<i>rattus</i>	Rat noir						
Gliridés	<i>Eliomys</i>	<i>quercinus</i>	Lérot					
	<i>Glis</i>	<i>glis</i>	Loir gris					
	<i>Muscardinus</i>	<i>avellanarius</i>	Muscardin					
Sciuridés	<i>Callosciurus</i>	<i>erythraeus</i>	Ecureuil à ventre rouge					
	<i>Sciurus</i>	<i>vulgaris</i>	Ecureuil roux					
	<i>Tamias</i>	<i>sibiricus</i>	Tamia de Sibérie					
Eulipotyphles	Soricidés	<i>Crocidura</i>	<i>leucodon</i>	Crocidure leucode				
		<i>Crocidura</i>	<i>russula</i>	Crocidure musette	395	395	6	Lugon-Moulin 2003
		<i>Crocidura</i>	<i>gueldenstaedtii</i>	Crocidure des jardins				
		<i>Neomys</i>	<i>milleri</i>	Crossope de Miller				
		<i>Neomys</i>	<i>fodiens</i>	Crossope aquatique	300	300	5	Lardet & Vogel 1985
		<i>Sorex</i>	<i>alpinus</i>	Musaraigne alpine				
		<i>Sorex</i>	<i>antivorei</i>	Musaraigne du Valais				
		<i>Sorex</i>	<i>araneus</i>	Musaraigne carrelet	500	500	6	Tegelström & Hansson 1987
		<i>Sorex</i>	<i>coronatus</i>	Musaraigne couronnée				
		<i>Sorex</i>	<i>minutus</i>	Musaraigne pygmée	1 860	1 860	12	Hausser 1995
		<i>Suncus</i>	<i>etruscus</i>	Pachyure étrusque				
Talpidés	<i>Galemys</i>	<i>pyrenaicus</i>	Desman des Pyrénées					
	<i>Talpa</i>	<i>aquitania</i>	Taupe d'Aquitaine					
	<i>Talpa</i>	<i>caeca</i>	Taupe aveugle					
	<i>Talpa</i>	<i>europaea</i>	Taupe d'Europe					
Erinacéidés	<i>Erinaceus</i>	<i>europaeus</i>	Hérisson d'Europe					

Quels types de pièges ?

Les types de pièges employés doivent correspondre aux espèces ciblées le cas échéant (Cf. FICHE B Dispositifs de capture). En cas d'inventaire ciblant toutes les espèces, il est recommandé d'utiliser plusieurs types de pièges afin d'augmenter la détection. En outre, il est souvent indiqué de disposer les pièges en groupe sur une même localisation. Et ce groupe de pièges peut justement être de types différents. Par exemple, pour une ligne de 10 localisations espacées de 5 mètres chacune, il est possible de mettre sur le 1^{er} point un INRA avec dortoir et une souricière, sur le 2^e un INRA avec dortoir seul, sur le 3^e de nouveau un INRA avec dortoir et une souricière, etc. Pour des questions pratiques, il est recommandé d'opter pour une certaine logique, afin de mémoriser et retrouver plus facilement les pièges lors des relèves nocturnes.

Comment et où placer les pièges ?

Les pièges sont placés en fonction de l'écologie des espèces ciblées par l'étude. Pour les Gliridés par exemple, les pièges sont principalement placés en hauteur dans la végétation. Pour la plupart des autres espèces, les pièges sont placés au sol.

Afin de détecter efficacement les plus petites espèces, notamment les musaraignes, il est important de veiller à ce que l'entrée du piège soit en contact direct avec le sol. Suivant le milieu échantillonné, il est donc souvent nécessaire de dégager légèrement la végétation avec le pied à l'emplacement voulu du piège, pour mettre le sol à nu et pouvoir placer le piège correctement. Dans tous les cas, les pièges posés doivent être stables (en prévision d'une capture avec un animal qui peut se débattre à l'intérieur, comme le font souvent les mulots, et juste pour éviter un déclenchement trop rapide de la porte). Les pièges placés en hauteur sont attachés aux branches horizontalement ou avec une très légère inclinaison. Le placement des pièges dans les milieux aquatiques doit prendre en compte des éventuelles variations des niveaux d'eau, et le fait que les planchers en bois ou les dortoirs en bois imbibés d'eau ne remplissent plus leur fonction d'abri au sec (sans compter que la litière moisit plus rapidement et est donc à changer régulièrement).

Il n'existe pas de règle particulière sur l'inclinaison des pièges, mais il semble préférable de les disposer à plat. Si le terrain ne le permet pas, une légère inclinaison est possible (en montée ou en descente). Il faut alors simplement faire attention à ce que les appâts et la litière ne glissent pas vers l'avant du piège, ce qui pourrait bloquer le système de déclenchement et compromettre l'étude. Ou à l'inverse, faire attention à ce que la pluie ou l'eau de ruissellement ne remplisse pas le piège.



Exemples de placement d'un piège INRATM avec dortoir le long d'un tronc à gauche et d'un piège Trip-TrapTM dans un muret à droite (© Hélène Dupuy)

Combien de temps laisser les dispositifs de capture ?

Il n'existe pas de consensus sur la durée de l'inventaire avec des systèmes de capture, même si une durée de trois nuits consécutives est souvent pratiquée. Néanmoins, plusieurs auteurs ont montré que le nombre d'espèces capturées augmente avec la durée de l'inventaire selon une courbe asymptote dont le plateau se situe autour des 4^e et 5^e nuits ; la probabilité de détection des espèces les plus rares étant positivement corrélée à la durée du piégeage (Bovendorp *et al.* 2017, Duya *et al.* 2011, Harkins *et al.* 2019). Par conséquent, il est recommandé de laisser les systèmes de capture actifs pendant trois nuits consécutives au minimum, cette durée pouvant être allongée de quelques nuits supplémentaires pour améliorer la détection des espèces les plus rares.

Prévoir ou non une phase de pré-appâtage ?

Afin d'augmenter le rendement du piégeage, il est possible d'opter pour une phase de pré-appâtage en amont de la phase de capture. Le pré-appâtage consiste à placer les pièges plusieurs jours avant les captures, sur le terrain, en position désarmée et avec le système de fermeture neutralisé. Pour les pièges INRA, il suffit de tourner la partie métallique pour que la porte soit du côté du sol ; pour les pièges grillagés de type souricière, il est nécessaire d'accrocher la tige au grillage avec un bout de fil de fer ; pour les Trip-TrapTM, il est possible de retirer complètement la porte, *etc.* Les pièges sont ainsi placés avec la litière et la nourriture à l'intérieur. La nourriture peut être rechargée tous les deux ou trois jours. Il n'existe pas non plus de consensus sur la durée optimale de pré-appâtage ; une durée de cinq à dix jours semble être un bon compromis.

Bibliographie

- Bovendorp R.S., MCCleery R.A. & Galetti M. 2017. Optimising sampling methods for small mammal communities in Neotropical rainforests. *Mammal Review* 47: 148-158. <https://doi.org/10.1111/mam.12088>
- Darinot F. 2018. Le Rat des moissons (*Micromys minutus* Pallas 1771) en France – Histoire, écologie, bilan de l'enquête 2013-2017. Société Française pour l'Etude et la Protection des Mammifères, Bourges. 167p. <https://www.sfepm.org/publications.htm>
- Daste A. 2008. Protocole d'inventaire des micromammifères destiné aux réserves naturelles de France. Expérimentation et application dans la réserve naturelle nationale de l'étang de la Mazière. Mémoire de stage M2 GBI – Université Paul Sabatier, Toulouse. 39p. + annexes.
- Gurnell J. & Flowerdew J.R. 2019. *Live trapping Small Mammals: A practical guide*. 5th edition. The Mammal Society, 48p.
- Inventory Committee of the Columbia Ministry of Environment 1998. Inventory Methods for Small Mammals: Shrews, Voles, Mice & Rats. Standards for Components of British Columbia's Biodiversity. Ministry of Environment, Lands and Parks, vol. 31 Version 2.0, 89p.
- Duplantier J.M., Orsini P., Thohari M., Cassaing J. & Croset H. 1984. Echantillonnage des populations de Muridés : influence du protocole de piégeage sur l'estimation des paramètres démographiques. *Mammalia* 48(1): 129-141.
- Duya M.R., Duya M., Alviola P., Balete D. & Heaney L. 2011. Chapter 4: Diversity of Small Mammals in Montane and Mossy Forests on Mount Cetaceo, Cagayan Province, Luzon. *Fieldiana Life and Earth Sciences* 2: 88-95. 10.3158/2158-5520-2.1.88.
- Flowerdew J.R., Shore R.F., Poulton S.M.C. & Sparks T.H. 2004. Live trapping to monitor small mammals in Britain. *Mammal Review* 34: 31-50.
- Harkins K.M., Keinath D. & Ben-David M. 2019. It's a trap: Optimizing detection of rare small mammals. *PLoS ONE* 14(3): e0213201.
- Kirkland G.L. 1998. Guidelines for the capture, handling, and care of mammals as approved by the American Society of Mammalogists, *Journal of Mammalogy* 79(4): 1416-1431.
- Lardet J.P. & Vogel P. 1985. Evolution démographique d'une population de musaraignes aquatiques (*Neomysfodiens*) en Suisse Romande. *Bull. Soc. Vaud. Sc. Nat.* 368: 353-360.

- Liro A. & Szacki J. 1987. Movements of field mice *Apodemus agrarius* (Pallas) in a suburban mosaic of habitats. *Oecologia* Vol. 74(3): 438–440.
- Lugon-Moulin N. 2003. *Les musaraignes. Biologie, écologie, répartition en Suisse*. Editions Porte-Plumes, Ayer, 311p.
- Pearson D.E. & Ruggiero L.F. 2003. Transect versus grid trapping arrangements for sampling small-mammal communities. *Wildlife Society Bulletin* 31(2): 454-459.
- Poitevin F. & Quéré J.P. 2021. *Insectivores et Rongeurs du sud de la France*. Editions Ecologistes de l'Euzière, Prades-le-Lez, 407p.
- Pokki J. 1981. Distribution, Demography and Dispersal of the Field Vole, *Microtus agrestis* (L.), in the Tvaerminne Archipelago, Finland. *Acta Zoologica Fennica* 164: 1-48.
- Quéré J.P. & Le Louarn H. 2011. *Les rongeurs de France. Faunistique et biologie*. Editions. Quae, 311p.
- Read V.T., Malafant K.W.J. & Myers K. 1988. A comparison of grid and index-line trapping methods for small mammal surveys. *Wildlife Research* 15: 673-687.
- Román J. 2007. Historia Natural de la Rata de Agua (*Arvicola sapidus*) en Doñana. Tesis Doctoral. Universidad autonoma de Madrid. 191p.
- Spitz F. 1963. Les techniques d'échantillonnage utilisées dans l'étude des populations de petits mammifères. *La Terre et la Vie* 2 : 203-237.
- Spitz F. 1969. L'échantillonnage des populations de petits mammifères. In Lamotte et Bourlière, Masson Ed., Problèmes d'Ecologie 2 : 153-188.
- Spitz F., Le Louarn H., Poulet A. & Dassonville B. 1974. Standardisation des piégeages en ligne pour quelques espèces de rongeurs. *La Terre et la Vie* 28(4) : 564-578.
- Tanaka R. 1966. A possible discrepancy between the exposed and the whole population depending in range size and trap spacing in vole populations. *Res. Popul. Ecol* 8: 93-101.
- Tegelström H. & Hansson L. 1987. Evidence of long dispersal in the common shrew (*Sorex araneus*). *Z. Säugetierkunde* 52: 52-54.
- Tew T.E. 1979. The ecology of Wood mice (*Apodemus sylvaticus*) on arable farmland. *Journal of Zoology* 188(3): 357-377.
- Vercayie D. 2015. Guide d'inventaire des micromammifères, établi dans le cadre de l'Atlas des Mammifères de Bruxelles 2001-2016. Natuurpunt Studie et Zoogdierenwerkgroep, à la demande de Bruxelles Environnement. Handleiding Natuurpunt Studie, Mechelen. 47p.
- Wilson Don E., Lacher T.E. & Mittermeier R.A. 2016. *Handbook of the Mammals of the world – Volume 6 Lagomorphs and rodents, vol 7. Rodents*. Lynx Edicions, Barcelona. 1008p.

FICHE D Marquage individuel lors de la capture

Réglementé
Précautions sanitaires

Le marquage individuel des petits mammifères est nécessaire pour identifier les spécimens dans plusieurs types d'études :

- dans le cadre de simples inventaires afin de vérifier si ce sont de nouveaux individus qui se font capturer lors de sessions de piégeage successives ;
- pour estimer des effectifs de population avec la méthode « capture-marquage-recapture » (voir Castaneda *et al.* 2018 pour l'indice d'abondance de Fitzgerald qui permet d'avoir une densité sans individualisation des animaux capturés) ;
- pour étudier les déplacements des Petits Mammifères dans l'espace ;
- pour toute étude qui s'intéresse au comportement et à la physiologie des individus.

Il existe plusieurs méthodes de marquage individuel, adaptées à la taille des spécimens, à l'objet de l'étude et aux contraintes de terrain. Toutes ces méthodes impliquent une manipulation des Petits Mammifères. Elles sont plus ou moins invasives et douloureuses pour l'animal, plus ou moins pérennes, et donc susceptibles de modifier son comportement. Afin de garantir l'intégrité physique des animaux marqués et dans un souci éthique, la SFPEM propose de n'appliquer que les méthodes les moins vulnérantes. Ce sont celles qui sont développées dans cette fiche.

Objectifs

Distinguer les différents individus d'une population de Petits Mammifères de façon sûre et la moins vulnérante possible pour les animaux.

Espèces concernées

Toutes les espèces de Petits Mammifères. Attention cependant, le marquage sur les petits individus de Rongeurs (moins de 6 grammes) et sur les Eulipotyphles est plus délicat, à cause du risque de mortalité plus élevé lors de la manipulation.

Méthodes

Plusieurs méthodes existent mais toutes ne sont pas développées ici. En effet, certaines sont mutilantes et entraînent des risques très élevés de mortalité. Elles sont globalement peu ou anciennement utilisées. C'est le cas de l'amputation des phalanges, du marquage au fer, du marquage par le froid (Hadow 1972, Sherwin *et al.* 2002) et de la radio-identification (puces RFID ou transpondeur – cette pratique est en outre réglementée). Ces méthodes sont à proscrire.

La tonte du pelage

C'est la méthode la plus simple, absolument indolore pour les animaux. Il s'agit de couper les poils en différents endroits du pelage pour reconnaître les individus. La coupe se fait avec des ciseaux fins, à rebrousse-poil (Fig. D.1). Inutile d'essayer les rasoirs électriques portatifs conçus pour les poils de nez ou d'oreilles, ils sont totalement inopérants avec des poils aussi fins que ceux d'un Petit Mammifère. Pour que la marque soit bien visible, il faut couper les poils à ras de la peau, mais attention à ne pas blesser l'animal, la peau d'un petit mammifère est très fine ! L'utilisation de ciseaux fins courbes permet de restreindre les risques de blessures.



Figure D.1. Marque du pelage par coupe aux ciseaux ; notez les ciseaux courbes employés sur le Rat des moissons à droite (© Gilles Pottier à gauche, © Fabrice Darinot à droite)

En combinant les parties de pelage tondues, on peut marquer une grande quantité d'individus : la grille théorique proposée ci-après offre 107 combinaisons par sexe (Darinot 2019) (Tableau D.1). Toutefois, certaines combinaisons doivent être évitées pour le bien-être des animaux, en particulier celles qui conduisent à couper le pelage d'un individu sur la totalité d'un flanc, ce qui peut perturber la régulation thermique de l'animal. De même, les femelles gestantes ne devraient être tondues qu'en un seul endroit afin de les manipuler le moins possible.

Tableau D.1. 107 combinaisons de marques par tonte du pelage (T tête, Q queue, EG épaule gauche, ED épaule droite, FG flanc gauche, FD flanc droit, CG cuisse gauche, CD cuisse droite) (Darinot 2019).

MÂLES / FEMELLES

T	TEG	TEGED	TEDFG	TFGFD	TFDCG	TCGCD	EG	EGED	EGEDFG	EGFGFD	EGFDCG	EGCGCD
	TED	TEGFG	TEDFD	TFGCG	TFDCD			EGFG	EGEDFD	EGFGCG	EGFDCD	
	TFG	TEGFD	TEDCG	TFGCD				EGFD	EGEDCG	EGFGCD		
	TFD	TEGCG	TEDCD					EGCG	EGEDCD			
	TCG	TEGCD						EGCD				
	TCD											
Q	QEG	QEGED	QEDFG	QFGFD	QFDCG	QCGCD	ED	EDFG	EDFGFD	EDFDCG	EDCGCD	
	QED	QEGFG	QEDFD	QFGCG	QFDCD			EDFD	EDFGCG	EDFDGD		
	QFG	QEGFD	QEDCG	QFGCD				EDCG	EDFGCD			
	QFD	QEGCG	QEDCD					EDCD				
	QCG	QEGCD					FG	FGFD	FGFDCG	FGCGCD		
	QCD							FGCG	FGFDGD			
								FGCD				
TQ	TQEG	TQEGED	TQEDFG	TQFGFD	TQFDCG	TQCGCD	FD	FDCG	FDCGCD			
	TQED	TQEGFG	TQEDFD	TQFGCG	TQFDCD			FDCD				
	TQFG	TQEGFD	TQEDCG	TQFGCD								
	TQFD	TQEGCG	TQEDCD									
	TQCG	TQEGCD					CG	CGCD				
	TQCD											
							CD					

Dans certaines conditions, les marques faites par coupe du pelage peuvent se voir longtemps, même après le renouvellement des poils lors de la mue (Fig. D.2). En effet, il y a deux types de poils chez les mammifères : les poils de jarre qui sont des poils de couverture, plutôt raides, pigmentés, qui forment la partie visible du pelage, et les poils de bourre ou duvet, qui sont des poils plus courts, plus fins et plus denses que les poils de jarre et qui offrent une isolation thermique à l'animal. Après avoir été coupés, ces poils ne repoussent pas toujours uniformément et chez les espèces colorées, on peut alors nettement repérer la marque. C'est moins évident chez les espèces au pelage gris où les poils de jarre se confondent avec les poils de bourre.



Figure D.2. Sur cette femelle de Rat des moissons (*Micromys minutus*) tondu « CD » en avril 2014 et recapturée en avril 2015, les poils de jarre roux n'ont pas repoussé uniformément au milieu des poils de bourre gris : la marque reste visible (© Fabrice Darinot)

Comme toutes les autres techniques, le marquage par la tonte du pelage doit être utilisé pour répondre à une question bien définie. Cette méthode est celle recommandée en priorité, mais couper des poils n'est pas sans conséquence puisque cela perturbe la régulation thermique de l'animal, surtout chez les petites espèces comme les musaraignes. Pour cette même raison, elle est à éviter chez toutes les espèces après la mue d'automne. Il est également important d'avoir en tête que marquer les individus implique de passer plus de temps de manipulation, et génère donc plus de stress à l'animal maintenu en main. Pour le réduire, il est recommandé de cacher la tête de l'animal pendant le marquage (Fig. D.3).



Figure D.3. Marquage par tonte de poils aux ciseaux, en cachant la tête de l'animal avec le pochon en tissu (© Gilles Pottier)

La tonte des poils peut aussi être utilisée sans individualiser les animaux. Dans le cadre d'un inventaire par exemple, les spécimens capturés peuvent être marqués au même endroit (ce qui est bien plus rapide). La marque servira simplement à savoir que l'individu a déjà été capturé et qu'il peut par exemple être alors directement relâché.

Boucles auriculaires

C'est la technique la plus souvent employée dans l'étude de la faune pour « reconnaître » un individu déjà capturé et relâché. Le marquage à l'aide de boucles auriculaires est réalisable sur la majorité des Petits Mammifères, en dehors des Eulipotyphnes (et plus généralement aux espèces les plus petites ou avec de très petites oreilles).

La pose de bagues auriculaires aluminium, aux caractères numériques, alpha-numériques voire QR-code gravés (Fig. D.4 A) se réalise assez facilement et rapidement à l'aide de la pince ad-hoc (Fig. D.4 B). Il est nécessaire de veiller à ce que la bague ne dépasse pas de l'oreille afin de limiter les risques d'accrochage dans la végétation et d'éventuels arrachements (rares mais malgré tout déjà observés).

Cette méthode limite fortement les risques de mal-identification, mais nécessite de bons yeux (ou lunette/loupe) voire de disposer d'une application smartphone de relecture automatique (pour bar-code ou QR-code) adaptée. À titre d'information sur un pas de temps

court, à l'occasion de plusieurs tests de manipulation hebdomadaires en forêt, les bagues n'étaient jamais suffisamment sales pour mal identifier un individu.

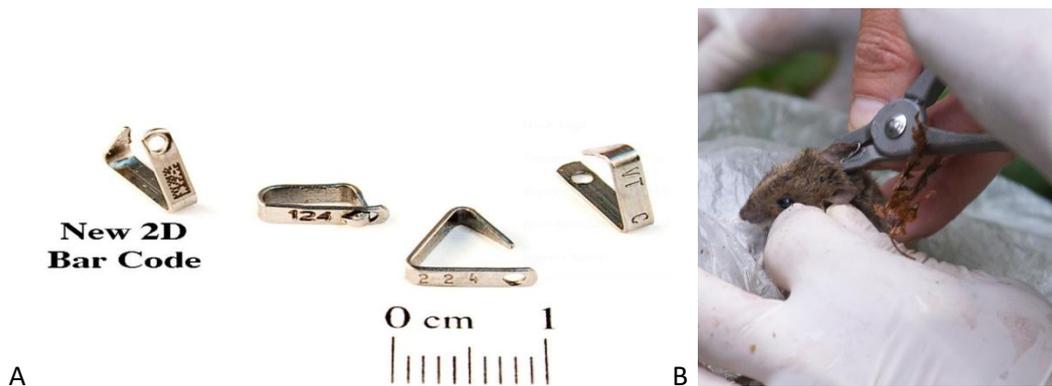


Figure D.4. A : Exemples de bagues auriculaires (Source : <https://www.nationalband.com/la-1005-1/>); B : pose d'une bague auriculaire (© Sebastien De Danieli – INRAE)

Marques colorées

Le marquage coloré du pelage avec des feutres (même indélébiles), des encres, des peintures comme celles utilisées pour marquer les reines d'abeilles ou des pigments se révèle être assez inefficace car les Petits Mammifères l'effacent rapidement en se toilettant. Aucune partie du pelage ne peut échapper au toilettage et la marque disparaît au bout d'un temps variable, quelques jours au mieux. Pour les mêmes raisons, le marquage avec du vernis sur les ongles ne fonctionne pas non plus.

