

Protocole standardisé pour les inventaires de micromammifères au Québec

Mars 2023



Coordination et rédaction

Cette publication a été réalisée par le Service de la conservation de la biodiversité et des milieux humides (SCBMH) du ministère de l'Environnement, de la Lutte contre les changements climatiques, de la Faune et des Parcs (MELCCFP). Elle a été produite par la Direction des communications du MELCCFP.

Photographie de la page couverture

Campagnol des champs © Daniel Pouliot, MELCCFP.

Crédits des autres photographies

Page 16, figure 5 : Piège Longworth déployé sur le terrain © Dominique Fauteux, Musée canadien de la nature

Page 17, figure 6 : Exemple de piège-fosse sans clôture de dérivation © Patrick Charbonneau, MELCCFP

Page 23, figure 10 : Installation d'une étiquette métallique sur l'oreille d'une souris à pattes blanches © Environmental Protection Agency

La version intégrale de ce document est accessible à l'adresse suivante

https://mfpp.gouv.qc.ca/documents/faune/PT_standardise_inventaire_micromammiferes.pdf

Dépôt légal – 2023
Bibliothèque et Archives nationales du Québec
ISBN : 978-2-550-94029-6 (PDF)

Tous droits réservés pour tous les pays.

© Gouvernement du Québec – 2023

Équipe de réalisation

Rédaction

Patrick Charbonneau, biologiste, M. Sc.	Ministère de l'Environnement, de la Lutte contre les changements climatiques, de la Faune et des Parcs (MELCCFP), Service de la conservation de la biodiversité et des milieux humides (SCBMH)
Nathalie Desrosiers, biologiste, M. Sc.	MELCCFP, SCBMH
Marianne Cheveau, biologiste, Ph. D.	MELCCFP, Service de la gestion des espèces et des habitats terrestres (SGEHT)
Céline Isaaz, médecin vétérinaire, DMV	MELCCFP, SCBMH
Anne-Marie Béland, technicienne de la faune	MELCCFP, SCBMH
Philippe Lamarre, biologiste, M. Sc.	MELCCFP, SCBMH

Révision

Christine Dumouchel, biologiste, M. Env.	MELCCFP, SCBMH
Dominique Fauteux, biologiste, Ph. D.	Musée canadien de la nature
Anne-Marie Gosselin, biologiste chef d'équipe, Division de la biodiversité	MELCCFP, SCBMH
Francis Lessard, technicien de la faune	MELCCFP, SCBMH
Anouk Simard, biologiste, Ph. D.	MELCCFP, SCBMH
Valérie Simard, technicienne de la faune	MELCCFP, SCBMH

Remerciements

Nous remercions les techniciens de la faune et les biologistes des directions régionales de la gestion de la faune (DGFa) et de la Direction de l'expertise sur la faune terrestre, l'herpétofaune et l'avifaune (DEFTHA), ainsi que les membres du Comité de protection des animaux du MELCCFP, qui ont lu et commenté ce protocole.

Référence à citer

MINISTÈRE DE L'ENVIRONNEMENT, DE LA LUTTE CONTRE LES CHANGEMENTS CLIMATIQUES, DE LA FAUNE ET DES PARCS (2023). *Protocole standardisé pour les inventaires de micromammifères au Québec*, gouvernement du Québec, Québec, 33 p. + annexe.

Registre du document et des mises à jour

Date	Version	Nature du document/des modifications	Chargé(e)s de projet
Août 2005	01	Première version officielle	Jacques Jutras
Mars 2023	02	Mise à jour, références, permis, CBSA, effort, types de pièges, aspects éthiques de l'usage des pièges-fosses, marquage, transfert des données	Patrick Charbonneau

Avant-propos

Ce document a été préparé dans le but d'accompagner les biologistes et techniciens de la faune du ministère de l'Environnement, de la Lutte contre les changements climatiques, de la Faune et des Parcs (MELCCFP), les consultants et les acteurs du milieu dans la réalisation d'inventaires de micromammifères. Il s'inspire de la dernière version du protocole (Jutras, 2005) et le bonifie afin de faciliter l'atteinte des objectifs et de répondre aux besoins du MELCCFP en matière de conservation et de mise en valeur de la faune.

Les personnes qui réaliseront des inventaires doivent s'assurer d'utiliser une version à jour du présent document, accessible à l'adresse suivante :

https://mffp.gouv.qc.ca/documents/faune/PT_standardise_inventaire_micromammiferes.pdf

Par ailleurs, le présent protocole standardisé est destiné à être utilisé lors d'études d'impact ou d'autres projets nécessitant la détection de micromammifères en situation précaire. Dans ces situations, si des modifications devaient être apportées au protocole, comme l'effort d'échantillonnage, celles-ci doivent être approuvées par la direction de la gestion de la faune concernée (voir Gouvernement du Québec, 2022a, pour la liste des directions).

Finalement, ce document vise à uniformiser l'information qui parvient au Centre de données sur le patrimoine naturel du Québec (CDPNQ), chargé de compiler les données d'inventaire des directions régionales, des consultants et des autres partenaires.

Table des matières

Introduction	1
Permis	2
Objectifs	3
Notions d'écologie	4
Atlas des micromammifères du Québec	4
Cycle d'abondance et reproduction	4
Viabilité des occurrences	4
Menaces pesant sur les micromammifères	5
Limites et mises en garde	7
Probabilité de détection	7
Aspects éthiques liés à l'utilisation des pièges-fosses	7
Problématique	7
Recommandations du CPA du Ministère	8
Solution pour remplacer les pièges mortels : le piège à poils?	9
Piégeage en milieu nordique	9
Zoonoses liées aux rongeurs	9
Prévention de la propagation des maladies	10
Entretien des pièges	10
Méthodologie	11
Matériel	12
Pièges photographiques	12
Pièges à capture vivante	13
Pièges Sherman et Havahart	13
Pièges Longworth/Little Critter	14
Pièges-fosses secs	15
Précaution à prendre avec les pièges à capture vivante	15
Pièges mortels	16
Pièges à ressort	16
Pièges-fosses	16
Disposition des pièges	18
Grilles	18
Captures vivantes	18
Captures mortelles	19
Transects linéaires	19

Captures vivantes _____	19
Captures mortelles _____	20
Importance d’ancrer les pièges _____	20
Appâts et leurres _____	20
Période d’inventaire _____	20
Effort _____	21
Grilles _____	21
Transects _____	21
Durée _____	21
Visites des pièges à capture vivante _____	22
Précipitations _____	22
Localisation fine des stations de capture et installation _____	22
Manipulation _____	22
Identification _____	22
Marquage _____	23
Teinture et étiquette métallique _____	23
Micropuce électronique (PIT tag) _____	23
Ablation d’un doigt _____	24
Captures accidentelles et non ciblées _____	24
Données à prendre en note _____	24
Transfert des données _____	26
Permis SEG et CBSA _____	26
Formulaire papier _____	26
Formulaire électronique _____	26
Espèces exotiques envahissantes _____	26
Références _____	27
Liste des communications personnelles _____	33
Annexe A Formulaire de prise de données — Inventaire des micromammifères du Québec _	34

Liste des tableaux

Tableau 1.	Espèces de micromammifères présentes au Québec _____	1
Tableau 2.	Menaces pesant sur les micromammifères et à répertorier sur le terrain à l'aide d'un indicateur _____	6
Tableau 3.	Processus pour le choix de la méthode d'inventaire selon le type de projet ____	11
Tableau 4.	Nombre de grilles de 72 pièges à installer selon la superficie à inventorier ____	21