En revanche, dans le cas d'une étude réalisée sur un temps court, l'utilisation de feutres pourrait être intéressante. Un retour d'expérience est proposé par Barret 2019, qui indique que le marquage réalisé avec les feutres « Animal Marker – Muromachi Kikai Co. Ltd » a été persistant sur les trois jours de son étude. Ces feutres, plutôt onéreux, ont également été testés en milieu naturel et se révèlent efficaces jusqu'à neuf semaines (Haines *et al.* 2018). En outre, ils sont présentés comme étant composés de pigments naturels et de produits environnementalement neutres.

De façon générale pour cette méthode, la SFEPM préconise d'utiliser des produits non toxiques.

Bibliographie

- Barret A. 2023. Note sur l'utilisation d'une méthode de marquage de fourrure par feutre "Animal Marker" pour l'étude en CMR des micromammifères. *Note non publiée*. 4p.
- Castaneda I., Pisanu B., Diaz M., Rezouki C., Baudry E., Chapuis J. L. & Bonnaud E. 2018. Minimising trapping effort without affecting population density estimations for small mammals. *Mammalian Biology* 93: 144-152.
- Darinot F. 2019. Dispersion et structure génétique d'une population de Rat des moissons (*Micromys minutus* PALLAS, 1771) soumise à des inondations régulières. Thèse de l'Université de recherche Paris Sciences et Lettres, préparée à l'EPHE.
- Hadow H.H. 1972. Freeze-branding: A permanent marking technique for pigmented mammals. *Journal of Wildlife Management* 36: 645-649.
- Haines A., Bridgehouse T. & Nussbaum G. 2018. Documenting the longevity of an animal marker hair dye on small mammals. *Journal of the Pennsylvania Academy of Science* 92(1): 69-74.
- Sherwin, R. E., Haymond S., Stricklan D. & Olsen R. 2002. Freeze- branding to permanently mark bats. *Wildlife Society Bulletin* 30(1): 97-100.

7. Manipuler et peser les animaux

Aucun ordre spécifique n'est préconisé pour la manipulation des animaux entre la pesée, le marquage, l'identification, le sexage... La personne est libre tant que la manipulation est rapide et évite les reprises trop nombreuses en main (celles-ci doivent être limitées au maximum). L'animal peut parfois être examiné, mesuré, marqué en laissant une partie de son corps dans le sac en tissu, ce qui présente l'avantage de lui laisser les yeux couverts et donc de limiter le stress. En plus des éléments présentés dans les parties qui suivent, toute autre particularité observée sur l'animal en main peut être relevée dans le champ des remarques (mue, parasites, malformation, blessure...).

Comment sortir l'animal du piège ?

La façon de procéder est quasiment la même pour tous les types de pièges et nécessite de s'équiper d'un sac en plastique résistant ou d'un sac en tissu assez grand. L'avantage du sac en plastique est sa transparence (on voit ce qu'on fait et l'animal peut être observé directement) mais il a l'inconvénient d'être bruyant dès que touché, ce qui est stressant pour l'animal. Le sac en tissu est moins facile à utiliser au début puisque opaque mais un peu de pratique suffit à s'y habituer. Il présente l'avantage d'être plus adapté à la contention des animaux et est plus isolé thermiquement.



Insertion de l'avant du piège dans le sac plastique
(© Manuel Ruedi)

Le piège et son dortoir sont insérés dans le sac, dont l'extrémité ouverte est plaquée autour du dortoir. Le piège est alors désolidarisé du dortoir et une main vient couvrir l'entrée du dortoir avec le sac. Ceci permet de s'occuper du piège sans se soucier du dortoir pour le moment (l'animal est souvent dans le dortoir). Regarder par transparence ou ouvrir légèrement le sac pour regarder si l'animal est dans le piège. Si c'est le cas, retirer le dortoir et libérer l'animal du piège à travers le sac. Si ce n'est pas le cas, retirer le piège, replacer le sac correctement autour du dortoir et donner deux ou trois secousses pour faire tomber l'animal dans le sac. Il est parfois nécessaire de vider auparavant le contenu (litière et appâts) lorsque l'animal est au fond du dortoir, ou lorsque la litière est trop tassée dans le dortoir. En cas d'utilisation d'un très grand sac, il est aussi possible d'insérer le piège et son dortoir dedans, pour procéder à la désolidarisation des deux dans le sac. Il est important de toujours veiller à avoir suffisamment d'espace pour ne pas taper sur le sol lors des secousses, et à bien maintenir les éléments du piège pour ne pas les échapper dans le sac. Dans le cas des pièges avec porte (comme les LongworthTM), il est important d'orienter celle-ci vers l'extérieur avant de secouer le piège, pour que l'animal ne se blesse pas en tombant. Une fois l'animal dans le sac de contention, bien fermer le sac et faire attention aux morsures (possibles à travers le sac).

Comment prendre et tenir l'animal en main ?

La manipulation se fait en portant des gants (en nitrile, ou en cuir suivant l'espèce). Il existe deux principales façons de faire.

La première consiste à tenir l'animal par la peau du cou entre le pouce et l'index. Une fois que l'animal est dans le sac (en plastique ou en tissu), le plus aisé consiste à l'immobiliser sans le serrer à travers le sac dans un coin. Ceci soit en l'air en le « recueillant » dans sa paume de main, soit en lui tenant la tête par le dessus lorsqu'il est posé sur un support. Il n'est pas nécessaire de serrer à ce stade. Une fois que l'animal est en position, il suffit ensuite d'insérer son autre main à l'intérieur du sac pour saisir l'animal par la peau du cou. La peau doit être tenue assez tirée pour empêcher l'animal de tourner la tête, de mordre et potentiellement se blesser, mais pas trop non plus pour ne pas l'étouffer ou faire saillir ses yeux. Lorsque les yeux sont exorbités, c'est que le maintien est trop serré. Il faut rapidement redonner « du mou » en desserrant les doigts et en libérant un peu de peau. L'animal doit être maintenu de cette manière le moins longtemps possible et uniquement pour observer les critères nécessaires à l'étude, pour faire un prélèvement ou collecter des parasites par exemple.



Campagnol maintenu par la peau du cou, juste derrière les oreilles (© Gilles Pottier)

Une variante consiste à attraper l'animal par la peau du cou mais à travers le sac plastique. On retousse ensuite le sac largement autour de l'animal et de sa main. Cette variante peut être pratique mais génère beaucoup de bruit avec le froissement du plastique juste autour de l'animal.



Mulot manipulé en ayant retourné le sac plastique autour de lui (© Manuel Ruedi)

La Pachyure étrusque est un cas particulier puisque le maintien par la peau du cou met rapidement sa vie en danger. Il est conseillé de manipuler les individus suspendus par la queue (Fons 1974), contrairement à toutes les autres espèces.

Pour les espèces plus grosses comme le Campagnol amphibie, se reporter à la FICHE III

Campagnol amphibie (*Arvicola sapidus*) et Campagnol fouisseur (ou aquatique) (*Arvicola amphibius*). La technique de manipulation est différente.



Maintien d'un Campagnol amphibie en main (© Roald Harivel) – Opération réalisée sous couvert d'une autorisation préfectorale

La deuxième façon de faire consiste à utiliser des tubes en plastique solide ou en verre, ouverts aux deux extrémités mais dont l'une est obstruée par du coton. Sans être pris en main, c'est-à-dire à travers le sac, l'animal est guidé doucement pour entrer dans le tube. Il s'y glisse et est rapidement stoppé par le coton (qui laisse passer l'air et permet la respiration). L'animal est ainsi contraint et les observations mentionnées plus haut peuvent être réalisées. Il est possible de laisser dépasser le pied postérieur et la queue. Il est nécessaire de toujours garder un doigt proche de l'extrémité ouverte pour prévenir toute sortie à reculons. Le diamètre du tube doit être adapté à l'espèce (15 à 50 mm). Cette manipulation doit être rapide pour éviter toute surchauffe ou malaise de l'individu.



Illustration de l'utilisation d'un tube à centrifuger pour peser l'animal (le bout du tube est percé pour que l'animal respire sans gêne)
(© Olivier Gerriet)



Prélèvement de poils sur un Campagnol amphibie
(© Claire Brabant) – Opération réalisée sous couvert d'une autorisation préfectorale

Comment peser l'animal ?

Outil : peson à pince, ou balance de précision (l'utilisation d'un peson est recommandée puisqu'elle ne nécessite pas l'emploi de piles, qui peuvent tomber en panne en cours d'étude. En cas d'utilisation d'une balance, elle doit être réalisée sur table)

Mesure : en grammes, précision 0,2 g pour les pesons de 10 g et 20 g / 1 g pour ceux de 50 g et 100 g

La pesée de l'individu est à réaliser systématiquement. Si l'animal est mouillé, la masse ne doit pas être prise puisque la valeur est faussée. Il est en revanche indispensable de le noter par un « m » dans la colonne de la fiche de terrain, pour savoir que ce n'est pas un oubli.

Dans le cas d'utilisation d'un peson, il s'agit d'accrocher le sac à l'aide de la pince, de soulever le peson à la verticale, à hauteur des yeux, en le tenant par l'anse sommitale. Il est important de veiller à ce que le sac contenant l'animal soit complètement suspendu, et ne touche pas le sol ou toute autre surface. En cas de vent ou d'agitation de l'animal, abritez-vous ou reposez quelques secondes le sac avant de réitérer l'opération. La lecture de la valeur de la masse se fait avec le peson levé à hauteur des yeux.

Le choix du pas et de la capacité du peson à employer dépend de la taille de l'animal et du type de sac de contention (plus léger si en plastique, plus lourd si en tissu). Pour un maximum de précision, la capacité du peson doit être la plus proche possible de la masse de

l'animal et du sac réunis. Par exemple, pour une musaraigne de 7 g contenue dans un sac en tissu de 30 g, un peson de 50 g est plus adapté que celui de 100 g.

Avant toute utilisation d'un peson, il faut s'assurer qu'il est bien au zéro. Il est souvent peu opportun de tarer le peson avec le sac de contention, parce que le sac contient très souvent des débris de litière, de la nourriture (tombés en sortant l'animal), des fèces et/ou de l'urine qui font varier sa masse de manière non négligeable. En cas d'utilisation d'un sac dédié à la prise de mesure de la masse, la tare est bienvenue. Dans ce cas, elle est à vérifier régulièrement.

A noter que la consommation ou non des appâts peut faire varier la masse d'un individu. Sur le terrain, en plus de la masse, il pourrait être intéressant de relever systématiquement si les appâts ont été consommés partiellement, totalement ou non consommés.



Pesée d'un campagnol avec un peson, en sac transparent et en tissu (© Gilles Pottier)

Dans le cas d'utilisation d'une balance de précision, il est important de la placer sur une surface stable et de mettre un contenant (un grand verre en plastique épais par exemple) sur le plateau. Une fois la balance allumée (et tarée avec le contenant), insérer le sac avec l'animal à l'intérieur du contenant et lire la valeur. Retirer l'animal du sac, replacer le sac vidé dans le contenant et lire la valeur, qui correspond à la masse de l'animal. La soustraction peut aussi être faite manuellement. Lors de cette opération, il est important de veiller à ce que l'animal ne soit pas tassé ou trop contraint au moment où le sac qui le contient est placé dans le contenant.

8. Reconnaître l'âge, le sexe et l'état reproducteur des animaux

Préambule : les éléments d'information qui suivent sont les prémices d'une homogénéisation des pratiques, d'un cadrage au niveau des critères à observer et à relever au niveau national. Ils sont le fruit des premières discussions au sein du Groupe de Travail Petits Mammifères de la SFEPM, mais de nombreuses informations ne sont que peu voire pas connues. Les critères mentionnés ne sont pas aisés à observer, les atypismes ou intermédiaires sont fréquents. Le doute est donc largement permis. Il est important de faire attention aux erreurs et de faire preuve d'humilité (ne pas noter de catégorie lorsqu'on ne sait pas), pour ne pas générer de fausses informations qui seraient saisies dans des bases de données et impossibles à corriger par la suite. Le principe de précaution s'applique (mieux

vaut une absence de donnée sur un critère plutôt qu'une donnée fausse). De plus, pour certaines études, le relevé de ces critères n'est pas une obligation.

Par convention, dans les fiches de saisie sur le terrain, il est utile de remplir chaque case pour savoir que ce n'est pas un oubli. Il est proposé de noter D (doute) lorsque le critère a été observé mais reste indéterminé, ND (non déterminé) lorsque le critère n'a pas été observé (oubli, individu échappé avant observation), ou NA (non applicable) lorsque le critère ne s'applique pas à l'espèce/l'individu en question (testicules chez les ♀ par exemple).

SEXE

Femelle et mâle se distinguent à partir de plusieurs critères qui sont plus ou moins visibles suivant l'espèce, l'âge et l'état reproducteur de l'individu. De manière générale, les femelles possèdent un orifice vaginal et des mamelles ; les mâles possèdent un pénis et des testicules.

Lorsque l'individu est reproducteur, l'observation des testicules gonflés et descendus dans le scrotum ou des mamelles dégarnies facilite la détermination du sexe. Le sexe peut aussi être facilement déterminé grâce au ventre rond et proéminent chez les femelles en cours ou fin de gestation.

Le sexe s'observe lorsque l'individu est maintenu de manière à voir sa face ventrale.

Chez les rongeurs

La détermination du sexe s'appuie principalement sur la distance anogénitale, c'est-à-dire la distance entre l'anus et l'orifice génital. Cette distance anogénitale est plus réduite chez les femelles que chez les mâles.

Chez les femelles, cet orifice génital correspond à l'orifice vaginal et se situe juste en-dessous de la papille urinaire (proéminence sur laquelle se situe l'orifice urinaire). Chez les mâles, l'orifice génital correspond à l'orifice uro-génital et se situe à l'extrémité du pénis.

A l'inverse de ce qui est observé chez les mâles, il n'y a souvent pas ou peu de poils entre l'anus et l'orifice génital chez la femelle. Il est important d'être vigilant vis-à-vis de la papille urinaire dont la taille peut être relativement importante et être considéré à tort comme étant un pénis. L'appréciation de la distance anogénitale est le seul critère diagnostique, la taille du pénis/papille urinaire n'en est pas un.

En cas de doute et « d'obligation » de détermination du sexe (étude particulière qui le nécessite), il est possible d'appuyer légèrement sur la partie proéminente pour observer le pénis sortir si c'est un mâle, ou ne rien sortir si c'est une femelle. Cette manipulation est à réaliser avec précaution et uniquement si nécessaire ; les premières indications étant très souvent suffisantes pour statuer.



Sexage d'un Campagnol amphibie, ici un mâle (© Thierry Gambier) – *Opération réalisée sous couvert d'une autorisation préfectorale*



Mâle d'un petit campagnol, notez la différence de longueur de la distance anogénitale (© V. Eribeau-Pajot)

Chez les Soricidés

La détermination du sexe est plus compliquée parce que les orifices ne débouchent pas directement à l'extérieur. Ils donnent tous dans une sorte de poche, dont l'orifice débouche sur l'extérieur. L'observation des orifices anogénitaux et de la distance entre ceux-ci ne peut donc s'effectuer qu'en appliquant une légère pression latérale de part et d'autre de la poche. Chez les mâles non juvéniles, le pénis est alors saillant et bien visible. Cette technique est délicate à réaliser et peut avoir des conséquences néfastes pour l'individu, notamment chez les femelles gestantes. Il n'est pas conseillé de la mettre en œuvre, excepté en cas d'étude nécessitant de déterminer le sexe de manière systématique.

La détermination du sexe est facile en cas de femelle gestante (au stade où le ventre est rond et proéminent) ou de femelle allaitante/post-allaitante (lorsque les mamelles sont dégarnies et donc bien visibles). Chez les mâles, il est parfois possible de distinguer un gonflement dans la région inguinale, de part et d'autre de la poche, correspondant aux testicules gonflés.



Sexage facile puisque les mamelles sont visibles chez cette musaraigne (© Eric Buffard)

ÉTAT REPRODUCTEUR

Chez les rongeurs

Chez les femelles, plusieurs états reproducteurs sont définis :

- * Nullipare (N) : la femelle ne s'est jamais reproduite.
- * Primipare/Multipare (PM) : la femelle s'est déjà reproduite à une ou plusieurs reprises. Cette catégorie inclut trois stades : gestante, allaitante et post-allaitante. Elle est moins précise que ces trois stades et est utilisée dans les cas où l'individu ne présente pas de critères permettant de statuer sur son état de gestation ou d'allaitement ou en période hors reproduction.
 - Gestante (G) : la femelle est gestante, elle présente un ventre rond et proéminent surtout dans les derniers jours de la gestation. La palpation du ventre pour s'assurer de la gestation ou pour compter le nombre d'embryons met en danger la survie des petits et n'est pas recommandée, notamment chez les petites espèces.
 - Allaitante (A) : la femelle est en cours d'allaitement, les mamelles sont bien dégarnies donc visibles.
 - Post-allaitante (Pa) : la femelle n'allait plus ses petits depuis peu de jours, les poils repoussent autour des mamelles.

L'état reproducteur est déterminé grâce à l'examen de l'apparence des mamelles et de l'orifice vaginal.

On distingue trois stades pour les mamelles :

- * M0 : Mamelles invisibles (poils sur les mamelles et pourtour identique au reste du pelage).
- * M2 : Mamelles et pourtour dénudés, mamelles gonflées.
- * M3 : Mamelles au pourtour recouvert de poils très courts, qui sont en train de repousser.

Chez certaines espèces, notamment les plus petites ou celles dont les cycles de reproduction sont très rapprochés, il n'est pas possible de distinguer les stades M2 et M3. On notera

M2/3. Par conséquent il n'est pas possible de savoir si la femelle est allaitante ou post-allaitante. On notera A/Pa.

Attention : il a été décidé de garder le numéro correspondant à la définition de la codification « Chiroptères », c'est pourquoi le stade M1 n'apparaît pas ici chez les Petits Mammifères.



Mamelles dénudées chez une femelle mulot (© Sarah Lorion)

Les mamelles s'observent lorsque l'individu est maintenu de manière à voir sa face ventrale. Les mamelles sont abdominales mais aussi pectorales et/ou thoraciques. Leur nombre varie suivant les espèces.

On distingue quatre catégories pour l'orifice vaginal :

- * Ouvert = Perforé : Trou visible au niveau de l'orifice vaginal, qui indique que la femelle s'est déjà accouplée ou est prête à s'accoupler (la membrane peut se perforer juste avant le premier œstrus).
- * Fermé = Non perforé : Fine membrane au niveau de l'orifice vaginal, qui indique que la femelle ne s'est jamais accouplée. Attention, l'orifice vaginal peut se refermer temporairement pendant la gestation ou hors saison de reproduction mais la membrane n'a pas la même apparence (tissu cicatriciel rugueux).
- * Bouchon vaginal : Présence d'un bouchon au niveau de l'orifice vaginal issu du sperme du mâle, qui indique un accouplement récent. Il tombe au bout de quelques heures. La femelle est donc gestante (tout en étant possiblement post-allaitante chez les espèces aux cycles de reproduction rapprochés).
- * Sanguinolent : Présence de sang au niveau de l'orifice vaginal, qui indique un accouplement très récent ou peut-être aussi une mise bas très récente. La femelle est donc possiblement gestante ou allaitante (tout en étant possiblement post-allaitante chez les espèces aux cycles de reproduction rapprochés).



Orifice vaginal sanguinolent chez une femelle de mulot (© Sarah Lorion)

L'orifice vaginal s'observe lorsque l'individu est maintenu de manière à voir sa face ventrale. L'observation de son ouverture ou non nécessite de saisir délicatement la base de la queue et de l'incliner très légèrement vers l'arrière, ou bien d'écartier délicatement entre le pouce et l'index de la main libre au niveau de cet orifice.

Pour résumer

		Apparence des mamelles		
		M0	M2	M3
Orifice vaginal	Ouvert	Primipare/Multipare (ou Nullipare mais en plus faible probabilité)	Allaitante	Post-allaitante
	Fermé	Nullipare (ou Primipare/Multipare hors saison de reproduction)		
	Bouchon vaginal	Gestante	Gestante et possiblement allaitante ou post-allaitante en simultané	
	Sanguinolent	Primipare/Multipare <i>(Catégories peu fréquentes, besoin de retour d'observations pour statuer plus finement)</i>		

Chez les mâles, on définit seulement deux catégories pour l'état reproducteur :

- * Non actif sexuellement (NAS) : le mâle ne s'est jamais reproduit ou est sexuellement inactif (suivant la période).
- * Actif sexuellement (AS).

L'état reproducteur est déterminé grâce à l'examen de l'apparence des testicules. On distingue deux catégories :

- * T0 : Testicules invisibles, intra-abdominaux (internes).
- * T1 : Testicules visibles, descendus ou non dans le scrotum, peu gonflés à très gonflés (chez les mulots, les testicules peuvent être de très grande taille).

Le mâle est considéré comme sexuellement actif si T1, et comme non actif sexuellement si T0.

Les testicules s'observent lorsque l'individu est maintenu avec la face ventrale visible. Ils sont au nombre de deux et se trouvent de part et d'autre de l'anus et de l'appareil génital.

Chez les Soricidés

Etant donné la difficulté évoquée de sexer les Soricidés, la détermination fine de l'état reproducteur est encore plus délicate.