Liste des figures

Figure 1.	Exemple de piège photographique _____	13
Figure 2.	Exemples de pièges à capture vivante : A) piège Sherman (déployé et plié pour le transport), B) piège Havahart _____	14
Figure 3.	Pièges pour musaraignes : A) modèle européen Longworth, B) Longworth avec petit trou à l'arrière spécifiquement pour les musaraignes, C) modèle canadien Little Critter _____	14
Figure 4.	Piège-fosse sec avec un couvert contre les précipitations _____	15
Figure 5.	Exemples de pièges mortels à ressort de marque Victor _____	16
Figure 6.	Exemple de piège-fosse sans clôtures de dérivation _____	17
Figure 7.	Vue en plan d'un piège-fosse avec clôtures de dérivation _____	17
Figure 8.	Exemple de grille standard de piégeage de micromammifères (captures vivantes) _____	18
Figure 9.	Exemple de grille standard de piégeage de micromammifères (captures mortelles) _____	19
Figure 10.	Exemple d'étiquette métallique pour oreille de micromammifères (ici, étiquette 1005-1 sur une souris à pattes blanches, National Band and Tag Company) _____	23

Introduction

Parmi les mammifères du Québec, on dénombre 25 espèces de micromammifères qui comprennent les campagnols, les souris, les musaraignes, les rats et les taupes (tableau 1; Desrosiers et coll., 2002; Prescott et Richards, 2013). De ces espèces, cinq se retrouvent à l'Annexe II de la *Liste des espèces floristiques et fauniques susceptibles d'être désignées menacées ou vulnérables* (RLRQ, c. E-12.01, r. 5).

Tableau 1. Espèces de micromammifères présentes au Québec

Nom commun	Nom scientifique	Statut de protection provincial
Cricétidés		
Campagnol à dos roux de Gapper	<i>Myodes gapperi</i>	Aucun
Campagnol des champs	<i>Microtus pennsylvanicus</i>	Aucun
Campagnol des rochers	<i>Microtus chrotorrhinus</i>	Susceptible d'être désignée menacée ou vulnérable
Campagnol sylvestre	<i>Microtus pinetorum</i>	Susceptible d'être désignée menacée ou vulnérable
Campagnol-lemming boréal	<i>Synaptomys borealis</i>	Aucun
Campagnol-lemming de Cooper	<i>Synaptomys cooperi</i>	Susceptible d'être désignée menacée ou vulnérable
Lemming d'Ungava	<i>Dicrostonyx hudsonius</i>	Aucun
Phénacomys d'Ungava	<i>Phenacomys ungava</i>	Aucun
Souris à pattes blanches	<i>Peromyscus leucopus</i>	Aucun
Souris sylvestre	<i>Peromyscus maniculatus</i>	Aucun
Muridés		
Rat noir ¹	<i>Rattus rattus</i>	Aucun
Rat surmulot ¹	<i>Rattus norvegicus</i>	Aucun
Souris commune	<i>Mus musculus</i>	Aucun
Talpidés		
Condylure étoilé	<i>Condylura cristata</i>	Aucun
Taupa à queue velue	<i>Parascalops breweri</i>	Aucun
Soricidés		
Grande musaraigne	<i>Blarina brevicauda</i>	Aucun
Musaraigne arctique	<i>Sorex arcticus</i>	Aucun
Musaraigne cendrée	<i>Sorex cinereus</i>	Aucun
Musaraigne de Gaspé	<i>Sorex gaspensis</i>	Susceptible d'être désignée menacée ou vulnérable
Musaraigne fuligineuse	<i>Sorex fumeus</i>	Aucun
Musaraigne longicaude	<i>Sorex dispar</i>	Susceptible d'être désignée menacée ou vulnérable
Musaraigne palustre	<i>Sorex palustris</i>	Aucun
Musaraigne pygmée	<i>Sorex hoyi</i>	Aucun
Zapodidés		
Souris sauteuse des bois	<i>Napaeozapus insignis</i>	Aucun
Souris sauteuse des champs	<i>Zapus hudsonius</i>	Aucun

Source des noms communs et scientifiques : Gouvernement du Québec (2022b).