Les femelles sont considérées reproductrices (R) lorsque les mamelles sont visibles. Les mâles sont considérés reproducteurs (R) lorsque le renflement des testicules est perceptible.

AGE

On distingue trois catégories d'âge chez les Petits Mammifères : juvénile, subadulte et adulte.

- * Juvénile : petit individu au pelage grisé et intact (doux) qui n'est pas sexuellement mature.
- * Subadulte : jeune individu qui n'a pas atteint sa taille adulte et parfois pas son pelage adulte, qui peut ou non être sexuellement mature.
- * Adulte : individu dont la croissance est terminée et qui est sexuellement mature.

Il est important de noter que la fin de la croissance ne correspond pas forcément temporellement à la maturité sexuelle. La maturité sexuelle peut survenir alors que l'individu

n'a pas terminé sa croissance, et la croissance peut être terminée alors que l'individu est encore sexuellement immature ou ne s'est pas encore reproduit.

La détermination de l'âge se fait en croisant plusieurs critères, dont la couleur et l'aspect du pelage, la masse, la taille et l'état reproducteur. La valeur de la masse est à considérer avec précaution, en ayant en tête qu'elle est variable suivant la période de l'année et la localité. La taille est évaluée par la prise de mesures biométriques (lorsqu'elle est réalisée dans le cas de certaines études) ou à l'œil. Dans ce cas, il est souvent aisément possible de distinguer à l'allure générale si l'individu a terminé sa croissance ou non (taille relative de l'oreille et du pied postérieur par exemple).

Chez les Soricidés, la capture des juvéniles est très rare (ils sont nidicoles), ce sont donc principalement des adultes qui sont détectés. Vu la difficulté d'observation des critères pour déterminer le sexe et l'état reproducteur, le stade subadulte n'est peu voire jamais employé. En revanche chez les espèces de grande taille comme les crossopes, il est parfois possible de statuer. Pour *Neomys fodiens* par exemple, dont les femelles peuvent atteindre 18-20 g, il reste possible de déterminer qu'il s'agit de juvéniles pour des individus où aucun signe reproducteur n'est observé et pour lesquels la masse est de 8-12 g. Cela peut toutefois faire douter de l'identification (doute avec *Neomys milleri* adulte) lorsque les critères ne sont pas certains.

9. Mesurer les animaux

Préambule : les éléments d'information qui suivent sont les prémices d'une homogénéisation des pratiques, d'un cadrage au niveau des critères à observer et à relever au niveau national. Ils sont le fruit des premières discussions au sein du Groupe de Travail Petits Mammifères de la SFEPM. Les membres s'accordent sur le fait que la prise de mesure biométrique n'est à réaliser qu'en cas de besoin, si l'étude nécessite ces informations pour être correctement menée. En effet, sur animaux vivants et sans pratique régulière, la fiabilité de certaines mesures semble faible à l'heure actuelle, notamment la longueur « tête + corps ». Les données recueillies s'en trouvent peu exploitables, ce qui ne peut justifier le temps de manipulation supplémentaire qu'elles engendrent.

Pour toutes les prises de mesure, il est conseillé de manipuler sur un support stable, rigide et plat (table, plateau portatif) afin de limiter les biais. Une importance particulière doit être accordée à l'installation du poste de manipulation, afin de travailler dans les meilleures conditions possibles (bon éclairage, hors d'eau, calme...). Au cours d'une étude, il est recommandé qu'une seule personne soit en charge de la biométrie pour limiter le biais dans la prise de mesures.

Communément et chez toutes les espèces, les longueurs de la « tête + corps », de la « queue + pinceau de poils terminal », et du « pied postérieur + griffe » peuvent être relevées. Les mesures du pinceau de poils terminal et de la griffe sont prises à part. Ceci permet de comparer les valeurs à celles disponibles dans la littérature. Certains ouvrages prennent en compte la longueur de la queue, pinceau de poil terminal compris, d'autres non. Il en est de même pour la longueur du pied postérieur et de la griffe.

Quelle que soit l'étude, il n'est pas recommandé de prendre des mesures biométriques sur un individu faible ou sur une femelle gestante. Dans ces cas-là, le relâcher doit être le plus rapide possible et la manipulation réduite au strict minimum.

En termes de matériel, l'utilisation d'un pied à coulisse à cadran de type Wiha dialMax™ est recommandée (solide, précis, facile à lire, sans pile, sans risque pour les animaux et pas froid).

Longueur tête + corps (LTC) – peu fiable

= du bout du museau à l'anus (situé à la base de la queue)

Outil : pied à coulisse manuel ou électronique

Mesure : en millimètres, précision 1 mm

Cette mesure est la plus délicate à prendre sur un animal vivant, car il est nécessaire que l'individu soit étendu alors que la plupart des espèces ont tendance à se recroqueviller lorsqu'elles sont manipulées. Il est fortement déconseillé d'appuyer sur le dos de l'animal pour le forcer à s'étendre. La technique la plus fiable et recommandée consiste à prendre cette mesure à travers un sac plastique transparent (de type sac congélation). L'animal y est transféré depuis le sac de pesée (conserver le même sac s'il était déjà transparent) et posé sur la table. En plaquant délicatement l'animal contre un bord, celui-ci cherche spontanément à s'échapper et s'étire pour y arriver. Il est possible à ce moment-là en quelques secondes de placer le pied à coulisse pour prendre la mesure. Pour gagner en rapidité, il est indispensable d'avoir préalablement ouvert le pied à coulisse à la taille estimée, pour n'avoir qu'à l'ajuster au moment où l'animal est en position.



Mesure de la longueur « tête + corps » sur un Campagnol des champs (© Gilles Pottier)

Longueur queue (LQ) – fiable

= de l'anus jusqu'à l'extrémité de la dernière vertèbre caudale

Longueur du pinceau de poils terminal (LP) – fiable

= de l'extrémité de la dernière vertèbre caudale jusqu'au bout du dernier poil

Outil : réglet

Mesure : en millimètres, précision 1 mm

Cette mesure se prend en posant le réglet sur la table (ou autre support de manipulation) et en appliquant délicatement la queue de l'animal dessus. L'animal est maintenu légèrement de côté, afin de voir l'anus et de le placer correctement au zéro. La valeur des deux mesures est obligatoirement lue simultanément (exemple « 59 mm + 3 mm »). Il n'y a donc pas de repositionnement de l'animal à faire entre les deux mesures.



Mesure de la longueur de la queue sur un Campagnol des champs (© Gilles Pottier)

Si l'animal a la queue coupée (que ce soit récent ou ancien), ces mesures ne doivent pas être prises. Il est en revanche indispensable de le noter par un « c » dans les colonnes de la fiche de terrain, pour savoir que ce n'est pas un oubli.

Chez les *Apodemus*, en plus de la prise de mesure, il est intéressant de prendre une photo (de qualité) de la totalité de la queue pour pouvoir dénombrer les anneaux sur écran ultérieurement. Cette donnée peut aider à la détermination de l'espèce.

Longueur pied postérieur (LPP) – fiable

= de la base du talon jusqu'au bout de l'orteil le plus long

Longueur de la griffe (LG) – fiable

= du bout de l'orteil le plus long à l'extrémité de la griffe

Outil : réglet à butée

Mesure : en millimètres, précision 1 mm

Cette mesure se prend également en posant le réglet à butée sur la table. L'animal est maintenu de manière plus ou moins dressée, afin d'avoir la vue dégagée sur son pied postérieur. Il s'agit ensuite d'appliquer le talon contre la butée du réglet et d'étendre la plante et les orteils du pied de l'animal en posant délicatement son doigt dessus et en exerçant une très légère pression. La valeur des deux mesures est obligatoirement lue simultanément (exemple « 15 mm + 1 mm »). Il n'y a donc pas de repositionnement de l'animal à faire entre les deux mesures.



Mesure de la longueur du pied postérieur sur un Campagnol des champs (© Gilles Pottier)

Pour certaines espèces, il peut être nécessaire et intéressant de prendre d'autres mesures.

Diamètre de la queue à la base ($\emptyset Q$) – peu fiable – Chez *Mus* et *Apodemus*

= au niveau de la base de la queue, souvent recouverte de poils

Outil : pied à coulisse manuel ou électronique

Mesure : en millimètres, précision 0,1 mm

Cette mesure est prise en maintenant l'animal avec les quatre pattes posées sur la table (position moins stressante donc moins d'agitations). De l'autre main, les mâchoires du pied à coulisse sont placées de part et d'autre de la base de la queue. Cet endroit est souvent caché par les poils de la croupe, mais ceux-ci sont retroussés par l'outil au moment de le placer. Il est important d'être délicat en ne serrant pas trop les mâchoires du pied à coulisse, pour éviter de blesser l'animal ou de provoquer l'épluchage de sa queue (très fragile chez ces espèces).

Longueur du pavillon de l'oreille (LO) – peu fiable – Chez *Rattus*

= de la base interne du pavillon jusqu'à son extrémité

Outil : réglet

Mesure : en millimètres, précision 1 mm

Du fait de la proximité de l'oreille avec les yeux et le reste de la tête de l'animal, cette mesure doit être effectuée avec beaucoup de précautions et uniquement lorsque l'animal est bien maintenu. Le réglet doit toujours être approché et retiré par le haut ou l'arrière de la tête, jamais par le devant du museau. Ceci pour éviter toute blessure en cas de mouvement de l'animal. Le réglet est alors posé sur la base interne de l'oreille et appliqué le long du pavillon, jusqu'à son extrémité pour y lire la mesure.

10. Découverte d'un cadavre

Cette partie n'est pas développée dans cette version du Guide, mais le sera pour la suivante.

11. Prise de notes

Des exemples de fiches pour la prise de note sur le terrain sont mis à disposition en annexes. Certaines sont disponibles en téléchargement en format modifiable sur le site internet de la SFPEM, pour que chaque personne puisse les ajuster suivant ses besoins (sur la liste d'espèces, le protocole prévu...).

- Coupon de récolte de pelotes de réjection (Annexe 2)
- Fiche de saisie des résultats d'analyse de pelotes, par pelote (Annexe 3)
- Fiche de saisie des résultats d'analyse de pelotes, par lot (Annexe 4)
- Fiche de saisie des informations en capture (dispositif, météo...) (Annexe 5)
- Fiche de saisie des résultats de capture (Annexe 6)
- Fiche de collecte de noisettes pour le Muscardin (Annexe 7)

Ces fiches sont mises à disposition dans le but d'être utilisées, testées et amendées. Elles pourront être mises à jour dans la prochaine version du Guide.

12. Analyse et saisie des données

Cette partie n'est pas développée dans cette version du Guide, mais le sera pour la suivante.

13. Cas d'espèces

Quelques Petits Mammifères présentent des particularités biologiques, ou des comportements, qui facilitent leur détection. Certaines techniques de terrain sont alors particulièrement adaptées à leur recherche.

- * Fiche I Rat des moissons (*Micromys minutus*)
- * Fiche II Muscardin (*Muscardinus avellanarius*)
- * Fiche III Campagnol amphibie (*Arvicola sapidus*) et Campagnol aquatique (*Arvicola amphibius*)
- * Fiche IV Crossopes (*Neomys spp.*)
- * Fiche V Hérisson d'Europe (*Erinaceus europaeus*)
- * Fiche VI Écureuils arboricoles (*Sciurus vulgaris* et *Callosciurus erythraeus*)

D'autres cas d'espèces pourront être ajoutés à ce Guide lors de sa révision (Lérot et Loir gris, Desman des Pyrénées, Grand hamster, Taupes...).

FICHE I Rat des moissons (*Micromys minutus*)

Non réglementé
Précautions sanitaires

Le Rat des moissons est un petit animal très discret et il est exceptionnel de l'observer dans la nature. Le plus simple pour détecter sa présence est encore de rechercher ses nids, très faciles à trouver, pour autant que l'on sache où chercher ! Le recours aux faux nids en balles de tennis n'est pas une technique efficace. Le Rat des moissons se déplace au sol mais également en hauteur dans la végétation épaisse, surtout en été. Le piégeage avec des pièges-trappe doit s'adapter à ce comportement, en plaçant des pièges surélevés dans la végétation. Enfin, sa petite taille ne permet pas d'utiliser de boucles auriculaires pour le marquage individuel : il faut marquer le pelage par tonte des poils. Pour tous les détails, consulter la monographie sur le Rat des moissons sur le site de la SFEPM www.sfepm.org.



Rat des moissons (© Jean-Michel Bompar)

Méthodes

1. Recherche des nids

Dès que la végétation semble favorable, il faut chercher les nids, sans préjugés sur le type de végétation, hygrophile ou non, anthropique ou naturelle, avec ou sans ligneux (Berg & Berg 2008, Wolton 2009).

- * Ses habitats sont variés mais ils ont tous en commun de présenter une végétation herbacée dense et haute : les feuilles longues sont indispensables à la construction du nid. Dans une région où le Rat des moissons est abondant, même un habitat de quelques dizaines de m² peut contenir des nids ; en revanche, s'il est rare, il n'utilisera que des habitats étendus, de plusieurs centaines de m² voire plusieurs hectares. La connectivité des habitats déterminera aussi la répartition des nids.
- * Dans un habitat favorable, le Rat des moissons choisira l'endroit où la végétation est la plus haute et dense.

Il faut commencer la recherche dans les endroits où la végétation est la plus haute et dense.

Une femelle construit un nid pour chaque nouvelle portée, distant des précédents de quelques mètres. Par conséquent, quand un nid est trouvé, il faut toujours en chercher d'autres dans un rayon de 2-3 m. Les nids d'été sont de plus en plus nombreux à mesure que la saison de reproduction avance : leur nombre est maximal en septembre-octobre. Par

ailleurs, ils sont relativement solides et ils se conservent souvent jusqu'en hiver. C'est en septembre-octobre que l'on a le plus de chances de trouver des nids, même si on peut en trouver presque toute l'année.



Dans cette moliniaie au bord d'un champ de maïs, les deux seuls nids se trouvent dans une épaisse touffe de laïches (© Fabrice Darinot)



Dans cette cariçaie assez basse, le seul nid se trouve dans une touffe plus haute mélangée à des roseaux (© Fabrice Darinot)

**Les herbes sont coupantes et dangereuses pour les yeux !
Se protéger les mains avec des gants et les yeux avec des lunettes !**



Beau nid dans une cariçaie à choin noirâtre (*Schoenus nigricans*) et gentiane des marais (*Gentiana pneumonanthe*) (© Jacques Gilliéron)

Nid de Rat des moissons ou nid de Muscardin ?

Le nid de Muscardin se détache aisément de son support alors que le nid de Rat des moissons est impossible à retirer des herbes avec lesquelles il est enlacé.

Le nid du Muscardin (*Muscardinus avellanarius*)

Taille : moins de 8 à 10 cm pour les nids de repos, plus de 12 à 15 cm pour les nids d'élevage (Berg et Berg 2008, Wolton 2009)

Ouverture : une ouverture, de plus de 2 cm de diamètre

Matériaux : diverses feuilles rapportées, non fixées au support et non dilacérées dans leur longueur

Position du nid : encastré dans une fourche de branches ou de tiges solides, jusqu'à 3 m de hauteur

Le nid aérien du Rat des moissons (*Micromys minutus*)

Forme : sphérique, plus ou moins allongée

Taille : 6 – 8 cm de diamètre pour les nids de repos, jusqu'à 13 cm pour les nids d'élevage (longueurs extrêmes 4,5 à 14,0 cm ; largeurs extrêmes 4,0 à 10,0 cm *in* Čanádý 2013)

Ouverture : une ou plusieurs ouvertures, le plus souvent latérales, de 1,5 cm de diamètre (parfois pas d'ouverture visible)

Matériaux : feuilles de végétaux enracinés (il est impossible de retirer le nid !), le plus souvent des graminées aux feuilles fines et allongées, dilacérées dans leur longueur ; des feuilles peuvent être aussi rapportées

Position du nid : accroché à la végétation, à une hauteur comprise entre la moitié et les deux tiers de sa hauteur moyenne



Nid de Muscardin à gauche (© Jacques Gilliéron) et nid de Rat des moissons à droite (© C. Thomas)

Utiliser les nids pour recenser une population ?

Les mammalogistes anglais ont standardisé le dénombrement des nids aériens pendant la saison de reproduction. Le comptage s'effectue le long de transects de longueurs différentes selon les régions et les participants ; cependant, la longueur standard proposée par *The Mammal Society* est de 100 m, sur 2 m de large. Le transect est subdivisé en 10 segments où la prospection doit durer entre 5 et 10 min. Riordan *et al.* (2009) ont montré qu'il n'y a pas de relation significative entre le nombre de nids et la taille de la population. Par ailleurs, il n'y a pas de relation entre la présence des nids et la longueur des transects, ce qui suggère que la distribution des nids à une échelle fine est groupée (Poulton & Turner 2009). Enfin, absence de nid ne signifie pas absence de Rats des moissons, ce que révèle l'utilisation de pièges dans certains habitats exempts de nids. Les nids ne peuvent donc pas être utilisés pour dénombrer une population de Rats des moissons.

Les nids postiches en balle de tennis, une fausse bonne idée

Cette méthode imaginée par Warner et Batt (1976) consiste à attirer les Rats des moissons dans des nids artificiels fabriqués avec des balles de tennis usagées. Un trou est pratiqué dans la balle qui est montée sur un piquet à 30 – 50 cm du sol. Des graines sont disposées dans les balles, sans apport d'herbe. Le contenu des balles est ensuite vérifié tous les cinq jours pour détecter la présence de fèces de Rat des moissons.

En 1996, *The Mammal Society* a lancé *The Harvest Mouse Tennis Ball National Survey*, dans 13 sites avec des grilles de 50 balles de tennis. Seulement 1 balle a été occupée par un Rat des moissons, alors que plusieurs nids étaient trouvés dans la végétation dans la même

zone. Outre ce manque d'efficacité, la méthode comporte également un problème lié à la taille du trou, qui doit être suffisamment petite pour ne pas laisser entrer des mulots.

Cette méthode est en définitive une variante des tubes de nourrissage, mais la forme du contenant, sphérique comme un nid de Rat des moissons, n'augmente pas son efficacité.



Balle de tennis sur piquet (© Fabrice Darinot)

2. Les pièges-trappe surélevés

Chez le Rat des moissons, la position des pièges, par terre ou surélevée, conditionne l'efficacité du piégeage en été : plusieurs auteurs ont soulevé le problème des pièges au sol, comme Trout (1978) qui observe une diminution des effectifs de Rat des moissons en été, sans aucune explication. Bien que le piégeage surélevé ait été testé avec succès il y a déjà quarante ans, ce n'est que récemment que ce design est de nouveau essayé, avec différents modèles de pièges et à différentes saisons (Darinot 2018). Toutes ces études montrent que l'efficacité du piégeage des Rats des moissons est meilleure avec des pièges surélevés.

Un autre avantage aux pièges surélevés est qu'ils sélectionnent les espèces susceptibles d'être capturées, ce qui peut être intéressant quand on se focalise sur l'étude du Rat des moissons. Les pièges étant moins saturés, la probabilité de capturer l'espèce recherchée est améliorée. Selon la nature de la végétation, plus ou moins dense, les mulots (*Apodemus sylvaticus* et *A. flavicolis*), le Campagnol agreste (*Microtus agrestis*) et de Lavernède (*M. lavernedii*) et certaines musaraignes comme la Musaraigne musette (*Crocidura russula*) peuvent aussi se faire prendre dans des pièges surélevés.



Piège INRA posé sur un piquet de 60 cm (© Fabrice Darinot)



Rat des moissons (*Micromys minutus*) au piège INRA © Fabrice Darinot

3. Les autres techniques

La présence du Rat des moissons peut également être détectée par l'analyse de pelotes de réjection, la prospection par caméra thermique ou encore la pose d'appareil photographique automatique.



Mandibule de Rat des moissons (© Gilles Pottier) ; Rat des moissons à la caméra thermique (© GMA)

Bibliographie

- Berg L. & Berg A. 2008. Nest site selection by the dormouse *Muscardinus avellanarius* in two different landscapes. *Annales Zoologicae Fennicae* 35 : 115-122.
- Čanády A. 2013. Nest dimensions and nest sites of the harvest mouse (*Micromys minutus* Pallas, 1771) from Slovakia: a case study from field margins. *Zoology & Ecology* 23 (4) : 253-259.
- Darinot F. 2018. Le Rat des moissons (*Micromys minutus* Pallas 1771) en France – Histoire, écologie, bilan de l'enquête 2013-2017. Société Française pour l'Étude et la Protection des Mammifères, Bourges, 167p.
- Poulton S. & Turner P. 2009. A comparison of nest searches, bait tubes and live trapping for monitoring Harvest mice (*Micromys minutus*) and other small mammals. *The Mammal Society Research Reports* 9 : 11p.
- Riordan P., Lloyd A. & Macdonald D. W. 2009. *Do harvest mouse nest survey results predict population size ?* Report to People's Trust for Endangered Species, 10p.
- Trout R.C. 1978. A review of studies on population of wild harvest mice (*Micromys minutus* Pallas). *Mammal Review* 8 (4) : 143-158.
- Warner L. J. & Batt G. T. 1976. Some simple methods for recording wild harvest mouse (*Micromys minutus*) distribution and activity. *Journal of Zoology* 179 : 226-229.
- Wolton R. 2009. Hazel dormouse *Muscardinus avellanarius* (L.) nest site selection in hedgerows. *Mammalia* 73 (1) : 7-12.

FICHE II Muscardin (*Muscardinus avellanarius*)

Réglementé
Précautions sanitaires

Le Muscardin, *Muscardinus avellanarius*, est un petit mammifère arboricole principalement nocturne de la famille des Gliridés, où l'on retrouve le Loir et le Lérot. Aussi surnommé « le Rat d'or », il arbore un pelage dorsal roux/doré, plus clair sur la face ventrale, et une queue préhensile finissant en pinceau lui permettant de s'accrocher aux branches des arbres et buissons dans lesquels il grimpe. Une partie de cette dernière peut également se détacher lorsqu'il est attrapé par un prédateur. Des pouces opposables et des pieds pouvant pivoter presque jusqu'à 90° lui permettent également d'être un excellent grimpeur (GMB, 2017). Ce petit mammifère mesure moins d'une dizaine de centimètres (6 à 9 cm queue comprise) pour un poids d'environ 15 à 20 grammes, pouvant atteindre les 40 grammes avant l'hibernation. Comme son nom l'indique, « *avellanarius* » venant du latin « *avellana* » il est très friand de noisettes qu'il consomme principalement à l'automne, mais il se nourrit également de nectar, de pollen, de baies, de fruits, de graines et de noix. Un régime



Muscardin © Philippe Spiroux – GMN

principalement herbivore qu'il peut compléter avec des invertébrés (GEPMA 2014). Le Muscardin est présent principalement sur la moitié Nord-Ouest de la France, absent/rare au sud de la limite La Rochelle (17) – Toulon (83) (GEPMA 2014). Bien qu'il soit classé comme « Préoccupation mineure » au niveau national, ses populations semblent décliner lorsque l'on s'intéresse à sa situation au niveau régional. Il peut fréquenter une grande variété d'habitats forestiers, mais il affectionne les massifs forestiers, notamment en lisière, et préférentiellement les peuplements mixtes présentant des étages variés et diversifiés (Bright *et al.* 2006), ainsi qu'une strate herbacée développée. Il peut ainsi être présent à tous les étages, de 50 cm à 20 mètres de haut, à condition d'y trouver un couvert végétal suffisant lui permettant de se nourrir et de se déplacer. Les forêts de conifères ne semblent pas être son milieu de prédilection, mais peuvent tout de même subvenir à ses besoins (Bright *et al.* 2006). Le Muscardin se retrouve également dans des zones de régénération/de friche avec un peuplement arbustif et buissonnant développé et dense, notamment des essences comme la Clématite, les ronces, les noisetiers ou encore le sureau. Il peut également fréquenter les vergers et les bocages denses, ou encore des vignes à l'abandon.

Méthodes

La période la plus propice à la recherche du Muscardin s'établit d'avril à début octobre période d'activité de l'espèce. Il s'agit de sa période de reproduction, durant laquelle la femelle pourra mettre bas une à deux portées de 3 à 7 jeunes. Passée cette période, le Muscardin rentre en état de torpeur afin d'affronter l'hiver, saison qu'il passe en hibernant pendant environ 6 mois.

Toutes les méthodes de détection du Muscardin décrites ci-dessous sont complémentaires. En fonction des sites d'étude et des objectifs, l'utilisation de plusieurs protocoles de recherche sera à mettre en place pour optimiser les chances de détecter l'espèce, déterminer les secteurs de présence, *etc.*



Couplage sur le terrain d'un appareil photo automatique et d'un tunnel à empreintes
(© Christian Arthur)



Empreintes de Muscardin recueillies dans un tunnel à empreintes (© Olivia Guérin)

1. La recherche des nids aériens

Cette méthode consiste à rechercher les nids de Muscardin aériens pendant la période de reproduction, du printemps au début de l'automne. Il est toutefois conseillé de la réaliser au début de l'automne afin d'éviter le dérangement et de faciliter la recherche dans une densité végétative moindre (GMA 2013). Les nids d'été des muscardins ont l'allure d'une boule de 10 à 15 centimètres faite de mousse, de feuilles et de graminées, ressemblant aux nids de Troglodyte mignon. Ils possèdent une petite entrée sur le côté, généralement fermée. Ils se trouvent principalement dans les lisières et les haies, dans la végétation à hauteur d'homme.



Nid de Muscardin (© Manuel Ruedi)

Ces nids constituent soit des nids de reproduction, soit des nids de repos. Contrairement aux nids d'été, les nids d'hiver se trouvent au-dessus ou au-dessous du sol, sous des feuilles mortes, des tas de branches ou autres débris végétaux sous lesquels il hiberne (Verbeylen & Nijs 2007).

La recherche des nids d'été est une méthode concrète et efficace, puisque la présence d'un nid est considérée comme une preuve de la présence du Muscardin (Hurell & McIntosh 1984, Berg 1996, Berg & Berg 1998).

2. La recherche de noisettes rongées

Les noisettes rongées sont un autre indice de présence permettant d'indiquer la fréquentation d'un site par le Muscardin. Elles sont recherchées au pied des noisetiers préférentiellement à l'automne, période durant laquelle ce dernier fait ses réserves avant de rentrer en torpeur pour passer la mauvaise saison. Il est toutefois possible de commencer la recherche dès fin août, à l'apparition des premières noisettes.

Bien que beaucoup de Petits Mammifères grignotent les noisettes, le Muscardin le fait d'une manière bien particulière, laissant des traces spécifiques permettant d'assurer sa présence. En effet, il commence tout d'abord, comme un Mulot, à ronger la coque de l'intérieur en y faisant un trou qu'il agrandit de l'intérieur vers l'extérieur en suivant le bord avec ses incisives inférieures. Cependant le Muscardin, à l'inverse du Mulot, ne laisse que très peu de traces de dents. La noisette rongée présente alors un trou bien rond, dont les bords ont une allure très lisse, présentant quelques légères traces de dents aux travers, visibles à la loupe (Luginbühl & Schweiz 2010, Bright *et al.* 2006). Les noyaux de prunelles et de merises, dont est également friand le Muscardin, peuvent être étudiés selon la même méthode.



Noisettes rongées : par un Muscardin en haut à gauche (© Philippe Defernez) et en bas (© Philippe Spiroux – GMN) ; par un mulot en haut à droite (© Philippe Defernez)

3. Les nichoirs artificiels : tubes à Muscardin et nichoirs bois

Deux types de nichoirs artificiels peuvent être utilisés en fonction des objectifs de l'étude, les nichoirs en bois et les tubes-nichoirs. Les tubes-nichoirs sont à privilégier pour des études ponctuelles d'amélioration des connaissances sur la présence de l'espèce. Ils sont posés pendant la période d'activité et de reproduction du Muscardin, et ont pour objectif de faire en sorte qu'il y construise son nid. La pose s'effectue au printemps, de fin mars à début mai, puis les nichoirs sont ensuite suivis et vérifiés deux fois, une première fois en été, fin juin/début juillet, puis une seconde et dernière fois en automne, de fin septembre à début novembre, lors du retrait des nichoirs, périodes qui semblent les plus favorables (Chanin *et al.* 2011). Si un ou plusieurs individus occupent encore un ou plusieurs tubes-nichoirs lors du dernier relevé, il est nécessaire de les laisser en place et de réaliser un autre passage plus



Nichoir en bois pour Muscardin, le trou est prévu pour être placé contre le tronc (Source : Wildcare)

tardif. Les nichoirs en bois, plus lourds à installer, sont à privilégier pour du suivi à long-terme d'amélioration des connaissances sur les populations de Muscardin. Il est préférable de les poser avant la période d'activité des muscardins et ils devront être nettoyés chaque hiver. Plusieurs protocoles de suivi des populations peuvent être mis en place en fonction du milieu (hauteur de pose dans les boisements *vs* haies) et des objectifs de l'étude (au minimum 2 suivis par an au printemps et à l'automne). La distance entre les nichoirs est aussi un facteur à prendre en compte dans les boisements (Juškaitis 2005, 2006). Pour ces deux protocoles, une fiche terrain est complétée lors de chaque passage afin de relever les coordonnées GPS et les informations techniques des nichoirs (hauteur, essence support, *etc.*), les types observations lors des suivis (indices de présence, espèces contactées, *etc.*) ainsi que les caractéristiques écologiques des milieux.

Attention, si ces dispositifs sont utilisés lors d'études avec manipulation des animaux, une dérogation préfectorale pour la manipulation d'espèces protégées est nécessaire.



Tube nichoir ("nest tube") à Muscardin (gauche © GMA ; droite © Franck Simonnet)

Les nichoirs en bois sont posés par « îlot », sur les sites préalablement choisis. Il est préférable de poser plusieurs dizaines de nichoirs par site, fixés à plusieurs mètres de haut lorsque cela est possible en fonction du type de milieu ainsi que de la végétation. Ils peuvent être disposés en linéaires, ou en carré, selon la configuration du site étudié afin d'optimiser les chances de contact. L'entrée du nichoir doit être face au tronc de l'arbre sur lequel il est installé (Bright *et al.* 2006).

Les tubes-nichoirs sont également posés par îlot sur les sites préalablement identifiés, au nombre de 10 tubes par îlot. Ils sont posés en linéaire, de 1,5 à 2 mètres de haut au-dessus du sol, avec un espacement de 2 à 20 mètres entre chaque tube. Les tubes doivent être installés à l'horizontale avec du fil de fer dans les branches d'un arbre dont le tronc n'est pas trop gros, en orientant l'entrée vers l'intérieur du milieu fermé. Une certaine connectivité doit être présente avec les branches des autres arbres afin que le Muscardin puisse se déplacer facilement.

4. Les tunnels à empreintes (Cf. FICHE 3 Examen des empreintes)

La technique des tunnels à empreintes permet de détecter la présence du Muscardin lorsque les noisetiers, prunelliers ou merisiers sont absents. Cette technique de détection peut permettre d'obtenir des données de présence plus rapidement que la pose de tubes-nichoirs mais nécessite un suivi plus régulier (passage toutes les semaines pendant maximum 6 semaines) jusqu'à confirmation de la présence de l'espèce. Autre avantage, il est possible de fabriquer soi-même les tunnels à empreintes et de limiter ainsi les coûts. Les tunnels peuvent être placés à hauteur d'Homme même si un placement en hauteur (3-4 m) limitera

le passage d'autres rongeurs dans le dispositif. La pose de plusieurs tunnels à empreintes par site d'étude est fortement conseillée.



Positionnement et schéma d'un tunnel à empreintes (© Julie Noulhiane)

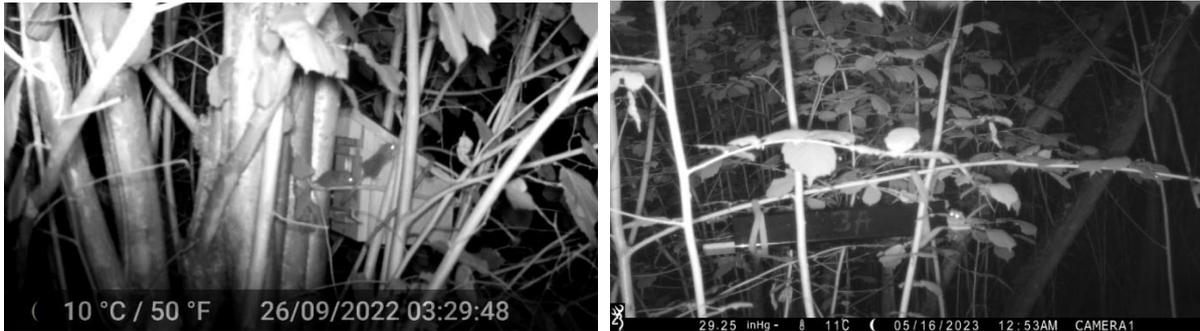


Tunnels à empreintes « fabriqués maison » (© Olivia Guérin)

5. Les appareils photographiques automatiques (Cf. FICHE 8 Détection par appareil photographique automatique)

L'utilisation d'appareils photographiques automatiques (APA) peut également permettre de rechercher le Muscardin, avec des risques de confusion réduits contrairement à d'autres espèces comme les « musaraignes ».

La méthode consiste à accrocher à hauteur d'Homme un appareil dans la végétation. Celui-ci peut-être placé tel quel en ciblant des branches à proximité, ou bien être associé à une bouteille en plastique dont le fond à été prédécoupé, que l'on vient fixer sur l'objectif et dans laquelle on place quelques graines et fruits à coque en guise d'appât. Afin d'augmenter les chances de passage, quelques appâts peuvent également être disposés autour du piège. La bouteille doit être posée de manière horizontale et reliée aux branchages afin que les individus puissent aisément la rejoindre. L'appareil utilisé pour cette méthode doit avoir une mise au point rapprochée (20-30 cm) ou être équipé d'une lentille additionnelle le cas échéant. Pour observer les Petits Mammifères, il est important de privilégier le mode vidéo au mode photo. En effet, la proximité des LEDs du piège photographique avec les individus de passage causera une surexposition des images. De plus, les micromammifères sont rapides et souvent en mouvement, et en conséquence les photos prises seront floues. Dans ce cas, la vidéo permet de mieux observer l'espèce capturée et donc de mieux déterminer l'espèce (Chevalier 2019).



Piège-photo placé devant un nichoir en bois (à gauche, deux Muscardins sont visibles au niveau du trou d'entrée © Olivia Guérin) et devant un tunnel à empreintes (à droite, un Muscardin est visible à l'entrée côté droit © Julie Noulhiane)

6. La thermo-prospection (Cf. FICHE 9 Détection par caméra thermique)

Les caméras thermiques permettent de détecter la présence du Muscardin, une fois la nuit tombée (GMN 2014). Cette méthode s'utilise le soir pendant toute la période d'activité, même s'il reste préférable de cibler les milieux d'alimentation de l'espèce aux périodes correspondantes. Pour cela, il suffit de réaliser des transects sur les sites étudiés en scannant la végétation à l'aide de la caméra. Une identification à l'aide d'une lampe une fois l'angle de vue dégagée permettra de confirmer l'identification (attention aux mulots qui peuvent également se déplacer en hauteur dans la végétation).

7. L'analyse des pelotes de réjection (Cf. FICHE 4 Analyse de pelotes de réjection)

Ne quittant que rarement la végétation dense dans laquelle il évolue, le Muscardin est peu prédaté par les rapaces nocturnes et n'est donc présent qu'en faible densité dans les pelotes de réjection. Il s'agit cependant d'une méthode efficace et utilisée, comme pour de nombreuses espèces de Petits Mammifères, bien qu'elle ne soit pas précise dans la géolocalisation des données contrairement aux autres méthodes présentées ci-dessus. En effet, le site de prédation peut se trouver à plusieurs centaines de mètres voire plusieurs kilomètres du site de récolte des pelotes.

La détermination de l'espèce se fait sur l'étude du crâne à la loupe binoculaire, et notamment des éléments suivants : la taille du crâne, la structure et l'apparence des dents, le nombre de dents jugales, et la présence d'une ouverture dans les processus angulaires de la mandibule (Rolland *et al.* 2017).



Calvarium de Muscardin (© Gilles Pottier)

Parmi toutes ces techniques, la mise en œuvre de tunnels à poils et de tunnels « mixtes » (poils et fèces) a été expérimentée. Comme les tunnels à empreintes, ces tunnels sont disposés dans les branchages. Pour plus de détails sur l'efficacité des différentes techniques d'études du Muscardin, voir Noulhiane 2023.



Tunnel à poils pour Muscardin – deux Muscardins sont visibles sur le cliché pris au piège-photo (© Julie Noulhiane)

Bibliographie

- Berg L. 1996. Small-scale changes in the distribution of the dormouse *Muscardinus avellanarius* (Rodentia, Myoxidae) in relation to vegetation changes. *Mammalia* 60: 211-216.
- Berg L. & Berg A. 1998. Nest site selection by the dormouse *Muscardinus avellanarius* in two different landscapes. *Annales Zoologici Fennici* 35 : 115-122.
- Bright P., Morris P. & Mitchell-Jones T. 2006. *The dormouse conservation handbook*, Second edition. English Nature. 73p.
- Chanin P. & Gubert L. 2011. Surveying hazel dormice (*Muscardinus avellanarius*) with tubes and boxes : a comparison. *Mammal Notes*, 2011. 6p.
- Chevalier J. 2019. *Le piège photographique, connaître et partager l'intimité des animaux*. Delachaux & Niestlé. 95p.
- GEML 1993. *Atlas des Mammifères sauvages de Lorraine*. Eds. Parc Naturel Régional de Lorraine et Editions de l'Est, 153p.
- GEPMA 2014. *Atlas de répartition des Mammifères d'Alsace*. Edition Baobab. 739p.
- GMA. 2013. Approche de la répartition du Muscardin, *Muscardinus avellanarius*, en Auvergne année 2013, 89p.
- GMN 2014. *Le Petit Lérot* n° 67. GMN Edition. 29p.
- Hurell E. & McIntosh G. 1984. Mammal Society dormouse survey, January 1975-April 1979. *Mammal Review*. 14 : 1-18.
- Juškaitis R. 2005. The influence of high nestbox density on the common dormouse *Muscardinus avellanarius* population. *Acta Theriologica* 50(1) : 43-50.
- Juškaitis R. 2006. Nestbox grids in population studies of the common dormouse (*Muscardinus avellanarius* L.) : methodological aspects. *Polish Journal of Ecology* 54(3) : 351-358.
- Luginbühl, B., & Schweiz, W. 2010. Guide d'identification des traces de rongement sur des noisettes. *Pro Natura*, 3p.
- Noulhiane J. 2023. Test d'efficacité de différentes méthodes de détection du Muscardin (*Muscardinus avellanarius*) en vue de la mise en place d'un protocole national. Mémoire de stage de Master 2 - Université de Tours. SFPEM, Bourges, 35p.
- Rolland P., Caroff C. & Boireau J. 2017. *Le Muscardin – Livret d'identification des indices de présence*. Coll. Les Guides du GMB - Sur la piste des Mammifères de Bretagne. Groupe Mammalogique Breton, Sizun. 23p.
- Verbeylen, G. & G. Nijs. 2007. Hazelmuis in nesten. Inventarisatie 2006 en concrete beschermingsmaatregelen voor de hazelmuis (*Muscardinus avellanarius*) in Vlaanderen, met bijzondere aandacht voor de Zuid-Limburgse bosreservaten. Rapport Natuur.studie 2007/2, NatuarpuntStudie (Zoogdierenwerkgroep), Mechelen, Belgique.

FICHE III Campagnol amphibie (*Arvicola sapidus*) et Campagnol fouisseur (ou aquatique) (*Arvicola amphibius*)

Réglementé
Précautions sanitaires

Espèces concernées

Le Campagnol amphibie (*Arvicola sapidus*)

C'est un rongeur assez méconnu inféodé aux zones humides comportant une végétation dense et herbacée. Il se rencontre à l'ouest d'une ligne très approximative Dieppe / Reims / Auxerre / Chalon-sur-Saône / Lyon / Grenoble / Briançon / Nice (Rigaux 2015).

Sa présence se détecte avant tout grâce aux crotties caractéristiques qu'il laisse sur les berges, accompagnés d'autres indices de présence. L'analyse de pelotes de réjection peut constituer un outil complémentaire pour préciser sa répartition. Les techniques ayant recours à l'utilisation de tubes à poils et de pièges photographiques peuvent également s'avérer intéressantes (voir les fiches concernant ces méthodes). Enfin, les essais de détection par ADN environnemental ne sont pas encore assez aboutis (Steinmetz *et al.* 2018).



Campagnol amphibie (© Bastien Thomas – GMN)

Le Campagnol aquatique ou fouisseur (*Arvicola amphibius*)

Plutôt connu jusque récemment sous le nom de Campagnol terrestre « forme aquatique » (*A. terrestris terrestris* ou *A. t. scherman*) et proche morphologiquement du Campagnol amphibie, le Campagnol aquatique est décrit génétiquement comme une espèce englobant la forme aquatique et fouisseuse dans une publication récente (Chevret *et al.* 2020). L'espèce *A. amphibius* est reprise par le Muséum national d'histoire naturelle sous le nom vernaculaire de Campagnol fouisseur, mais il distingue une autre forme strictement fouisseuse, *A. monticola* le Campagnol monticole présente dans le Sud-Ouest de la France (TAXREF 16.0).

Le Campagnol aquatique (ou fouisseur pour le MNHN) fréquente les mêmes milieux que le Campagnol amphibie et se répartit en France, dans le Nord et Nord-Est au-delà d'une ligne très approximative Dieppe / Reims / Auxerre / Chalon-sur-Saône. Le Campagnol aquatique est légèrement plus petit que le Campagnol amphibie (taille du corps, longueur de la queue et du pied postérieur) mais la distinction entre les deux espèces n'est en général pas possible par le seul examen des indices de présence, sans connaissance du contexte local et/ou très grande expérience de l'observateur. Seul le Campagnol amphibie sera traité dans le détail dans ce Guide, pour le Campagnol aquatique d'autres renseignements sont disponibles dans la synthèse de Rigaux (2015).

Méthodes

1. Recherche des crotties

En matière d'indices de présence sur le Campagnol amphibie, seuls les crotties font office de preuve certaine. Les autres indices (réfectoire, coulées, terriers) sont utilisés pour orienter les recherches mais ne permettent pas de conclure à une présence certaine. En effet, les indices laissés par le Campagnol agreste (*Microtus agrestis*), le Campagnol de Lavernède (*Microtus lavernedi*), le Rat musqué (*Ondatra zibethicus*) et le Rat surmulot (*Rattus norvegicus*) peuvent prêter à confusion. Par ailleurs, dans certains secteurs de France, il existe des risques de confusion avec le Campagnol aquatique (*Arvicola amphibius*). Pour tous les détails, consulter l'étude sur le Campagnol amphibie et les Campagnols aquatiques disponible sur le site de la SFEPM www.sfepm.org.

La détection s'effectue dans les milieux propices, en écartant la végétation herbacée à la recherche des crotties typiques. Ceux-ci se trouvent dans les coulées, là où l'animal accoste sur la berge, près des terriers ou des réfectoires et parfois sur un promontoire tel qu'une pierre émergée, à proximité de l'eau libre ou affleurante et quasi-systématiquement à couvert (sous la végétation ou près d'une berge haute) (Simonnet *et al.* 2019). Ils sont souvent constitués de crottes dont l'état de fraîcheur est variable. Ainsi, des crottes apparaîtront vertes et luisantes alors que d'autres seront plutôt brunes et un peu desséchées. Les crottes fraîches sont arrondies aux deux bouts, de couleur verte, verdâtre à brune avec une forme (type « gellule ») et une surface régulière respectant ainsi un certain « calibre » sur un même crottier. Longueur : 8-10 mm, largeur : 3-6 mm.