1. Espèce introduite.

Le présent protocole ne vise pas les espèces comme la belette pygmée (*Mustela nivalis*), le petit polatouche (*Glaucomys volans*), le grand polatouche (*Glaucomys sabrinus*), l'écureuil roux (*Tamiasciurus hudsonicus*), l'écureuil gris (*Sciurus carolinensis*), le tamia rayé (*Tamias striatus*) et le tamia mineur (*Tamias minimus*), qui peuvent être piégés dans certains pièges destinés aux micromammifères, ni les chauves-souris.

Selon les espèces, la répartition des micromammifères peut être vaste ou très localisée. Il en est de même pour leur abondance, laquelle peut varier de quelques individus à quelques milliers de spécimens à l'hectare. Dans certains cas, leur abondance est sujette à des cycles s'étalant sur quatre années, notamment chez le campagnol à dos roux de Gapper (Cheveau et coll., 2004; Fauteux et coll., 2015). Les micromammifères jouent un rôle primordial dans l'écologie de plusieurs espèces. Étant à la base de la chaîne alimentaire, ils sont une proie très importante pour les carnivores et les prédateurs aviaires (Desrosiers et coll., 2002; Cheveau et coll., 2004). En raison de leur rôle écologique important, les micromammifères peuvent être de bons indicateurs du niveau d'intégrité écologique des habitats (Pearce et Venier, 2005). Ils dissimulent des réserves de nourriture sous les roches ou à l'entrée de leurs galeries et semblent utiliser des latrines, des comportements qui favorisent la dispersion des graines de certaines espèces végétales (Martin, 1971; Desrosiers et coll., 2002; Prescott et Richard, 2013).

Le ministère de l'Environnement, de la Lutte contre les changements climatiques, de la Faune et des Parcs (MELCCFP, ci-après nommé le Ministère) a mis sur pied une banque de données sur les micromammifères et les chauves-souris (MMACH) qui collige les informations existantes sur ces espèces. Celle-ci est liée au Centre de données sur le patrimoine naturel du Québec (CDPNQ) qui gère et diffuse les informations concernant les espèces menacées, vulnérables ou susceptibles d'être ainsi désignées. Cela permet, entre autres, d'orienter les projets de développement en tenant compte de la présence d'espèces en situation précaire sur le territoire.

Permis

La réalisation d'inventaires suivant le présent protocole requiert l'obtention d'un permis délivré à des fins scientifiques, éducatives ou de gestion de la faune (SEG) en vertu de l'article 47 de la Loi sur la conservation et la mise en valeur de la faune (RLRQ, c. C-61.1; ci-après LCMVF). La demande de permis SEG doit être adressée à la direction de la gestion de la faune (DGFa) concernée du Ministère (Gouvernement du Québec, 2022a; 2022c). La DGFa fera l'analyse de la demande et en déterminera l'acceptabilité.

Il est à noter que les permis SEG délivrés aux fins de gestion de la faune, en vertu de l'article 47 de la LCMVF, sont tarifés. Les permis délivrés à des fins scientifiques ou éducatives sont exclus de la tarification.

Le permis SEG permet à son titulaire de déroger à certaines dispositions de la Loi, pourvu qu'il se conforme aux conditions s'y rattachant. Tout manquement à l'une des conditions d'un permis SEG peut entraîner pour le titulaire des poursuites judiciaires et une amende.

Un projet qui implique la manipulation d'animaux peut également nécessiter un certificat de bons soins aux animaux (CBSA) délivré par un comité de protection des animaux (CPA) certifié par le Conseil canadien de protection des animaux (CCPA). Il existe des CPA dans la majorité des universités et plusieurs établissements d'enseignement postsecondaire. Le CCPA a classifié les manipulations possibles des animaux en catégories invasives A à E, selon le degré de stress, d'inconfort ou de douleur qu'elles génèrent. Pour savoir si un CBSA est nécessaire à votre projet, vous pouvez visiter la page Internet du Ministère¹. Il est à noter que si l'étude mène à la publication d'un article scientifique, un numéro de CBSA est habituellement requis (se renseigner auprès de la revue visée par la publication).

¹ <https://mffp.gouv.qc.ca/le-ministere/permis-autorisations/permis-SEG/>

Dans le cadre du présent protocole, un inventaire de micromammifères dans un contexte de gestion de la faune nécessite toujours un permis SEG (p. ex., évaluation environnementale nécessitant une autorisation). Cependant, selon le caractère invasif des manipulations sur les animaux, l'obtention d'un CBSA peut être une condition du permis SEG. Ainsi, le type d'engin de capture utilisé déterminera si un CBSA est requis ou non. L'utilisation de pièges à capture vivante (p. ex., cages de type Sherman) ne requiert pas de CBSA, car une procédure normalisée de fonctionnement (PNF) encadrant la capture vivante de micromammifères est prévue à court terme (Ministère des Forêts, de la Faune et des Parcs [MFFP], 2021a). Cependant, le chargé de projet devra expliquer les manipulations qu'il compte faire dans sa demande de permis SEG et l'analyste du Ministère pourra imposer des conditions au permis s'il le juge nécessaire. L'utilisation de pièges mortels de type *snap trap* (p. ex., pièges à souris de marque Victor) ne requiert pas non plus de CBSA, car une PNF encadrant la capture mortelle de micromammifères est également prévue à court terme (MFFP, 2021a). De la même manière, le chargé de projet devra expliquer son protocole lors de sa demande de permis SEG. Cependant, si l'utilisation de pièges-fosses est prévue, un CBSA est obligatoire, car il s'agit d'une méthode entraînant une mort lente (catégorie invasive E), acceptable seulement sous certaines conditions. Le chargé de projet devra alors justifier pourquoi cette technique est incontournable.

Le Ministère peut assortir un permis SEG de toute condition concernant la manière dont les données à des fins scientifiques, éducatives ou de gestion de la faune doivent être communiquées. Ainsi, le titulaire d'un permis SEG est dans l'obligation de rendre disponibles au Ministère les données brutes recueillies (coordonnées géographiques des stations, des captures et des observations, description du matériel et de la méthode de capture utilisés, nombre de spécimens par station, par date, par engin et par espèce, incluant les captures accidentelles) dans un fichier gabarit (de type Excel) fourni par le Ministère. Ces données pourront ensuite être intégrées dans la banque de données du Ministère (MMACH) et transmises au CDPNQ, afin qu'elles puissent être utilisées pour améliorer les connaissances à des fins de conservation des micromammifères.

Les dispositions du Règlement sur les animaux en captivité (RLRQ, c. C-61.1, r. 5.1) permettent certaines activités sans permis, notamment la capture à la main, avec une épuisette ou avec une cage de capture de petits mammifères indigènes. Quatorze espèces de petits mammifères peuvent être capturées pour être maintenues en captivité sous certaines conditions (Gouvernement du Québec, 2022d). Un maximum de 15 spécimens est autorisé et leur vente est non autorisée sans l'obtention préalable d'un permis. Pour les projets ne nécessitant pas de permis, le responsable de l'inventaire est tout de même invité à fournir les informations de captures afin d'améliorer les connaissances sur les micromammifères au Québec.

Objectifs

Ce protocole poursuit deux objectifs :

- Détecter les micromammifères afin de déterminer leur présence ou leur absence sur un site donné;
- Déterminer l'abondance relative des espèces.

Les contextes dans lesquels le protocole est utilisé sont les suivants :

- Acquérir des connaissances générales sur la répartition et l'abondance relative des espèces;
- Acquérir des connaissances spécifiques en vue d'établir le statut d'espèces en situation précaire;
- Acquérir des connaissances sur la physiologie et la génétique des espèces;
- Encadrer les inventaires dans le cadre de projets de recherche;
- Encadrer les inventaires de micromammifères dans le cadre d'évaluations environnementales lors de projets de développement.

Le présent document vise d'abord à fournir des lignes directrices afin de standardiser les techniques d'inventaire de micromammifères au Québec. Certains aspects éthiques sont abordés pour encadrer l'usage des pièges-fosses.