Recherche de crotties de Campagnol amphibie (à gauche) et crottier et réfectoire de Campagnol amphibie (à droite) (© Bastien Thomas – GMN)

Ces crotties sont à rechercher de préférence entre mars et octobre dans les habitats favorables. Des recherches hivernales peuvent s'avérer fructueuses, du moins dans les régions au climat doux. Inféodée aux zones humides, l'espèce peut être recherchée entre 0 et 2 000 mètres d'altitude mais certains éléments semblent indispensables : eau libre d'une profondeur généralement supérieure à une dizaine de centimètres à proximité, courant peu élevé à nul et des berges meubles (pour creuser les terriers) présentant un couvert végétal herbacé fourni aux abords immédiats de l'eau (végétation hygrophile et mésohygrophile). Il semble que le couvert optimal doit être présent sur une largeur d'au moins une trentaine voire une cinquantaine de centimètres à partir de la limite de l'eau et présenter une hauteur d'au moins une trentaine de centimètres. Le Campagnol amphibie doit pouvoir circuler à l'abri des prédateurs sous ce couvert. A noter que des individus erratiques peuvent aussi être rencontrés dans des milieux moins favorables.



Deux exemples d'habitats favorables au Campagnol amphibie (© Franck Simonnet – GMB)

Risques de confusion

D'autres rongeurs fréquentent les zones humides et y déposent également des crottes, le risque de confusion avec le Campagnol amphibie peut alors être important : en premier lieu le Campagnol aquatique (*Cf.* début de fiche) : seul le recours à la génétique permettra une distinction. Les crottes de Campagnol aquatique sont en moyenne plus petites que celles du Campagnol amphibie en France, étant donné la différence de taille des animaux.

Les autres espèces pour lesquelles le risque de confusion sur crottes existe, sont :

- * Le Campagnol agreste et Campagnol de Lavernède : plus petits en taille, les crottes sont similaires et retrouvés principalement sous la végétation dans les berges mais les crottes sont nettement plus petites et proportionnellement plus longues (grain de riz). Longueur : 4-5 mm, largeur : 1-2 mm ;
- * Le Rat musqué : les crottes sont légèrement plus grosses que celles du Campagnol amphibie et fréquemment collées les unes aux autres. Elles sont déposées sur des promontoires rocheux ou en évidence sur le cours d'eau et à proximité. La forme est moins régulière, la couleur brune à violacée tirant sur le noir. Longueur : 12-16 mm, largeur : 5-6 mm ;
- * Le Rat surmulot : crottes plus grosses que celles du Campagnol amphibie et d'aspect très irrégulier en surface (« granuleux »), de couleur noir à brun foncé. Elles sont déposées sur des promontoires rocheux ou en évidence sur le cours d'eau et à proximité. Longueur : 12-17 mm, largeur : 4-6 mm. A noter que l'odeur est aussi plus désagréable.

Pour plus détail sur ce paragraphe, voir Rigaux 2015 et la FICHE 1 Examen des fèces.

2. Autres indices

Les autres indices ne peuvent pas être rattachés au Campagnol amphibie dans 100 % des cas car les autres espèces citées ci-dessus peuvent en être à l'origine. En particulier le Campagnol aquatique produit des indices similaires à ceux du Campagnol amphibie. Pour les autres espèces, les indices concernent :

- * Les empreintes : les risques de confusion avec le Rat musqué et surtout le Rat surmulot sont trop importants ;
- * Les terriers : le Campagnol amphibie creuse, dans les berges, les prairies, les touradons de Molinie ou de Carex, des terriers d'un diamètre de 4 à 6 cm. Bien que l'entrée soit souvent immergée, il est possible d'en observer hors d'eau au bord des ruisseaux ou dans des prairies humides. Cependant, les Campagnols agreste et de Lavernède et le Rat surmulot creusent aussi dans la berge, les entrées étant proportionnelles aux espèces (respectivement 3 cm et 6-8 cm) ;
- * Les réfectories : restes de repas sectionnés en biseau (45°) généralement à 5-6 cm de hauteur. Les Campagnols agreste et de Lavernède laissent également des

réfectoires ressemblant mais avec des tronçons plus courts... mais attention une fois repoussés, les risques de confusion sont majeurs ;

- * Les coulées : voies de passages répétées souvent dissimulées sous la végétation et de 4 à 8 cm de large. D'autres rongeurs peuvent les emprunter et les créer.



Réfectoire (à gauche) et coulée (à droite) (© Bastien Thomas – GMN)

3. L'étude des pelotes de réjection

Même si l'étude des pelotes de réjection de l'Effraie des clochers est moins précise spatialement que les indices de présence, cette technique permet de détecter la présence du Campagnol amphibie par l'identification de son crâne. Le Campagnol amphibie n'est pas une proie fréquente pour le rapace car le milieu de chasse est plus difficile et l'espèce plus grosse que ses proies habituelles. Cependant, les jeunes sont parfois retrouvés dans les pelotes et l'identification d'un crâne de Campagnol amphibie est assez facile. Ce crâne est généralement plus grand de 1/3 par rapport aux autres campagnols. L'identification se fait ensuite par les critères dentaires, la position et l'alignement du foramen sur la mandibule, le renflement sur l'apophyse condiloïde et le type de projection des incisives supérieures (orthodonte). Les critères sont à retrouver dans les clés de détermination par exemple CPN & GMHL 2010 (Cf. FICHE 4 Analyse de pelotes de réjection). A titre d'exemples, dans le cadre de l'Atlas des Mammifères sauvages d'Aquitaine, en quatre années de récolte de pelotes de réjection (2011-2014) et 100 000 proies analysées, le Campagnol amphibie avait une fréquence de contact de 8,2 % (contre 98 % pour le Mulot sylvestre *Apodemus sylvaticus*, 18,7 % pour la Crossope aquatique *Neomys fodiens* ou 17 % pour le Rat surmulot) (Ruys & Couzi 2015). En Normandie, la fréquence d'apparition dans les pelotes est assez proche : sur près de 450 000 proies analysées pendant la période Atlas 2011-2020 la fréquence sur l'ensemble de la Normandie est proche de 6,7 % et peut monter à 12 % pour le département du Calvados (analyse faite sur 1 100 lots de plus de 100 proies pour éviter les biais dus aux petits lots) (GMN *comm. pers.*).



Crânes en cours d'identification (© Hélène Dupuy)

4. La capture non létale

Méthode

La pose de pièges non létaux permet de détecter non seulement la présence du Campagnol amphibie mais également de mesurer d'autres critères individuels (sexe, poids, longueur du pied postérieur, état sanitaire...) ou d'effectuer des prélèvements biologiques (poils) afin d'aller plus loin dans la connaissance de la population étudiée (Voir Thomas 2022 pour un exemple d'étude).

Si l'objectif est uniquement de connaître la présence de l'espèce sur un secteur, la recherche de crottiers est de loin celle qui doit être privilégiée car moins chronophage et non invasive pour les individus. En effet, la capture occasionne toujours un stress pour l'animal et des risques de mortalité, en particulier en période de gestation et de lactation pour les femelles.

Enfin, le Campagnol amphibie est une espèce protégée, la capture nécessite l'obtention d'une dérogation délivrée par les DDT(m) ou les DREALs (Cf. Partie 6.1).

La capture s'effectue à l'aide de cages-pièges de type ratières. Ceux-ci sont appâtés avec un morceau de carotte de bonne taille (de l'ordre de 5 cm) et/ou un petit quartier de pomme (la carotte permet d'apporter un aliment énergétique, la pomme, plus attractive, permet également un apport hydratant). Du foin en quantité conséquente est disposé dans le piège afin que les animaux capturés puissent s'y dissimuler et être protégés des températures nocturnes basses. Un lit de végétation est également disposé sous le piège afin de mieux isoler les individus du froid et de l'humidité. Dans le cas de milieux très humides, le piège peut être fixé sur une planche de bois qui flottera et isolera l'individu de l'eau. Un grand soin doit être apporté à la pose de chaque piège, pour optimiser l'efficacité comme pour éviter les accidents létaux (noyade, mortalité lors de la fermeture du piège).

Avant toute session de capture, une phase de repérage préalable est indispensable pour localiser les zones où seront posés les pièges en se basant sur l'activité constatée et supposée à partir des indices de présence trouvés sur place. Pour la pose des pièges, dans une optique d'efficacité de piégeage, on préférera à une disposition à espacements réguliers des pièges, une disposition au niveau des indices de présence frais de l'espèce (crottiers, réfectories). Le succès de capture sera en outre meilleur si le nombre de pièges posés sur une même zone est de l'ordre d'une vingtaine (exclure la pose de moins de 10 pièges sur une même zone).



Lit de végétation préparé pour recevoir le piège et isoler du froid et de l'humidité directe du sol
(© Franck Simonnet – GMB)



Campagnol amphibie pris dans une ratière
(© Lucie Golfier) – Opération réalisée sous couvert d'une autorisation préfectorale

Pré-appâtage

Un pré-appâtage (pose des cages-pièges appâtées et non armées) d'au moins 2 nuits est recommandé, procédure permettant de nettement améliorer le succès de capture (Simonnet *et al.* 2022). Les pièges peuvent être disposés entre 3 et 6 nuits consécutives selon les objectifs de l'étude et l'importance de la colonie étudiée (pour une opération de capture-marquage-recapture, nous recommandons 5 à 6 nuits). S'agissant d'une espèce au gabarit important, les relevés peuvent être davantage espacés que pour les micromammifères. Ainsi, en conditions clémentes et pour une opération de courte durée, un relevé matin et soir peut suffire. En cas d'opération plus prolongée, il est recommandé d'augmenter la fréquence des relevés pour ne pas dépasser 4 à 6 h entre chacun (cependant, des relevés trop fréquents perturbent l'activité des animaux et diminuent le succès de capture). De plus, même s'il peut être marginal, un risque de mortalité existe pour les individus ayant un comportement « *trap-happiness* ». Ces individus, revenant se faire capturer rapidement après leur relâcher passent un temps trop important à l'extérieur et avec des ressources alimentaires réduites, perdent du poids de recapture en recapture et peuvent en mourir. Afin de parer à ce problème, les adaptations du protocole peuvent également être appliquées. D'une part, il est possible d'adopter une opération « en pointillés », en interrompant la capture pendant 24 à 48 h, avant de la reprendre. Ceci peut permettre, moyennant un peu de logistique, de réaliser des captures sur deux sites en alternance. D'autre part, à la fin d'un relevé (en particulier avant la nuit), un dernier contrôle de tous les pièges afin de repérer ceux où des individus seraient déjà retournés, permet de les libérer. Le piège est alors fermé pour la session suivante, ainsi que les deux pièges les plus proches de part et d'autre. En cas de conditions météorologiques mauvaises (froid, fortes précipitations, fortes chaleurs), les pièges doivent être désarmés.

Manipulation des individus

Les individus capturés sont placés dans un sac de contention (de préférence en tissu) à leur sortie du piège afin d'éviter qu'ils ne s'échappent et pour faciliter leur manipulation tout en limitant le stress associé. Le port de gants épais est obligatoire lors des manipulations pour éviter tout risque de morsure et de contamination par des maladies potentiellement dangereuses comme la leptospirose. La prise en main de l'animal se fait en saisissant le cou de l'animal en face dorsale entre l'index et le majeur tout en veillant à le maintenir face ventrale sur une cuisse et à retirer délicatement le sac. De cette façon, l'individu peut être manipulé sans risque de morsure tout en pouvant prendre les mesures biométriques souhaitées. En cours de manipulation, il est possible, pour diminuer le stress de l'animal, de le reposer sur la cuisse et de maintenir sa tête dans la paume de l'autre main. L'animal a alors le réflexe de s'y nicher et se retrouve dans l'obscurité, ce qui induit une accalmie. Cette position permet en outre de libérer la main qui tenait l'individu et de pratiquer une éventuelle tonte de marquage ou un prélèvement de poils.



Technique de maintien d'un Campagnol amphibie (© Basile Montagne à gauche et © Roald Harivel à droite) – Opérations réalisées sous couvert d'une autorisation préfectorale

5. L'observation directe

Le Campagnol amphibie est assez actif de jour comme de nuit (Rigaux 2015), il peut donc être observé dans son habitat même si la plupart du temps les individus se figeront à votre passage pour ensuite se réfugier dans leur terrier. La réalisation d'un affût en bord de berge est toujours possible mais nécessitera de la patience, sans garantie de succès. De plus, d'autres petits Mammifères, d'aspect sombre peuvent aussi être présents et s'enfuir sur votre passage. Le risque de confusion existe donc bel et bien avec le Campagnol agreste/Lavernède, le Rat surmulot, le Rat musqué, les jeunes Ragondin voire la Crossope aquatique. Cette technique d'observation directe est donc à réserver pour des cas opportunistes ou dans le cadre de l'acquisition photographique.



Illustration des confusions possibles lors des observations furtives : Campagnol amphibie à gauche (© Thierry Gambier) et Rat surmulot à droite (© Manuel Ruedi)

Bibliographie

- Chevret P., Renaud S., Helvacı Z., Ulrich R.G., Quéré J.-P., Michaux J.R. 2020. Genetic structure, ecological versatility, and skull shape differentiation in *Arvicola* water voles (Rodentia, Cricetidae). *Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research* : 1–12.
- CPN & GMHL 2010. *Pelotes ! Décortiquer et déterminer le contenu des pelotes de réjection*. Les cahiers techniques de la Gazette des Terriers n°121. 98p.
- Rigaux P. 2015. Les campagnols aquatiques en France - Histoire, écologie, bilan de l'enquête 2009-2014. Société Française pour l'Étude et la Protection des Mammifères, 164p.
- Ruys T. & Couzi L. (coords.) 2015. Atlas des Mammifères sauvages d'Aquitaine – Tome 6 – Les Rongeurs, les Erinacéomorphes et les Soricomorphes. Cistude Nature & LPO Aquitaine. Edition C. nature, 228p.
- Simonnet F., Boireau J. & Boireau J. 2019. *Le Campagnol amphibie – livret d'identification des indices de présence*. Coll. Les Guides du GMB - Sur la piste des Mammifères de Bretagne. Groupe Mammalogique Breton, Sizun. 27p.
- Simonnet F., Ramos M., Trubert C., Florin O., Le Campion T. & Dubos T. 2022. Étude de la population du Campagnol amphibie (*Arvicola sapidus*) de Landemarais (35) par capture-marquage-recapture. Actes des deuxièmes rencontres nationales petits Mammifères. *Arvicola* (2022) : 88-99.
- Steinmetz J., Ruelle S., Ruys, T., Jean P. & Dejean T. 2018. Vers une nouvelle méthode de détection des espèces de Mammifères semi-aquatiques : étude pilote et approche « Metabarcoding ANDe ». *Faune Sauvage* 319 : 11-17.
- Thomas B. 2022. Les campagnols aquatiques du genre *Arvicola* en Normandie : biométrie et génétique des populations. *Le Petit Lérot*, 72 : 14-24.

Pour tous les détails, consulter l'étude sur le Campagnol amphibie disponible sur le site de la SFPEM www.sfepm.org.

FICHE IV Crossopes (*Neomys spp.*)

Réglementées
Précautions sanitaires

Espèces concernées

La Crossope aquatique, *Neomys fodiens*

La Crossope aquatique est l'une des deux représentantes du genre *Neomys* avec la Crossope de Miller, *Neomys milleri* avec laquelle il existe de forts risques de confusion dans les zones où les deux espèces prospèrent. Il s'agit de la plus grande musaraigne connue en France, avec un poids pouvant atteindre 20 grammes (Libois 1986, FRAPNA 1997, ONEMA 2013, Puissauve & Haffner 2015). Elle présente un pelage généralement bicolore, bien qu'une dizaine de variations de couleur de pelage soit décrite (Borowski 1973). Adaptée aux milieux aquatiques, sa fourrure est dense et hydrophobe et elle possède une frange de poils raides sur environ deux tiers de la longueur de la queue et sur le bord externe des pattes postérieures, favorisant la nage et la plongée (Lugon-Moulin 2003). La Crossope aquatique est répartie sur la quasi-totalité du territoire français. Elle est inféodée à l'eau et possède une diversité d'habitats assez large (Churchfield 2006), à condition d'y trouver une berge suffisamment favorable pour y creuser son terrier. Elle fréquente les eaux courantes (ruisseaux, rivières...), non courantes (étangs, lacs, bras morts, ...), mais également les milieux humides comme les tourbières où elle s'éloigne peu de l'eau. Principalement insectivore, elle est parfois qualifiée d'espèce indicatrice de la qualité de l'eau du fait de son alimentation composée principalement d'invertébrés dont certains invertébrés aquatiques polluo-sensibles. Discrète, son observation est fastidieuse et sa présence se détecte par la recherche et l'analyse de pelotes de réjection, la recherche de terriers, d'empreintes et de fèces ou encore, comme pour beaucoup de musaraignes, d'individus morts.

La période la plus favorable pour rechercher la Crossope aquatique est l'été, saison durant laquelle la densité des populations est la plus forte ainsi que la dispersion des jeunes adultes émancipés (Lardet & Vogel 1985).



Crossope indéterminée (© Jean-Michel Bompar)

La Crossope de Miller, *Neomys milleri*

La Crossope de Miller, *Neomys milleri*, ressemble fortement à la Crossope aquatique et les risques de confusion sont élevés. Elle est toutefois plus petite que *N. fodiens*, possède un pelage moins polymorphe, plus fréquemment bicolore, et les adaptations au milieu aquatique (franges de poils raides sous la queue et les pattes postérieures) sont moins développées.

L'écologie des deux espèces est très proche, bien que la Crossope de Miller soit moins liée aux milieux aquatiques, plus généraliste et plus adaptée à la vie terrestre (Libois 1986, FRAPNA 1997). Elle semble toutefois liée aux milieux humides comme les marais, les tourbières ou les prairies humides, et peut fréquenter les mêmes habitats que la Crossope aquatique lorsque celle-ci est absente (Rychlik 2000). La Crossope de Miller est largement moins répandue sur le territoire français, et semble se cantonner aux zones montagneuses, notamment à l'Est et au centre de la France. Elle est toutefois présente dans des régions de plus basse altitude comme la Normandie, le Morvan, les Ardennes, la Sarthe, le Limousin, *etc.* où elle est considérée comme une relique glaciaire (SFEPM 1984, Leugé & Leboulenger 1994, GEML 1995, Sirugue 1995, FRAPNA 1997, GMHL 2000). Elle possède un régime diversifié mais consomme plus d'invertébrés terrestres, en raison de son activité aquatique plus réduite. Elle semble avoir un caractère plus grégaire, moins territorial, avec une densité d'individus plus élevée dans de petits espaces que *Neomys fodiens*.



Crossope de Miller (© Jean-Michel Bompar)

Récemment, des études génétiques ont confirmé l'existence de deux lignées distinctes au sein de *N. anomalus* en Europe, dont une lignée espagnole qui résulterait d'un isolement spécifique (Igea *et al.* 2015), et proposent de considérer ces lignées comme deux espèces distinctes : *N. anomalus* Cabrera 1907 rattachée aux populations ibériques (à l'exception de celles du nord-est) et *N. milleri* Mottaz 1907 aux populations du reste de l'Europe et du Proche Orient. Une synthèse réalisée par Aulagnier (2019) soulevait la question de l'appartenance des populations françaises à l'une ou l'autre des deux espèces. En Normandie, l'analyse génétique de plusieurs échantillons a confirmé leur appartenance à *N. milleri* (Thomas *et al.* 2022).

Méthodes

1. La recherche d'indices de présence et l'observation directe

Bien qu'on puisse la trouver dans des milieux humides et aquatiques divers la Crossope aquatique semble préférer ceux présentant une berge relativement haute en pente douce à forte, lui permettant d'y creuser son terrier. Une certaine couverture végétale semble également nécessaire pour qu'elle puisse se déplacer à l'abri des prédateurs. Elle possède un domaine vital pouvant aller jusqu'à quelques centaines de mètres en linéaire de cours d'eau et pouvant varier selon la saison (Lardet 1988). Cette aire présente une partie aquatique et une partie terrestre. Espèce nomade, elle peut changer de territoire lors des périodes de dispersion, la rendant vulnérable aux discontinuités écologiques ainsi qu'à la présence d'infrastructures humaines. Elle semble néanmoins pouvoir s'installer dans les milieux

anthropisés et peut ainsi être présente en zone de pisciculture ou encore dans les cressonnières cultivées (Churchfield 2006).

Plusieurs types d'indices peuvent supposer la présence des Crossopes :

- * Les terriers : ces derniers sont en général creusés dans la berge du milieu aquatique/humide qu'elle affectionne. Ils ont la particularité de comporter une entrée proche de l'eau et une sortie terrestre, en haut de berge. Lorsqu'un terrier est découvert, il peut être vérifié par affût ou pose d'appareils photographiques automatiques. En effet, la Crossope aquatique est une espèce polyphasique qui doit sortir fréquemment de son terrier afin de s'alimenter ;
- * Les crottes : les fèces de crossopes ont la forme de graines de cumin, sont pointues aux deux extrémités et présentent généralement des restes d'invertébrés aquatiques. Ces restes peuvent être identifiés à la loupe binoculaire, ce qui permet d'avoir connaissance du type d'espèces-proies, mais qui ne permet pas d'identifier le genre *Neomys* de manière certaine. En effet, plusieurs espèces de musaraignes comme la Crocidure musette, *Crocidura russula*, peuvent se nourrir de proies aquatiques lorsqu'elles y sont contraintes (Bout & Fournier 2015) ou que les conditions s'y prêtent (zones exondées avec larves aquatiques piégées, facilement accessibles aux autres espèces de musaraignes (*Sorex* et *Crocidura*) ;
- * Les traces et empreintes : elles peuvent être trouvées en observant soigneusement les berges très humides sur lesquelles les crossopes marquent davantage le sol. Lorsque des terriers ont été trouvés, il est également possible de déterminer la présence de fines coulées dans la végétation ou à même le sol ;
- * Les individus morts : il est possible de trouver de manière fortuite des individus morts sur le terrain en parcourant les berges et les milieux favorables à la présence de *Neomys fodiens* et *Neomys milleri*. Toutefois, dans les zones de chevauchement où les deux crossopes sont présentes, il est quasi impossible de déterminer l'espèce en ne s'appuyant que sur la morphologie. Le recours à la génétique devient alors nécessaire.