Notions d'écologie

Atlas des micromammifères du Québec

Depuis plusieurs années, le Ministère gère une base de données informatisée contenant des informations sur les captures et observations de micromammifères. À partir de ces données et des connaissances scientifiques connues sur ce groupe de mammifères, l'*Atlas des micromammifères du Québec* a été publié en 2002 (Desrosiers et coll., 2002)². Toute l'information sur les notions d'écologie des micromammifères de la province s'y trouve, sauf pour le rat noir et la musaraigne longicaude, cette dernière n'ayant pas été différenciée de la musaraigne de Gaspé à l'époque. Les aires de répartition des micromammifères sont mises à jour périodiquement et disponibles sur le site Internet Données Québec en format géomatique (Gouvernement du Québec, 2022e). L'Atlas présente des informations touchant différents thèmes, dont la morphologie, le régime alimentaire, l'habitat, le comportement, la reproduction, les prédateurs, et des renseignements complémentaires en lien avec les services écologiques rendus aux humains.

D'autres sources complémentaires peuvent être consultées comme Feldhamer et coll. (2003), Eder et Kennedy (2011), Prescott et Richard (2013) et Naughton (2016).

Cycle d'abondance et reproduction

Comme mentionné précédemment, certaines populations de petits rongeurs d'Amérique du Nord sont sujettes à des cycles d'abondance de quatre années (Cheveau et coll., 2004; Fauteux et coll., 2015), alors que d'autres, dont les musaraignes, connaissent plutôt des fluctuations irrégulières (Boonstra et Krebs, 2012). Cependant, la dynamique de population de nombreuses espèces est encore méconnue en raison du peu de suivis d'abondance à long terme réalisés jusqu'à maintenant. Mentionnons, à titre d'exemple, la seule étude sur le genre *Phénacomys* en Amérique du Nord (Sullivan et Sullivan, 2021). Chez les campagnols, les musaraignes et les taupes, la reproduction débute généralement au printemps (parfois en hiver) pour se prolonger jusqu'en automne. Chez les lemmings, la reproduction se produit surtout en hiver, sous la neige. Au cours de la période estivale, une à trois portées peuvent voir le jour selon les espèces (Desrosiers et coll., 2002). L'abondance des micromammifères forestiers atteint un sommet vers la fin de l'été et à l'automne (septembre), alors que les lemmings seront plus abondants au début de l'été, après la fonte des neiges.

Viabilité des occurrences

Les populations de micromammifères en situation précaire au Québec sont suivies par le CDPNQ (Gouvernement du Québec, 2022f) par l'intermédiaire des occurrences³. Les occurrences y sont colligées et analysées en termes de viabilité. La viabilité d'une occurrence est une estimation succincte de la probabilité de persistance de la population locale sur une échelle de 20 à 30 ans si les conditions actuelles s'y maintiennent. Elle est estimée par des facteurs qui sont limitants pour l'espèce dans la clé décisionnelle

² <https://mffp.gouv.qc.ca/nos-publications/atlas-micromammiferes-du-quebec/>.

³ Terme en usage dans le réseau de centres de données sur la conservation associés à NatureServe. Ce mot désigne un territoire (point, ligne ou polygone cartographique) abritant ou ayant jadis abrité un élément de la biodiversité. Une occurrence a une valeur de conservation (cote de qualité) pour l'élément de la biodiversité. Lorsqu'on parle d'une espèce, l'occurrence correspond généralement à l'habitat occupé par une population locale de l'espèce en question. Ce qui constitue une occurrence et les critères retenus pour attribuer la cote de qualité qui lui est associée varient selon l'élément de la biodiversité considéré. L'occurrence peut correspondre à une plage cartographique unique (ou point d'observation) ou à un regroupement de plusieurs plages rapprochées.

de NatureServe⁴ (Hammerson et coll., 2020). Parmi ces facteurs limitants, certains peuvent être déterminés par géomatique à l'échelle du paysage (p. ex., couverture forestière, activités agricoles, routes, lignes électriques), mais d'autres doivent être documentés sur le terrain lorsque l'information n'est pas disponible, est incomplète ou incohérente (p. ex., espèces exotiques envahissantes, abondance d'abris). C'est le cas notamment de nombreuses données de microhabitat dont la survie d'une population peut dépendre, mais pour lesquelles très peu d'information est disponible. Autant que possible, ces données doivent donc être recueillies par les équipes sur le terrain de façon à améliorer le suivi des populations et à documenter dans les occurrences les paramètres qui sont importants pour la survie de l'espèce.