Bien que ces indices puissent donner une indication sur le terrain, ils ne permettent en aucun cas de déterminer de façon certaine la présence de ces deux espèces. Seules les méthodes de détection indirectes permettent de déterminer de façon certaine leur présence.

2. L'étude des poils et fèces

Cette méthode consiste à prélever poils et fèces à l'aide de tubes appâtés spécifiques. Ces éléments sont ensuite analysés génétiquement, afin de déterminer précisément l'espèce qui en est à l'origine. Initialement développée dans les années 1980 en Angleterre (Churchfield *et al.* 2000) cette méthode a récemment été adaptée en France par le GREGE (GREGE *et al.* 2019).

Deux types de tubes sont utilisés :

- * Les tubes à poils : ils ont pour objectif de récolter les poils de toutes les espèces susceptibles de les visiter. Ces tubes sont des cylindres de PVC de 10 ou 20 cm de long. Deux diamètres sont utilisés (40 et 50 mm) afin de maximiser les chances de visite. Une plaquette de PVC est disposée à l'intérieur du tube. Celle-ci est équipée d'une bandelette de scotch adhésif double-face sur laquelle se colleront les poils des espèces venues visiter le piège. Afin d'augmenter les chances de passage, des appâts sont placés dans le tube. Ils peuvent être déposés sur le site d'étude pendant une quinzaine de jours, grâce la longue durée de conservation du matériel génétique contenue dans les poils.
- * Les tubes à fèces : ils reposent sur le métabolisme rapide des crossopes qui les oblige à se nourrir et donc déféquer. L'objectif est alors d'appâter des individus dans

ces tubes, en les faisant passer un maximum de temps durant lequel plusieurs fèces pourront être déposées. Ces tubes ont la forme d'une goulotte de 20 cm de long, à section rectangulaire de 40 x 60 mm. Le sol du tube est tapissé de graviers afin de retenir les crottes en cas d'intempéries ou de déplacement de l'animal. Les tubes à fèces sont installés avec précautions dans les endroits apparaissant comme les plus favorables aux crossopes puis laissés pendant 6 jours sur le terrain (ou 12 jours avec une relève intermédiaire), une durée plus courte que pour les tubes à poils pour lesquels le matériel génétique se conserve mieux.



Tube à poils et tube à fèces placés le long d'un ruisseau (© Hélène Dupuy)

Cette méthode, plus coûteuse, a néanmoins l'avantage de minimiser le stress des individus, et doit être couplée à des analyses génétiques permettant de certifier les résultats obtenus. La localisation de la donnée est également bien plus précise que pour d'autres méthodes comme l'analyse des pelotes de réjection, le lieu de chasse et de consommation des proies pouvant être séparés de plusieurs centaines de mètres, voire plusieurs kilomètres. La Crossope aquatique et la Crossope de Miller restent toutefois des espèces relativement discrètes, et la fréquentation des tubes par ces dernières n'est pas garantie. Des questionnements ont également lieu sur le prélèvement des poils, qui pour les crossopes sont denses et souvent humides, ce qui peut alors réduire le taux de fixation sur l'adhésif.

3. La capture non létale

La capture non létale peut être effectuée à l'aide de pièges de type INRA ou de type souricière, les ratières grillagées ayant généralement des mailles trop grandes pour les crossopes. Il est cependant important de vérifier très fréquemment les pièges afin de limiter tout risque de mortalité. Cette méthode d'inventaire possède cependant un gros inconvénient : elle est chronophage, très invasive, causant un stress élevé. De plus, la Crossope aquatique possède un métabolisme rapide l'obligeant à se nourrir toutes les 2 à 3 heures, sans quoi les chances de mortalité deviennent plus élevées. Afin de pallier ce problème, les pièges INRA peuvent être équipés d'un dortoir en bois avec de la nourriture, un coton imbibé d'eau ainsi que du foin dans lequel les individus capturés peuvent se réfugier (Cf. FICHE A Ethique de la capture et recommandations).

Enfin, les crossopes étant des espèces protégées, il est obligatoire de posséder une dérogation pour la capture d'espèces protégées auprès des organismes compétents (DREAL, DDT).

4. L'analyse des pelotes de réjection

L'étude des pelotes de réjection de rapaces nocturnes permet également de récolter des données de présence des crossopes. Cette méthode comporte toutefois plusieurs lacunes,



notamment dans la localisation imprécise des données mais également dans le fait que tous les Petits Mammifères ne sont pas prédatés dans les mêmes proportions. Les crossopes sont en général présentes en faible densité dans les pelotes (Indelicato & Charissou 1997).

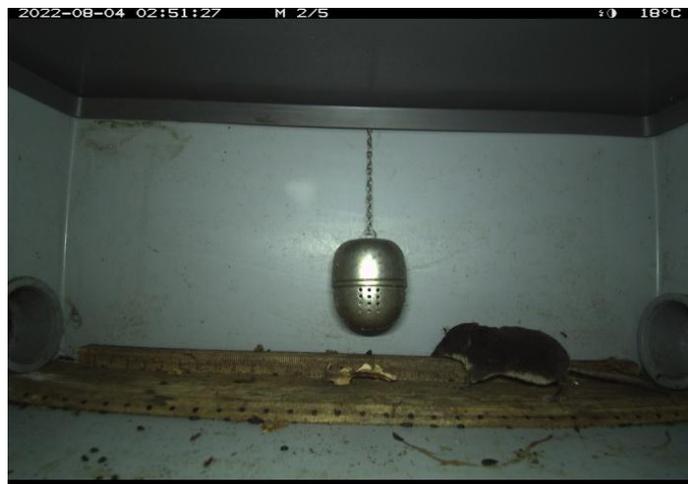
La détermination de l'espèce par l'étude des crânes se base notamment sur la coloration et l'allure des dents, la forme du bord postérieur du trou nasal, le nombre d'unicuspides, et enfin, l'allure générale du crâne et la hauteur mandibulaire. Ce dernier critère est l'un de ceux permettant de distinguer les deux espèces de crossopes à partir de leurs restes osseux, il existe toutefois un recouvrement dont les valeurs limites peuvent varier en fonction des régions. Des analyses génétiques peuvent alors parfois s'avérer nécessaires pour une identification certaine.



Crâne de Crossope aquatique
(© Gilles Pottier)

5. Les appareils photographiques automatiques

Depuis quelques années, les appareils photographiques automatiques (APA) semblent de plus en plus utilisés pour l'observation des Petits Mammifères. Un dispositif simple peut alors être mis en place : l'utilisation d'une bouteille découpée accolée contre l'appareil dans laquelle vont être placés des appâts (Chevalier 2019). Les visiteurs rentrent alors dans la bouteille et sont filmés/photographiés par l'appareil équipé d'une lentille permettant de diminuer la distance focale de mise au point.



Crossope prise à la boîte à piège-photo
(© Thomas Le Campion)

Cette méthode est toutefois indicatrice et ne permet pas de déterminer l'espèce pour les soricidés, notamment dans les secteurs où les deux espèces vivent en sympatrie.

6. Les études acoustiques

Plus récemment, plusieurs études ont commencé à s'intéresser à l'analyse acoustique des Petits Mammifères, et notamment aux ultrasons. Ces dernières cherchent pour le moment à référencer et identifier les différents sons/cris émis par plusieurs espèces (rongeurs, soricidés, Gliridés) afin de pouvoir les comparer et de les caractériser (Zsebök *et al.* 2015, Newson *et al.* 2020, Newson & Pearce 2022). Ces études pourraient à terme permettre de mettre en place des méthodes de suivis et d'inventaires basées sur l'acoustique, similaires à celles mises en place pour l'étude des chiroptères.

Bibliographie

- Aulagnier S. 2019. Deux ou trois espèces de *Neomys* en France ? *Arvicola* 21 : 1.
- Borowski S. 1973. Variations in coat and colour in representatives of the genera *Sorex* L. and *Neomys* Kaup. *Acta Theriologica* Vol. 18, 14 : 247-279.
- Bout C. & Fournier P. 2015. Evaluation de la répartition de la Musaraigne aquatique et de son utilisation des habitats dans le marais poitevin et ses vallées alluviales. Groupe de recherche

- et d'Etude pour la Gestion de l'Environnement. Observatoire du Patrimoine naturel du Marais Poitevin. 33p.
- Chevalier J. 2019. *Le piège photographique, connaître et partager l'intimité des animaux*. Delachaux & Niestlé. 95p.
- Churchfield S. 2006. Distribution and habitat occurrence of water shrews in Great Britain. *Environment Agency*, 64p.
- Churchfield S., Barber J & Quinn C. D. 2000. A new method for Water Shrews (*Neomys fodiens*) using baited tubes. *Mammal Review*, 30 : 249-254.
- FRAPNA 1997. *Atlas des Mammifères sauvages de Rhône-Alpes*. Fédération Rhône-Alpes de Protection de la Nature, 303p.
- Indelicato N. et Charissou I., 1997. Les Musaraignes du genre *Neomys* en Limousin. *EPOPS*. La revue des naturalistes du Limousin. P 41-56.
- GREGE, Cistude Nature, ULG 2019. « Glirid'Haies » - Indicateurs de biodiversité en petits Mammifères dans les éléments linéaires du paysage. Rapport final de projet. LISEA Fondation Biodiversité. 62p. + annexes.
- GMHL 2000. *Mammifères, Reptiles, Amphibiens du Limousin. Groupe Mammalogique et Herpétologique du Limousin*, 215p.
- GEML 1993. *Atlas des Mammifères sauvages de Lorraine*. Eds. Parc Naturel Régional de Lorraine et Editions de l'Est, 153p.
- GEPMA 2014. *Atlas de répartition des Mammifères d'Alsace*. Éditions Baobab, 739p.
- Igea J., Aymerich P., Bannikova A., Gosálbez J. & Castresana J. 2015. Multilocus species trees and species delimitation in a temporal context: application to the water shrews of the genus *Neomys*. *BMC Evolutionary Biology*, 15(1).
- Indelicato & Charissou 1997. Les musaraignes du genre *Neomys* en Limousin. *Epops* 97 (1) : 41-56.
- Lardet J.-P. & Vogel. P. 1985. Evolution démographique d'une population de musaraignes aquatiques (*Neomys fodiens*) en Suisse Romande. *Bulletins – Société Vaudoise des Sciences Naturelles*, 368 : 353—360.
- Lardet J.-P. 1988. Spatial behaviour and activity patterns of the water shrew, *Neomys fodiens* in the field. *Acta Theriologica*, 33, 21 :293—303.
- Libois R.M. (1986). Biogeography and ecology of the water shrews (genus *Neomys*) in Belgium and Luxembourg. *Cahiers d'Éthologie Appliquée* 6: 101–120.
- Leugé F., Leboulenger F. Masson D. 1994. Présence de la Crossope de Miller, *Neomys anomalus* (Cabrera 1907) (Insectivora, Soricidae), dans le Cotentin. *Mammalia*, 58(3) : 500-504.
- Lugon-Moulin N. 2003). *Les Musaraignes : Biologie, écologie, répartition en Suisse*. Editions Porte-Plumes, 280p.
- Newson S.E., Middleton N. & Pearce H. 2020. The acoustic identification of small terrestrial mammals in Britain. *British Wildlife* 32, 186-194.
- Newson S.E. & Pearce H. 2022. The potential for acoustics as a conservation tool for monitoring small terrestrial mammals. JNCC Report n°708. 22p.
- ONEMA, 2013. La Crossope aquatique, *Neomys fodiens* (Pennant, 1771) – Fiche d'information sur les espèces aquatiques protégées. Version Mars 2013. 4p.
- Puissauve R. & Haffner P. 2015. Fiches d'information sur les espèces aquatiques protégées : Crossope aquatique, *Neomys fodiens* (Pennant,1771). Service du patrimoine naturel du MNHN & Onema.
- Ruys T. & Couzi L. (coords.) 2015. *Atlas des Mammifères sauvages d'Aquitaine - Tome 6 – Les Rongeurs, les Erinacéomorphes et les Soricomorphes*. Cistude Nature & LPO Aquitaine. Edition C. Nature, 228p.
- Rychlik L. 2000. Habitat preferences of four sympatric species of shrews. *Acta Theriologica* 45, 173–190.
- SFPEM 1984. *Atlas des Mammifères sauvages de France*. Fayard, A. [coord.], S.F.E.P.M., Paris, 299p.
- Sirugue D. 1995. *Les Mammifères sauvages du Morvan*. Parc Naturel Régional du Morvan, 208p.
- Thomas B., Rideau C. & Defaure de Citres C. 2022. Nouveau statut taxonomique pour la Crossope de Miller en Normandie. *Le Petit Lérot*, GMN ed, 73 : 3-5.
- Zsebök S., Czaban D., Farkas J., Siemers B. M. & von Merten S. 2015. Acoustic species identification of shrews : twittering calls for monitoring. *Ecological Informatics* 27: 1–10.

FICHE V Hérisson d'Europe (*Erinaceus europaeus*)

Réglementé
Précautions sanitaires

Le Hérisson d'Europe (*Erinaceus europaeus*) est certainement le petit mammifère le plus emblématique et connu du grand public. Il appartient à l'Ordre des Eulipotyphles (avec les musaraignes et les taupes), caractérisé par des pattes courtes, des yeux de petite taille et un pelage dense, ici transformé en piquants pour la famille des Erinacédés. Le Hérisson d'Europe se rencontre partout en France métropolitaine aussi bien en milieu rural (haies, lisières de forêts, bocages) qu'en milieu urbain où les densités sont plus fortes. Mis à part ses crottes caractéristiques, il laisse peu d'indices de présence obligeant à l'utilisation de techniques indirectes de détection.



Hérisson d'Europe (© Manuel Ruedi)

Méthodes

1. Indice de présence

Crotte du Hérisson

Chez le Hérisson d'Europe, la crotte caractéristique est un bon moyen de détecter l'espèce pour peu qu'on sache la chercher et la reconnaître. Le Hérisson dépose ses crottes au fil de ses déplacements et elles sont plus facilement détectables sur les substrats assez ras : pelouse tondue, sentiers terreux à proximité des habitations là où les densités de hérissons sont plus fortes. Les crottes ont l'aspect d'un cylindre sombre de 2 à 5 cm de long (parfois 7 cm), d'un diamètre de 0,5 à 0,7 cm (parfois 1 cm) (Jourde 2020). L'aspect est granuleux en surface (restes de carapaces d'insectes – chitine - ou de crustacés, de végétaux, de poils...) avec des extrémités arrondies. L'odeur est faible mais piquante et musquée, caractéristique. Les crottes peuvent être molles et informes si le hérisson s'est nourri de limaces ou de vers de terre ou dures et friables avec des fragments d'insectes (Marchesi *et al.* 2008).



Fèces de Hérisson d'Europe (à noter l'aspect granuleux dû aux restes de chitine)
(© Patrick Glaume)

Empreintes et voies

Le Hérisson d'Europe est un plantigrade avec cinq doigts aux pieds antérieurs et postérieurs. Les griffes sont relativement longues et apparaissent bien sur les substrats mous. La patte antérieure apparaît plus étoilée que la patte postérieure pour laquelle le talon marque dans les substrats les plus meubles (Jourde 2020). La longueur varie de 2,5 à 4 cm et la largeur de 1,5 à 3 cm (Marchesi *et al.* 2008). Au pas, l'empreinte postérieure se trouve généralement derrière la patte avant ; au trot, la patte arrière peut chevaucher voire précéder l'antérieure.

Les risques de confusion ne sont pas à exclure avec l'Écureuil roux, les rats, et les campagnols du genre *Arvicola* (grands campagnols).

Restes alimentaires et traces

Les restes alimentaires (coquilles d'escargots par exemple) ne peuvent être attribués de manière certaine au Hérisson car certains oiseaux (Merle noir, Grive musicienne) brisent également les coquilles. Ils ne constituent donc pas un indice fiable. Il en va de même pour les petits trous dans le sol à la recherche de larves d'insectes (2 à 6 cm) ou les trous dans les bouses de vache (recherche de larves) (Jourde 2020). Ces indices peuvent toutefois être indicatifs afin de poursuivre les investigations dans le secteur.

2. Autres méthodes

Observation directe à la lampe et par des appareils de visions nocturnes

Le Hérisson est fréquent près des habitations, dans les jardins ou encore les parcs urbains ce qui permet de détecter directement des individus assez facilement quand la nuit tombe grâce aux éclairages urbains ou à l'aide d'une simple lampe torche. D'autres systèmes d'éclairage plus puissants peuvent être utilisés afin de détecter à plus grande distance les hérissons mais nécessitent des autorisations administratives. Cette technique d'éclairage grâce à une lampe torche s'est avérée la plus efficace (malgré le peu de résultats) pour Haigh *et al.* (2012) après une étude comparative de différentes méthodes en milieu rural. En particulier, entre avril et juillet pendant la période de reproduction, les vocalises émis par les hérissons ont aidé à leur localisation.



Hérisson d'Europe observe à la lampe
(© Philippe Spiroux – GMN)

Depuis plusieurs années, l'utilisation d'appareils de vision nocturne (infrarouge ou amplificateur de lumière) est de plus en plus commune pour l'étude et le suivi de la faune sauvage. Afin que la détection et l'observation soient correctes ces appareils sont relativement coûteux mais restent un bon moyen d'étude pour le Hérisson d'Europe.

Les caméras thermiques semblent toutefois mieux adaptées pour le hérisson (*Cf.* FICHE 9 Détection par caméra thermique). Dans un milieu où la végétation est basse, l'opérateur effectue des transects pédestres à vitesse assez lente au crépuscule et en début de nuit, afin de détecter les individus présents. Les animaux à sang chaud apparaissent en contraste avec la caméra thermique grâce à leurs propres émissions de chaleur. Par la répétition de ce protocole, un comptage du nombre d'individus et un suivi des tendances de population peuvent ainsi être réalisés (Haigh *et al.* 2012, Bowen *et al.* 2019).



Hérisson d'Europe à la camera thermique (à gauche © Philippe Spiroux – GMN ; à droite © GMA)

Cependant la détection par lampe ou caméra thermique trouve ses limites quand la hauteur de la végétation dépasse 20 cm rendant presque invisible les individus.

Cadavres (mortalité routière)

Malheureusement la détection d'individus et le suivi de population peuvent aussi s'effectuer grâce aux cadavres, en particulier dus à la mortalité routière. Celle-ci reste une cause majeure de mortalité en Europe pour le Hérisson (Amori 2016). Ainsi, un protocole peut être mis en place sur des tronçons routiers afin d'évaluer l'impact de la mortalité routière dans un secteur donné à différentes périodes de l'année (Holsbeek *et al.* 1999, Huijser & Bergers 2000). Le cumul de données protocolées permettra de bâtir des indices fiables de suivis.

Tunnels à empreintes

Puisque la détection des empreintes de Hérisson dans le milieu naturel peut être compliquée par le manque de substrats adéquats, l'utilisation de systèmes passifs peut ainsi être une solution. Les tunnels à empreintes permettent ainsi la détection d'individus qui pénètrent dans un tunnel (appâté ou non) et y laissent leurs empreintes en marchant sur un tampon encreur puis sur une feuille ou révélateur (Cf. FICHE 3 Examen des empreintes). Le relevé quotidien des feuilles permet de savoir si des individus sont passés pendant la nuit.



Tunnel à empreintes triangulaire (source : NHBS) et empreintes résultantes (© Manuel Ruedi)

Appareils photographiques automatiques

Un autre système passif consiste en l'utilisation d'appareils photographiques automatiques (Cf. FICHE 8 Détection par appareil photographique automatique). De plus en plus abordables, les appareils peuvent être posés dans les jardins, le long des haies, des lisières de forêts, voire dans des gîtes artificiels afin de détecter la présence de hérissons. Déployé de manière protocolée et à large échelle, ce dispositif peut également servir de suivis à long terme pour calculer des fréquences (présence/absence par unité de temps).



Hérisson d'Europe pris par un appareil photo automatique (© G. Ougre)



Hérisson d'Europe pris par un appareil photo automatique dans un tunnel appâté (Source : SmallMammamGroup.com)

Suivi de gîtes à hérisson

Enfin dans la même lignée que les tunnels à empreintes, un système passif de détection via la construction et la mise en place de gîtes artificiels peut permettre de suivre des individus voire plusieurs dans le cas de femelles avec les petits. Il faut toutefois prendre garde à ne pas contrôler trop souvent les gîtes afin de ne pas déranger les individus en particulier pendant l'hibernation. Les gîtes peuvent être couplés à des appareils photographiques automatiques.

Un exemple de gîte à hérisson sous tas de bois est disponible sur le site de la Fédération Connaître et Protéger la Nature (<https://www.fcnp.org>).

Bibliographie

- Amori G. 2016. *Erinaceus europaeus*. The IUCN Red List of Threatened Species 2016 : e.T29650A2791303. <https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2016-3.RLTS.T29650A2791303.en>.
- Bowen C., Reeve N., Pettinger T. & Gurnell J. 2019. An évaluation of thermal infrared cameras for surveying hedgehogs in parkland habitats. The Royal Parks, poster.
- Haigh A., Butler F. & O'Riordan R. 2012. An investigation into the techniques for detecting hedgehogs in a rural landscape. *Journal of Negative Results Ecology and Evolutionary Biology* 9 : 15-26.
- Holsbeek L, Rodts J, Muyldermans S. 1999. Hedgehog and other animal traffic victims in Belgium: results of a countrywide survey. *Lutra* 42 : 111-119.
- Huijser M.P. & Bergers P.J.M. 2000. The effect of roads and traffic on hedgehog (*Erinaceus europaeus*) populations. *Biological Conservation* 95(1) : 111-116.
- Jourde P. 2020. *Le Hérisson d'Europe, description, comportement, vie sociale, mythologie, observation*. LPO, Delachaux & Niestlé Eds. 215p.
- Marchesi P., Blant M. & Capt S. éd. 2008. *Mammifères de Suisse – clés de détermination*. Fauna-Helvetica 21, CSCF & SSBF, Neuchâtel, 289p.