Ainsi, pour les micromammifères, les données importantes à noter sont les suivantes :

- Présence de bois mort (abris et alimentation);
- Type de peuplement forestier (information disponible sur les cartes écoforestières);
- Classe de drainage naturel (information disponible sur les cartes écoforestières);
- Présence de strates herbacées et arbustives;
- Quantité de litière et d'humus au sol;
- Présence de trouées dans la canopée;
- Présence de sources alimentaires et d'hydratation.

Cette liste est inspirée des publications de Gasaway et coll. (1983), Bull et coll. (1986), Maser et coll. (1988), Walters (1991), Lundquist et Mariani (1991), Sullivan et coll. (2000), Bowman et coll. (2000), Sullivan et Sullivan (2001), Carey et Harrington (2001).

Menaces pesant sur les micromammifères

L'analyse des menaces du Ministère se base sur la *Classification standardisée des menaces affectant la biodiversité* (MFFP, 2021b) pour lesquelles des indicateurs concrets ont été identifiés afin de faciliter leur documentation sur le terrain. Comme pour l'analyse de la viabilité, de nombreux outils géomatiques permettent une analyse à l'échelle du territoire, mais plusieurs menaces doivent être documentées par des observations sur le terrain.

La documentation des menaces sur le terrain vise à reconnaître des enjeux pour l'espèce au cours des inventaires. De ce fait, l'observation des menaces dans le cadre des inventaires réguliers ne requiert pas d'analyse extensive, mais permettra d'identifier des besoins ponctuels d'actions de conservation et de brosser un portrait de la fréquence de ces menaces à travers les occurrences.

Plusieurs menaces planent sur les populations de micromammifères. Cependant, ces dernières ne sont pas toutes visibles sur le terrain (p. ex., utilisation de pesticides). Les menaces documentées par le protocole et le formulaire de terrain ne comprennent que celles pour lesquelles l'information terrain est essentielle et détectable. Elles ne nécessitent pas une recherche exhaustive; seules les menaces facilement identifiables et évidentes doivent être notées.

L'ouverture du couvert forestier associée à l'aménagement forestier ou à la mise en place d'infrastructures humaines représente une source potentielle de fractionnement des habitats qui peut avoir des impacts négatifs sur les populations de micromammifères. Des changements écologiques qui accompagnent ces activités anthropiques, tels que la perte d'habitat, l'effet de bordure et l'effet de barrière, peuvent causer une diminution de l'abondance et de la diversité des micromammifères.

Les menaces à répertorier sur le terrain sont décrites à l'aide d'indicateurs qui sont suivis sur le terrain, pendant l'inventaire (en bleu dans le tableau 2). Les menaces documentées par le protocole et le formulaire

⁴ NatureServe est un organisme non gouvernemental environnemental spécialisé dans la conservation de la nature. Cette organisation fait partie du Réseau de programmes et de centres d'information sur la conservation créé par The Nature Conservancy. Des centres existent aux États-Unis, au Canada, en Amérique du Sud et aux Caraïbes. Le CDPNQ est un membre actif de NatureServe.

de terrain ne comprennent que celles pour lesquelles l'information terrain est essentielle et détectable. Elles ne nécessitent pas une recherche exhaustive; seules les menaces facilement identifiables et évidentes doivent être notées.