FICHE VI Écureuils arboricoles (*Sciurus vulgaris* et *Callosciurus erythraeus*)

Réglementé
Précautions sanitaires

Espèces concernées

En France, deux espèces arboricoles sont présentes : l'Écureuil roux (*Sciurus vulgaris* Linnaeus, 1758) et l'Écureuil de Pallas (*Callosciurus erythraeus* (Pallas, 1779).

L'Écureuil roux est la seule espèce autochtone du territoire métropolitain. Ce taxon présente des phénotypes très variables, notamment à propos de la couleur du pelage s'étendant sur une gamme allant du roux au noir avec des colorations intermédiaires brunes ou grisâtres. Toutefois, quel que soit le phénotype de l'individu, le ventre est toujours blanc. Des variations saisonnières peuvent être observées. Elles consistent principalement (celles utiles pour l'observateur) à la présence, en période hivernale, d'un pelage plus foncé et de pinceaux de poils aux extrémités supérieures des pavillons des oreilles.



Figure VI.1. Écureuil roux (© Gilles Pottier)

L'Écureuil de Pallas², espèce originaire du sud-est de l'Asie, a été introduite dans de nombreux pays à travers le monde, ceci depuis les années 1930. En France, ce taxon est représenté par deux populations distinctes. Introduit au cours des années 1960 sur la péninsule du Cap d'Antibes (Alpes-Maritimes), la population s'étend aujourd'hui sur plusieurs communes du littoral, de Cannes à Villeneuve-Loubet et, à l'intérieur des terres, sur les communes de Mougins et Valbonne. La seconde population, localisée dans les Bouches-du-Rhône, a vraisemblablement été introduite au début des années 2000. Elle s'étend actuellement sur les communes d'Istres et de Saint-Martin-de-Crau.

Ces populations n'appartiennent pas à la même sous-espèce : *C. e. taiwanensis* (Bonhote 1901) dans les Alpes-Maritimes, *C. e. styani* (Thomas 1894) dans les Bouches-du-Rhône.

² Le nom commun admis pour cette espèce est Écureuil de Pallas, en référence au naturaliste Peter Simon Pallas qui l'a décrite. Toutefois, au cours des années 1980 et jusqu'aux années 2010, l'espèce a été nommée en France Écureuil à ventre rouge. Cela correspondait au phénotype de la seule sous-espèce connue alors sur ce territoire. Au regard de la sous-espèce observée dans les Bouches-du-Rhône, il a été préférable de la nommer Écureuil de Pallas (*Pallas's squirrel* pour les anglophones). Notons par ailleurs que, dans les Alpes-Maritimes, il est encore improprement appelé par le grand public « Rat de Corée ».

Morphologiquement les individus des Alpes-Maritimes ont une taille assez similaire à celle de l'Écureuil roux (300 à 380 g pour les adultes). Le corps est globalement de couleur agouti (les poils olive foncé présentent de petites marques beige). La queue possède la même coloration que le corps mais est marquée de blanc à l'extrémité des poils. Le ventre est généralement roux-acajou (Fig. VI.2) mais peut être jaunâtre. Une cravate, de la même coloration que le dos, est parfois présente. Cette dernière présente une largeur variable selon les individus. Lorsqu'elle est très large, la coloration rouge du ventre peut alors disparaître complètement.



Figure VI.2. Écureuil de Pallas de la population des Alpes-Maritimes (*C. e. taiwanensis*, Bonhote, 1901) (© Marion Andlaueur à gauche et © Olivier Gerriet à droite).

Les individus des Bouches-du-Rhône ont un phénotype différent (Fig. VI.3). Plus petits (250 à 300 g pour les adultes), le corps est légèrement plus clair que celui des individus des Alpes-Maritimes et le ventre est jaune orangé sale ou crème pâle. La cravate ne semble pas aussi marquée que celle des individus des Alpes-Maritimes. La faible taille de ces individus donne une impression de vivacité plus importante.



Figure VI.3. Écureuil de Pallas de la population des Bouches-du-Rhône (*C. e. styani* (Thomas 1894)) (© Thierry Villete à gauche) et © Mathieu Auneau à droite).

En pelage d'hiver, ces deux sous-espèces de l'Écureuil de Pallas ne présentent pas de pinceaux de poils en prolongement des oreilles.

Écureuil roux et Écureuils de Pallas sont les seuls Sciuridés arboricoles installés en France métropolitaine. Notons toutefois la présence d'une dizaine de populations d'un écureuil terrestre allochtone, l'Écureuil de Corée (ou Tamia de Sibérie) (*Tamias sibiricus* (Laxmann, 1769)). Par ailleurs, d'autres espèces d'écureuils arboricoles sont présentes en Europe et certaines sont susceptibles d'être introduites en France ou pourraient arriver par une extension de leur aire de répartition. C'est particulièrement le cas de l'Écureuil gris (*Sciurus carolinensis* Gmelin, 1788), présent en Grande-Bretagne et, de manière plus préoccupante, en Italie, dans le Piémont. De nombreuses informations complémentaires sont disponibles sur le site « Les écureuils en France » (MNHN 2012-2023).

Méthodes

1. Observation directe

L'observation directe reste la technique la plus adaptée pour attester de la présence des écureuils arboricoles, espèces diurnes relativement peu farouches (Fig. VI.4). Seuls des densités très faibles ou des secteurs difficiles d'accès peuvent limiter les contacts. Pour optimiser l'observation, il ne faut pas seulement se fier à sa vue, l'ouïe est en effet très utile. Les écureuils passent une bonne partie de leur période d'activité à s'alimenter. Réalisant le tri entre ce qui est consommable et ce qui ne l'est pas, l'animal rejette ainsi de nombreux débris. La chute de ces éléments (écailles, trognons de cônes, coques de fruits...) peut permettre de détecter un animal, même s'il est situé très haut dans le houppier. Il faut aussi rester attentif à d'éventuels déplacements de ces animaux au sol. Cette attitude est d'ailleurs variable selon la saison et la disponibilité en ressources alimentaires.



Figure VI.4. Écureuil roux © Gilles Pottier

Lorsqu'ils se sentent menacés ou pour prévenir le repérage, ils peuvent adopter deux attitudes : l'immobilisation, avec éventuellement la dissimulation du côté opposé d'un tronc, ou la fuite.

Ces deux attitudes permettent parfois de faciliter l'observation.

Du point de vue des vocalises, il existe des différences notables entre les espèces. L'Écureuil roux est relativement silencieux mais peut toutefois émettre des cris en différentes circonstances. Le « touc-touc » émis en cas d'excitation, bien que discret, est bien audible pour un observateur. L'Écureuil de Pallas est, quant à lui, responsable de vocalises puissantes et régulières, principalement émises par les femelles en chaleur. Ce chant est une sorte de mélodie pouvant durer plusieurs minutes et est audible à plusieurs centaines de mètres. Il est constitué par la répétition d'une phrase qui se complète au fur et à mesure. Le meilleur critère pour différencier l'Écureuil roux de l'Écureuil de Pallas est la coloration de la queue, en effet, l'extrémité blanche des poils de ce dernier est très caractéristique. Ainsi, même de loin et à contre-jour, ce détail est visible. Il est bien plus fiable que la coloration du corps en raison de sa grande variabilité chez l'Écureuil roux et notamment lorsqu'il prend des teintes grisâtres. Bien que toujours blanc chez l'Écureuil roux, le ventre peut présenter des teintes claires confondantes notamment chez l'Écureuil de Pallas des Bouches-du-Rhône.

2. Indices de présence

Les indices de présence d'écureuils arboricoles sont principalement de deux types : les reliefs de repas et les nids. Les empreintes au sol peuvent également être observées, notamment dans la neige (Fig. VI.5).

Reliefs de repas

Se nourrissant principalement, mais pas exclusivement, de graines de végétaux forestiers, il est fréquent d'observer des reliefs de repas que l'on peut attribuer avec une certaine précision aux écureuils.

Les cônes de résineux consommés présentent ainsi en général un trognon d'aspect effiloché relativement caractéristique. Les fruits à coques (noisettes, noix) sont retrouvés ouverts en 2 parties non attenantes car perforées par le sommet (Fig. VI.6). Les olives sont consommées encore verte par l'Écureuil de Pallas, alors que le noyau est encore souple. La chair n'est pas consommée (Fig. VI.6).



Figure VI.5. Voie d'Écureuil roux dans la neige (© G. Ouigre)



Figure VI.6. Reliefs de repas d'Écureuil roux : noisettes cassées à gauche (© Franck Simonnet) et reliquats d'olives rejetés après consommation du noyau à droite (© Olivier Gerriet)

Des lieux sont préférés par les écureuils pour effectuer l'extraction de la partie comestible de ces organes végétaux. Les restes de repas, nombreux et accumulés à certains endroits caractéristiques, conforte la présence des écureuils. Il faut toutefois rester vigilant car d'autres rongeurs forestiers (mulots, Rat noir, Gliridés...), mais aussi des oiseaux, peuvent consommer les mêmes aliments et les détails ne sont pas toujours suffisants pour attribuer ces restes à une espèce bien définie.

Ceci est renforcé par le fait que chaque individu a sa technique d'épluchage des cônes. Cette variabilité est également renforcée par les circonstances de collecte (accessibilité des cônes ou des fruits, stabilité du support...). Ces variations importantes sont présentes chez les deux espèces et il n'a pas été montré une quelconque spécificité des restes. L'attribution d'un relief de repas à une espèce d'écureuil n'est donc pas possible.

Nids

Contrairement à l'image véhiculée dans la culture populaire, les écureuils arboricoles n'utilisent que très rarement les cavités des arbres (20 % des cas selon Wauters & Dhondt 1990, mais variable en fonction des disponibilités locales). Ne réalisant pas d'excavation dans les troncs, ils peuvent toutefois aménager certaines cavités creusées par le Pic noir, ou des cavités naturelles de vieux arbres. La majorité des nids sont construits par l'animal dans le

houppier des arbres. D'une taille de 20 à 50 cm de diamètre, les nids, plus ou moins sphériques, sont composés de branches enchevêtrées et possèdent une seule ouverture sur le côté (Fig. VI.7). Les branches utilisées pour la confection du nid sont toujours prélevées sur l'arbre même où il est construit ou à proximité immédiate, caractéristique qui diffère des nids d'oiseaux de taille similaire (corvidés notamment). Toutefois les nids d'oiseaux sont parfois utilisés comme base des constructions réalisées par les écureuils. Les matériaux employés sont très variables (brindilles sans feuilles, branche feuillues...). Les caractéristiques de forme (sphérique) et de construction (intérieur capitonné) ne sont pas facilement identifiables par un observateur depuis le sol. Ainsi, la garantie qu'un nid ait bien été façonné et est utilisé par un écureuil n'est que très rarement certaine, à moins que l'occupant ne soit observé directement. Aucune différence notable n'est attestée entre les nids d'Écureuil roux et ceux d'Écureuil de Pallas. Il n'est donc pas possible d'attribuer un nid à une de ces deux espèces, dans les sites où ils vivent en sympatrie. Lorsque les densités de populations sont importantes (plus de 3 individus à l'hectare), ce qui est surtout observable chez l'espèce allochtone, d'autres indices peuvent être facilement identifiés, comme l'écorçage des arbres et les traces de griffes sur les lieux de passage arboricoles les plus fréquentés.



Figure VI.7. Nid d'Écureuil de Pallas
© Olivier Gerriet

3. Collecteur de poils

Ces dispositifs sont particulièrement performants pour attester de la présence de ces animaux. Le système est composé d'un tuyau en PVC de 8 cm de diamètre pour 30 cm de long, équipé un petit récipient placé au centre du dispositif et appâté avec des pommes et du beurre d'arachide. La collecte des poils est réalisée par l'intermédiaire de plaquettes d'un cm d'épaisseur portant un adhésif double face, placé à chaque extrémité, sur la face supérieure de l'intérieur du tube. Ces collecteurs, fixés perpendiculairement aux troncs d'arbre (Fig. VI.8), à environ 4 m de hauteur, et laissés en place sur une durée d'une semaine à un mois, ont été utilisés efficacement en 2007 et 2008 pour préciser la répartition de la population d'Écureuils Pallas des Alpes-Maritimes (Gerriet 2009).



Figure VI.8. Collecteur de poils approché par un Écureuil de Pallas (© Olivier Gerriet)



Figure VI.9. Adhésif d'un collecteur de poils présentant des poils d'Écureuil de Pallas (© Olivier Gerriet)

À partir des poils collectés, la détermination des espèces est réalisable sans nécessité de coupe des poils, ni d'observations microscopiques. Du point de vue de la coloration, les poils d'Écureuil roux sont uniformes, alors que ceux de l'Écureuil de Pallas possèdent 2 bandes plus claires qui se détachent sur un fond olive plus ou moins foncé (Fig. VI.9). D'autres espèces peuvent être contactées dans ces collecteurs (cas notamment de Gliridés, de mulots ainsi que du Rat noir). Cependant ces rongeurs ont des poils facilement discernables de ceux des écureuils (Gliridés et mulots : poils fins et/ou plus courts, Rat noir : poils très longs avec la partie basse des poils de jarre bien plus fine que l'extrémité).

Les suspicions d'autres espèces d'écureuils, notamment de l'Écureuil gris (*S. carolinensis*), nécessitent l'observation microscopique de tranches des poils pour observer les profils caractéristiques permettant de différencier leurs poils de ceux de l'Écureuil roux (Debrot *et al.* 1982, Teerink 1991).

4. Captures

Dans le cadre d'études scientifiques (caractérisation des domaines vitaux, densités de population par capture-marquage-recapture, analyse du rythme d'activité...) des captures peuvent s'avérer nécessaires. Des autorisations sont toutefois indispensables car l'Écureuil roux est protégé et la capture de l'Écureuil de Pallas est réglementée par arrêtés préfectoraux dans les Alpes-Maritimes et les Bouches-du-Rhône. La capture à l'aide de cages-pièges grillagées, bien que relativement aisée, ne doit donc être envisagée que pour des objectifs bien définis et clairement justifiables.

Les pièges peuvent être placés au sol, de préférence au pied d'arbres, ou éventuellement sur des branches sur des parcours arboricoles potentiels. La capture doit être fortement encadrée avec un protocole de contrôle des pièges bien organisé. En effet, avec des pièges en grillage, les plus efficaces pour ces espèces, les animaux peuvent se blesser le museau en tentant de sortir. Ce problème peut être évité en visitant très régulièrement les pièges (minimum toutes les 3 h). De plus, ces pièges peuvent capturer d'autres animaux (rat, Gliridés, hérissons, oiseaux...), surtout s'ils sont maintenus ouverts durant la nuit. Il est donc nécessaire d'en tenir compte pour l'élaboration du protocole.

Marquages

Suite à leur capture, les écureuils peuvent être marqués à l'aide de bagues auriculaires ou de transpondeurs RFID. Mais ces dispositifs nécessitent une recapture pour être lue. Des colliers portant des bagues colorées, permettant une observation à distance, ont également été utilisés par Tamura *et al.* (1989), avec plus ou moins de succès.

Afin de suivre à distance les écureuils sans créer de perturbations sur les individus, le radiopistage est une méthode bien adaptée, mais cela nécessite un effort de collecte des positions (par triangulation) très chronophage (Fig. VI.10) Elle a pu être utilisée en France pour plusieurs études (Laguet 2012, Dozières *et al.* 2015).



Figure VI.10. Ci-dessus : détermination de la position angulaire d'un écureuil par radiopistage. Au moins 3 de ces positions, depuis des lieux distincts (simultanément ou sur un pas de temps très court), sont nécessaires à la localisation d'un individu ; ci-contre : type de collier-émetteur (le collier faisant antenne) (© Olivier Gerriet)

5. Estimations de densité

Afin d'évaluer les densités et/ou d'en estimer la tendance sur plusieurs années, des observations effectuées dans le cadre de protocoles standardisés peuvent être utilisés. Ainsi, l'indice kilométrique d'abondance ou le dénombrement sur itinéraire (*distance sampling*) sont des techniques envisageables sur ces espèces au comportement diurne et facilement observable à distance. Une estimation grossière de la densité de la population étudiée ainsi que la grandeur et l'homogénéité du site d'étude sont des paramètres à prendre en compte pour choisir la technique la plus adaptée.

L'utilisation de dispositifs destinés à prendre des photos ou des vidéos automatiquement à se répandre pour l'étude de Mammifères. Cette technique a déjà été testée sur les écureuils (par exemple : Lurz *et al.* 2015, Villette *et al.* 2017, Tye *et al.* 2015), ce qui offre de nouvelles perspectives pour les études de ces espèces.

Bibliographie

- Debrot S., Fivaz G., Mermod C. & Weber J.-M., 1982. *Atlas des poils de Mammifères d'Europe*. Institut de zoologie de l'Université de Neuchâtel. 208p.
- Dozières A., Pisanu B., Kamenova S., Bastelica F., Gerriet O. & Chapuis J.-L. 2015. Range expansion of Pallas's squirrel (*Callosciurus erythraeus*) introduced in southern France: habitat suitability and space use. *Mammalian Biology*, 80 : 518-526.
- Gerriet O. 2009. Répartition de l'Écureuil à ventre rouge (*Callosciurus erythraeus* Pallas, 1779) (Rodentia, Scuridae) dans les Alpes-Maritimes (France). *Biocosme Méditerranéen*, 26(4): 139-148.
- Laguet S. 2012. L'écureuil roux (*Sciurus vulgaris*, Linnaeus, 1758) en forêt de montagne dans les Alpes Françaises (Savoie); morphologie, abondance et utilisation de l'espace. Mémoire Ecole Pratique des Hautes Etudes, Montpellier, France. 86p.
- Lurz P.W.W., Bertolino S., Koprowski J., Willis P., Tonkin M. & Gurnell J. 2015. Squirrel monitoring : snapshots of population presence and trends to inform management. In: Shuttleworth C.M., Lurz P.W.W., Warrington-Hayward M. (Eds.) *Red Squirrels : Ecology*.
- MNHN 2012-2023. Les écureuils de France. <https://ecureuils.mnhn.fr>
- Tamura N., Hayashi F. & Miyashita K. 1989. Spacing and kinship in the Formosan squirrel living in different habitats. *Oecologia* 79 : 344-352.
- Teerink J. 1991. Hair of West-European Mammals. Atlas and identification key. *Cambridge University Press*, Cambridge. 244p.
- Tye C. A., Greene D. U., Giuliano W. M. & McCleery R. A., 2015. Using camera-trap photographs to identify individual fox squirrels (*Sciurus niger*) in the Southeastern United States. *Wildlife Society Bulletin*, 39 (3), 645-650.
- Villette P., Krebs C. J., & Jung T. S. 2017. Evaluating camera traps as an alternative to live trapping for estimating the density of snowshoe hares (*Lepus americanus*) and red squirrels (*Tamiasciurus hudsonicus*). *European Journal of Wildlife Research*, 63(1), 7.
- Wauters L.A. & Dhondt A.A. 1990. Nest-use by red squirrels (*Sciurus vulgaris* Linnaeus, 1758). *Mammalia* 54-3, 377-389.

14. Bibliographie générale

- Anonymes 2013. Surveillance de trois maladies transmises par les tiques. ARS, InVS, Cire Alsace-Lorraine, 15p. En ligne.
- Callon H. & Moutou F. 2011. Vingt cas humains de lésions cutanées dues au virus cow-pox. *Bulletin épidémiologique* 42: 13.
- Hilbe M., Herrsche R., Kolodziejek J., Nowotny N., Zlinszky K. & Ehrensperger F. 2006. Shrews as reservoir hosts of Borna disease virus. *Emerg. Infect. Dis.* 12, 675–677.
- Hurax J.M., Nicolas J.C., Agut H. & Peigue-Lafeuille H. 2003. *Traité de virologie médicale*. Agence Universitaire de la Francophonie, Editions ESTEM, Paris, 699p.
- Morand S., Moutou F. & Richomme C. (coord.) 2014. *Faune sauvage, biodiversité et santé, quels défis ?* Editions Quae, Versailles, 190p.
- Marsot M., Sigaud M., Chapuis J.L., Ferquel E., Cornet M. & Vourc'h G. 2011. Introduced Siberian chipmunks (*Tamias sibiricus barberi*) harbour more diverse *Borrelia burgdorferi* sensu lato genospecies than native bank voles (*Myodes glareolus*). *Applied and Environmental Microbiology* 77: 5716-5721.
- Marsot M., Chapuis J.L., Gasqui P., Dozières A., Masségli S., Pisanu B., Ferquel E. & Vourc'h G. 2013. Introduced Siberian chipmunks (*Tamias sibiricus barberi*) contribute more to Lyme disease risk than native reservoir rodents. *PLoS One* 8, e55377.
- Moutou F. 2018. Pathologies infectieuses associées aux écureuils. *La Dépêche technique* 163: 23-25.
- Moutou F. 2019. Impact de la biodiversité sur le vivant en ville dans la circulation des vecteurs et autres agents pathogènes. *Bull. Acad. Vét. France*, Tome 172. <http://www.academie-veterinaire-defrance.org/>
- Quéré J.P. & Le Louarn H. 2011. *Les rongeurs de France. Faunistique et biologie*. 3^{ème} édition. Editions Quae, Versailles, 313p.
- Ruedi M., Manzinalli J., Dietrich A. & Vinciguerra L. 2023. Shortcomings of DNA barcodes : a perspective from the mammal fauna of Switzerland. *Hystrix, the Italian Journal of Mammalogy*. Disponible en ligne sur <http://www.italian-journal-of-mammalogy.it/Shortcomings-of-DNA-barcodes-a-perspective-from-the-mammal-fauna-of-Switzerland,169342,0,2.html>

15. Annexes

Annexe 1 : CERFA n°13 616*01 « Demande de dérogation pour la capture ou l'enlèvement, la destruction, la perturbation intentionnelle de spécimens d'espèces animales protégées »

<https://www.service-public.fr/particuliers/vosdroits/R2501>



N° 13 616*01

DEMANDE DE DÉROGATION

POUR LA CAPTURE OU L'ENLÈVEMENT *
 LA DESTRUCTION *
 LA PERTURBATION INTENTIONNELLE *

DE SPÉCIMENS D'ESPÈCES ANIMALES PROTÉGÉES

* cocher la case correspondant à l'opération faisant l'objet de la demande

Titre I du livre IV du code de l'environnement
 Arrêté du 19 février 2007 fixant les conditions de demande et d'instruction des dérogations
 définies au 4° de l'article L. 411-2 du code de l'environnement portant sur des espèces de faune et de flore sauvages protégées

A. VOTRE IDENTITÉ

Nom et Prénom :
 ou Dénomination (pour les personnes morales) :
 Nom et Prénom du mandataire (le cas échéant) :
 Adresse : N° Rue
 Commune
 Code postal
 Nature des activités :
 Qualification :

B. QUELS SONT LES SPÉCIMENS CONCERNÉS PAR L'OPÉRATION

	Nom scientifique Nom commun	Quantité	Description (1)
B1			
B2			
B3			
B4			
B5			

(1) nature des spécimens, sexe, signes particuliers

C. QUELLE EST LA FINALITÉ DE L'OPÉRATION *

Protection de la faune ou de la flore	<input type="checkbox"/>	Prévention de dommages aux cultures	<input type="checkbox"/>
Sauvetage de spécimens	<input type="checkbox"/>	Prévention de dommages aux forêts	<input type="checkbox"/>
Conservation des habitats	<input type="checkbox"/>	Prévention de dommages aux eaux	<input type="checkbox"/>
Inventaire de population	<input type="checkbox"/>	Prévention de dommages à la propriété	<input type="checkbox"/>
Etude écoéthologique	<input type="checkbox"/>	Protection de la santé publique	<input type="checkbox"/>
Etude génétique ou biométrique	<input type="checkbox"/>	Protection de la sécurité publique	<input type="checkbox"/>
Etude scientifique autre	<input type="checkbox"/>	Motif d'intérêt public majeur	<input type="checkbox"/>
Prévention de dommages à l'élevage	<input type="checkbox"/>	Détention en petites quantités	<input type="checkbox"/>
Prévention de dommages aux pêcheries	<input type="checkbox"/>	Autres	<input type="checkbox"/>

Préciser l'action générale dans laquelle s'inscrit l'opération, l'objectif, les résultats attendus, la portée locale, régionale ou nationale :

Suite sur papier libre

D. QUELLES SONT LES MODALITÉS ET LES TECHNIQUES DE L'OPÉRATION
(renseigner l'une des rubriques suivantes en fonction de l'opération considérée)

D1. CAPTURE OU ENLÈVEMENT *

Capture définitive Préciser la destination des animaux capturés :
 Capture temporaire avec relâcher sur place avec relâcher différé
 S'il y a lieu, préciser les conditions de conservation des animaux avant le relâcher :

S'il y a lieu, préciser la date, le lieu et les conditions de relâcher :

.....

Capture manuelle Capture au filet

Capture avec époussette Pièges Préciser :

Autres moyens de capture Préciser :

Utilisation de sources lumineuses Préciser :

Utilisation d'émissions sonores Préciser :

Modalités de marquage des animaux (description et justification) :

.....

Suite sur papier libre

D2. DESTRUCTION *

Destruction des nids Préciser :

Destruction des œufs Préciser :

Destruction des animaux Par animaux prédateurs Préciser :

Par pièges létaux Préciser :

Par capture et euthanasie Préciser :

Par armes de chasse Préciser :

Autres moyens de destruction Préciser :

.....

Suite sur papier libre

D3. PERTURBATION INTENTIONNELLE *

Utilisation d'animaux sauvages prédateurs Préciser :

Utilisation d'animaux domestiques Préciser :

Utilisation de sources lumineuses Préciser :

Utilisation d'émissions sonores Préciser :

Utilisation de moyens pyrotechniques Préciser :

Utilisation d'armes de tir Préciser :

Utilisation d'autres moyens de perturbation intentionnelle Préciser :

.....

Suite sur papier libre

E. QUELLE EST LA QUALIFICATION DES PERSONNES CHARGÉES DE L'OPÉRATION *

Formation initiale en biologie animale Préciser :

Formation continue en biologie animale Préciser :

Autre formation Préciser :

F. QUELLE EST LA PÉRIODE OU LA DATE DE L'OPÉRATION

Préciser la période :

ou la date :

G. QUELS SONT LES LIEUX DE L'OPÉRATION

Régions administratives :

Départements :

Cantons :

Communes :

H. EN ACCOMPAGNEMENT DE L'OPÉRATION, QUELLES SONT LES MESURES PRÉVUES POUR LE MAINTIEN DE L'ESPÈCE CONCERNÉE DANS UN ÉTAT DE CONSERVATION FAVORABLE *

Relâcher des animaux capturés Mesures de protection réglementaires

Renforcement des populations de l'espèce Mesures contractuelles de gestion de l'espace

Préciser éventuellement à l'aide de cartes ou de plans les mesures prises pour éviter tout impact défavorable sur la population de l'espèce concernée :

.....

Suite sur papier libre

I. COMMENT SERA ÉTABLI LE COMPTE RENDU DE L'OPÉRATION

Bilan d'opérations antérieures (s'il y a lieu) :

.....

Modalités de compte rendu des opérations à réaliser :

.....

* cocher les cases correspondantes

La loi n° 78-17 du 6 janvier 1978 relative à l'informatique, aux fichiers et aux libertés s'applique aux données nominatives portées dans ce formulaire. Elle garantit un droit d'accès et de rectification pour ces données auprès des services préfectoraux.

Fait à :

le :

Signature :

Envoyer par mail

Annexe 2 : Coupon de récolte de pelotes de réjection

Date de collecte :	Nom(s) collecteur-rice(s) :	
Commune (+ Dpt) :	Coordonnée GPS les plus précises possibles + altitude	
Lieu-dit :	X :	Y : Alt :
Nombre de pelotes récoltées, ou « vrac », ou les deux :	Espèce :	
.....	Donnée oiseau saisie dans une BDD ? Oui <input type="checkbox"/> Non <input type="checkbox"/>	
Informations sur le site (type de bâtiment, présence des oiseaux ?, trace de nid ?, reposoir ?...) :		
.....		
.....		

✂

Date de collecte :	Nom(s) collecteur-rice(s) :	
Commune (+ Dpt) :	Coordonnée GPS les plus précises possibles + altitude	
Lieu-dit :	X :	Y : Alt :
Nombre de pelotes récoltées, ou « vrac », ou les deux :	Espèce :	
.....	Donnée oiseau saisie dans une BDD ? Oui <input type="checkbox"/> Non <input type="checkbox"/>	
Informations sur le site (type de bâtiment, présence des oiseaux ?, trace de nid ?, reposoir ?...) :		
.....		
.....		

✂

Date de collecte :	Nom(s) collecteur-rice(s) :	
Commune (+ Dpt) :	Coordonnée GPS les plus précises possibles + altitude	
Lieu-dit :	X :	Y : Alt :
Nombre de pelotes récoltées, ou « vrac », ou les deux :	Espèce :	
.....	Donnée oiseau saisie dans une BDD ? Oui <input type="checkbox"/> Non <input type="checkbox"/>	
Informations sur le site (type de bâtiment, présence des oiseaux ?, trace de nid ?, reposoir ?...) :		
.....		
.....		

✂

Date de collecte :	Nom(s) collecteur-rice(s) :	
Commune (+ Dpt) :	Coordonnée GPS les plus précises possibles + altitude	
Lieu-dit :	X :	Y : Alt :
Nombre de pelotes récoltées, ou « vrac », ou les deux :	Espèce :	
.....	Donnée oiseau saisie dans une BDD ? Oui <input type="checkbox"/> Non <input type="checkbox"/>	
Informations sur le site (type de bâtiment, présence des oiseaux ?, trace de nid ?, reposoir ?...) :		
.....		
.....		

✂

Date de collecte :	Nom(s) collecteur-rice(s) :	
Commune (+ Dpt) :	Coordonnée GPS les plus précises possibles + altitude	
Lieu-dit :	X :	Y : Alt :
Nombre de pelotes récoltées, ou « vrac », ou les deux :	Espèce :	
.....	Donnée oiseau saisie dans une BDD ? Oui <input type="checkbox"/> Non <input type="checkbox"/>	
Informations sur le site (type de bâtiment, présence des oiseaux ?, trace de nid ?, reposoir ?...) :		
.....		
.....		

Annexe 3 : Fiche de saisie des résultats d'analyse de pelotes, par pelote

ANALYSE DE PELOTES DE REJECTION

Commune (Dpt) :
 Lieu-dit :
 Coord X :
 Coord Y :
 Altitude :
 Date de collecte :

Projet :
 Nb de pelotes :
 Collecteur-rice(s) :
 Espèce d'oiseau :
 Date d'analyse :
 Identificateur-rice(s) :

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30
<i>T.aquitania</i>																														
<i>S.coronatus</i>																														
<i>S.araneus</i>																														
<i>S.coro/ara</i>																														
<i>S.minutus</i>																														
<i>Sorex sp.</i>																														
<i>N.fodiens</i>																														
<i>N.milleri</i>																														
<i>Neomys sp.</i>																														
<i>Sorex/Neomys</i>																														
<i>C.russula</i>																														
<i>C.gueldenstaedtii</i>																														
<i>Crociodura sp.</i>																														
<i>S.etruscus</i>																														
<i>M.avellanarius</i>																														
<i>C.glareolus</i>																														
<i>A.monticola</i>																														
<i>A.sapidus</i>																														
<i>Arvicola sp.</i>																														
<i>C.nivalis</i>																														
<i>M.arvalis</i>																														
<i>M.lavemedii</i>																														
<i>M.arv/lav</i>																														
<i>M.subterraneus</i>																														
<i>M.duodecim</i>																														
<i>M.pyrenaicus</i>																														
<i>M.lusitanicus</i>																														
" <i>Terricola sp.</i> "																														
<i>Microtus sp.</i>																														
Petit campagnol																														
<i>A.flavicollis</i>																														
<i>A.sylvaticus</i>																														
<i>Apodemus sp.</i>																														
<i>M.musculus</i>																														
<i>M.spretus</i>																														
<i>Mus sp.</i>																														
<i>Apodemus/Mus</i>																														
<i>M.minutus</i>																														
Petit muridé																														
<i>R.rattus</i>																														
<i>R.norvegicus</i>																														
<i>Rattus sp.</i>																														
Chiroptères																														
Oiseaux																														
Squamates																														
Amphibiens																														
Insectes																														

Remarques ou autres espèces :

TOTAL nb de proies :

TOTAL nb d'espèces :

Données saisies dans BDD : Oui

Annexe 4 : Fiche de saisie des résultats d'analyse de pelotes, par lot

ANALYSE DE PELOTES DE REJECTION

Commune (Dpt) :
 Lieu-dit :
 Coord X :
 Coord Y :
 Altitude :
 Date de collecte :

Projet :
 Nb de pelotes ou « vrac » :
 Collecteur·rice(s) :
 Espèce d'oiseau :
 Date d'analyse :
 Identificateur·rice(s) :

	N total	Calvarium	½ Calv. gauche	½ Calv. droit	Md gauche	Md droite
<i>T.aquitania</i>						
<i>S.coronatus</i>						
<i>S.araneus</i>						
<i>S.coro/ara</i>						
<i>S.minutus</i>						
<i>Sorex sp.</i>						
<i>N.fodiens</i>						
<i>N.milleri</i>						
<i>Neomys sp.</i>						
<i>Sorex/Neomys</i>						
<i>C.russula</i>						
<i>C.gueldenstaedtii</i>						
<i>Crocidura sp.</i>						
<i>S.etruscus</i>						
<i>M.avellanarius</i>						
<i>C.glareolus</i>						
<i>A.monticola</i>						
<i>A.sapidus</i>						
<i>Arvicola sp.</i>						
<i>C.nivalis</i>						
<i>M.arvalis</i>						
<i>M.lavemedii</i>						
<i>M.arv/lav</i>						
<i>M.subterraneus</i>						
<i>M.duodecim</i>						
<i>M.pyrenaicus</i>						
<i>M.lusitanicus</i>						
" <i>Terricola sp.</i> "						
<i>Microtus sp.</i>						
Petit campagnol						
<i>A.flavicollis</i>						
<i>A.sylvaticus</i>						
<i>Apodemus sp.</i>						
<i>M.musculus</i>						
<i>M.spretus</i>						
<i>Mus sp.</i>						
<i>Apodemus/Mus</i>						
<i>M.minutus</i>						
Petit muridé						
<i>R.rattus</i>						
<i>R.norvegicus</i>						
<i>Rattus sp.</i>						
Chiroptères						
Oiseaux						
Squamates						
Amphibiens						
Insectes						
Remarques ou autres espèces :						
<i>TOTAL nb de proies :</i>				<i>TOTAL nb d'espèces :</i>		
Données saisies dans BDD : <input type="checkbox"/> Oui						

Annexe 5 : Fiche de saisie des informations en capture (dispositif, météo...)

FICHE DE RELEVÉ DE DONNÉES - CAPTURE PETITS MAMMIFERES

Date :	Étude et localisation :	Observateurs :
---------------	--------------------------------	-----------------------

Dispositif de capture : <i>nom des transects et code des pièges</i>
--

Heure	Nuit 1	Nuit 2	Nuit 3
armement pièges			
Relève n°1			
Relève n°2			
Relève n°3			
Relève n°4			
Nb h. piégeage			

Nuit	Heure	T°	Humid.	Précip.	Couv. Nuag.	Vent	Lune

** Faire des relevés réguliers : Température en °C, Humidité en %, Couverture nuageuse en % (0-25%, 25-50%, 50-75%, 75-100%) ; Vent (nul, faible, modéré, fort, rafales) ; Lune (visible, non visible, pleine)*

Annexe 6 : Fiche de saisie des résultats de capture

N°	Relève	Piège	Transect	Espèce	Poids	Sexe	Testicules	Mamelles	Orifice vaginal	Etat repro	Âge	Autres critères d'identification / Biométrie / N° photo / Remarques	Prélèv	New marqué ou Recapture	Echappé
1															
2															
3															
4															
5															
6															
7															
8															
9															
10															
11															
12															
13															
14															
15															

Page /

Relève	Numéro ou heure de la relève	
Piège	Code du piège	Initiale du type de piège, suivi de son numéro (ex : S11 pour Souricière n°11, T26 pour Trip-trap, I42 pour INRA...)
Transect		Numéro ou habitat du transect (ex : prairie, tourbière, éboulis...)
Espèce	Code du nom de l'espèce	Par convention : 3 premières lettres du nom de genre suivies des 3 premières lettres du nom d'espèce (ex : APOSYL)
IMPORTANT : pour chaque catégorie, noter D (doute) lorsque le critère a été observé mais reste indéterminé, ND (non déterminé) lorsque le critère n'a pas été observé (oubli, individu échappé avant observation), ou NA (non applicable) lorsque le critère ne s'applique pas à l'espèce/l'individu en question (testicules chez les ♀ par exple).		
Poids	<i>A ne pas prendre si individu mouillé</i>	AU PESON ET/OU BALANCE ? . En g, précision 0,1 g
Sexe		Mâle (♂) ou Femelle (♀). Distance anus-organe génital visible chez les rongeurs ; dans "poche" chez Eulipotyphles
Testicules	Apparence des testicules	Invisibles, internes (intra-abdominaux) (T0)
		Visibles, descendus ou non dans le scrotum, peu gonflés à très gonflés (parfois chez les mulots) (T1)
Mamelles	Apparence des mamelles	Mamelles invisibles, poils sur les mamelles et pourtour identiques au reste du pelage (M0)
		Mamelles et pourtour dénudées, gonflées (M2)
		Mamelles au pourtour recouvert de poils très courts, qui sont en train de repousser (M3)
Orifice vaginal		Ouvert (O), fermé (F), bouchon vaginal (BV) ou sanguinolent (S)
Etat reproducteur	Statut probable d'après les critères précédents	Mâle : Actif sexuellement (AS) ou Non-actif sexuellement (NAS)
		Femelle : Nullipare (N) ou Primipare/Multipare (PM) (PM inclus Gestante (G), Allaitante (A), Post-allaitante (Pa), à préciser si connu)
Âge	Interprétation d'après les critères précédents	Juvenile (Juv), Subadulte (Sub), Adulte (Ad) Croisement des critères de taille, masse (attention saison et localité), état reproducteur, couleur et aspect du pelage.
Autres critères d'identification / Biométrie / N° photo / Remarques		<i>Neomys</i> : Rame de poils sous toute la queue ou non, bien développée sous les PP ou non, taille relative des pelotes plantaires 1 et 6 (1 trois fois plus grosse ou de même taille)... <i>Sorex</i> : Proportion LQ / LTC, queue (épaisse ou non), coloration pelage (bicolore ou tricolore)... <i>Microtus</i> de surface : Moitié supérieure oreille (cachée/dégagée), lobe méatal (très ou peu prononcé), coloration queue (bi ou uni-colore), coloration soles plantaires (brunes/rosâtres), pelage (hirsute ou non)... <i>Apodemus</i> : Coloration ventrale (blanc pur/blanc sale/grisée), démarcation (nette ou non) et tâche pectorale (absente/réduite/normale/diffuse/en collier), liseret sur pavillon oreille (présent ou non)... <i>Mus</i> : Coloration de la queue (grisée/rosée), présence ou non touffe poils blancs derrière oreilles... Biométrie éventuelle ; Autres remarques : blessures éventuelles, particularités, relâché rapide si individu faible, femelle gestante ou autre, ... ; Numéro de(s) photo(s) prise(s)
Détail pour la biométrie	L TC = Longueur tête + corps	AU PIED A COULISSE . En mm, précision 0,1 mm - individu étendu dans le sac, plaqué contre un bord (mesurer du bout du museau à l'anūs)
	L PP = Longueur de la patte postérieure + griffe	AU REGLET A BUTEE . En mm, précision 0,1 mm - doigts étalés grâce à une légère pression, de l'extrémité du talon au bout du doigt, griffes incluses mais indiquée à part (ex : 23+1)
	L Q = Longueur de la queue + pinceau de poils terminal <i>Si coupée, ne pas mesurer, indiquer "c"</i>	AU REGLET . En mm, précision 0,1 mm - de l'anūs à l'extrémité (sans le pinceau de poils terminal) + pinceau de poils terminal (ex : 58+3). Mesure sur table, individu tenu légèrement de côté de manière à voir l'anūs. Chez <i>Apodemus</i> : photo de la queue possible avec les anneaux bien visibles, pour un dénombrement ultérieur sur écran
	Ø Q = Diamètre de la queue à la base	AU PIED A COULISSE . En mm, précision 0,1 mm
	L O = Longueur du pavillon de l'oreille	AU REGLET . En mm, précision 0,1 mm - de la base interne du pavillon jusqu'à son extrémité
Prélèvement	en vue d'analyse génétique ou autre	Nature (fèces, poils, tiques...) et numéro du prélèvement
Nouveau marqué ou Recapture	Individu nouveau ou individu recapturé	Si nouveau, indiquer s'il a été marqué ou non + le code de marquage (ex localisation tonsure : PPG / croupe / PAD...)
		Si recapture, indiquer "R" + le code du marquage (ex : R PPG)
Echappé		Préciser si l'individu s'est échappé lors du transfert au piège (Pi), dans le pochon (Po) ou en manipulation (M)

Annexe 7 : Fiche de collecte de noisettes pour le Muscardin

Enquête noisettes Muscardin



1. Prospectrice, prospecteur :

Nom : Prénom :
Adresse :
Mail :
Téléphone : _ / _ / _ / _ / _

2. Lot de noisette* :

Date du ramassage : _ / _ / _ _ _

Commune, département : (_)
Lieu-dit ou parcelle :
Coordonnées géographiques en Lambert II étendu
(si possible, voir site geoportail.fr) :
Milieu proche :

Situation du/des noisetier(s) (ex. : talus, lisière forêt, berge de ruisseau) :
.....

**Attention : un seul lot de noisette par fiche et par site*

Enquête noisettes Muscardin



1. Prospectrice, prospecteur :

Nom : Prénom :
Adresse :
Mail :
Téléphone : _ / _ / _ / _ / _

2. Lot de noisette* :

Date du ramassage : _ / _ / _ _ _

Commune, département : (_)
Lieu-dit ou parcelle :
Coordonnées géographiques en Lambert II étendu
(si possible, voir site geoportail.fr) :
Milieu proche :

Situation du/des noisetier(s) (ex. : talus, lisière forêt, berge de ruisseau) :
.....

**Attention : un seul lot de noisette par fiche et par site*

Enquête noisettes Muscardin



1. Prospectrice, prospecteur :

Nom : Prénom :
Adresse :
Mail :
Téléphone : _ / _ / _ / _ / _

2. Lot de noisette* :

Date du ramassage : _ / _ / _ _ _

Commune, département : (_)
Lieu-dit ou parcelle :
Coordonnées géographiques en Lambert II étendu
(si possible, voir site geoportail.fr) :
Milieu proche :

Situation du/des noisetier(s) (ex. : talus, lisière forêt, berge de ruisseau) :
.....

**Attention : un seul lot de noisette par fiche et par site*

Enquête noisettes Muscardin



1. Prospectrice, prospecteur :

Nom : Prénom :
Adresse :
Mail :
Téléphone : _ / _ / _ / _ / _

2. Lot de noisette* :

Date du ramassage : _ / _ / _ _ _

Commune, département : (_)
Lieu-dit ou parcelle :
Coordonnées géographiques en Lambert II étendu
(si possible, voir site geoportail.fr) :
Milieu proche :

Situation du/des noisetier(s) (ex. : talus, lisière forêt, berge de ruisseau) :
.....

**Attention : un seul lot de noisette par fiche et par site*



SOCIÉTÉ FRANÇAISE POUR L'ÉTUDE
ET LA PROTECTION DES MAMMIFÈRES