Tableau 2. Menaces pesant sur les micromammifères et à répertorier sur le terrain à l'aide d'un indicateur

ID	Menace	Indicateur sur le terrain
1.1.1	Zones résidentielles et urbaines denses	
2.1.1	Agriculture de type annuelle (grandes cultures)	
2.1.2	Agriculture pérenne	
2.3.2	Élevage intensif extérieur (forte densité)	Élevage de bétail dont la densité dégrade le sol et l'hydrologie de l'habitat
3.2.2	Mines à ciel ouvert	
3.2.4	Récolte de la tourbe	Prélèvement commercial de la tourbe dans l'habitat
4.1.1	Routes	Blessure/mortalité liée à une collision avec un véhicule routier
4.1.2	Voies ferrées	Blessure/mortalité liée à une collision avec un train, individu prisonnier de la voie ferrée
4.1.4	Chemins forestiers	Blessure/mortalité liée à une collision sur un chemin forestier
5.3.1	Retrait total du couvert forestier	Coupe à blanc récente
5.3.2	Retrait partiel du couvert forestier	
5.3.3	Traitements d'éducation	
5.3.4	Régénération artificielle des peuplements	Régénération forestière homogène et monospécifique
5.3.5	Préparation de terrain après coupe	Préparation de sol après coupe incompatible avec les besoins de l'espèce (retrait des débris, compactage)
7.2.4	Drainage en milieu agricole	Canaux de drainage en milieu agricole, fossés drainant l'habitat
7.2.5	Drainage en milieu forestier	Canaux de drainage en milieu forestier, fossés drainant l'habitat
7.3.1	Artificialisation des berges	Berges artificialisées, murets de béton, enrochements
8.1.1.24	Chat domestique (<i>Felis catus</i>)	Présence ou indice de présence du chat domestique dans l'habitat
8.2.7	Ectoparasites	Présence d'ectoparasites sur l'individu (p. ex., sangsue, tique)
9.3.3	Herbicides et pesticides	Mortalité par des rodenticides
11.1.2	Décalage phénologique	
11.4.3	Changement graduel du régime des précipitations	

Tiré de MFFP (2021b).

Limites et mises en garde

Probabilité de détection

L'activité des micromammifères est variable et, comme pour de nombreuses espèces, elle dépend des saisons, des conditions climatiques et des habitats. La période, le type d'inventaire, les pièges utilisés et l'effort de capture doivent en tenir compte de manière à maximiser la détection (Otto et Roloff, 2011). Kirkland et coll. (1998) suggèrent de laisser les pièges actifs pendant 7 à 10 jours consécutifs afin d'inclure un ou plusieurs épisodes de précipitations au cours des inventaires. Selon les résultats obtenus par les travaux de ces auteurs, les taux de captures de micromammifères (particulièrement les musaraignes) sont en effet plus élevés lorsqu'une pluie survient pendant les premières heures suivant le coucher du soleil (période de grande activité de ces animaux). Otto et Roloff (2011) ont observé que la détection des musaraignes pygmées et cendrées et de la grande musaraigne était corrélée positivement avec l'augmentation des précipitations. Cette détectabilité est plus élevée lorsque 10 mm de précipitations sont observés sur une période de 24 heures. Toutefois, elle diminue lors d'événements de fortes précipitations ou de périodes de sécheresse. Habituellement, sous nos latitudes, un tel épisode de pluie surviendra au moins une fois par période de 10 jours. De plus, selon Kirkland et coll. (1998), la diversité d'espèces capturées est plus élevée lorsque la période de capture s'étend sur plus de 7 jours. Otto et Roloff (2011) et Fauteux et coll. (2013) ont observé que la détection des musaraignes pygmées et cendrées progresse dans la saison, soit vers la fin de l'été et l'automne.

De plus, il est également recommandé d'éviter d'effectuer les inventaires lors de périodes de pleine lune sans nuage (Kirkland et Sheppard, 1994). L'activité des micromammifères serait réduite lors de ces nuits claires en raison de leur plus grande vulnérabilité face aux prédateurs.

Otto et Roloff (2011) ont observé une probabilité de détection de plus de 15 % pour la grande musaraigne, la musaraigne pygmée et la musaraigne cendrée lorsque des clôtures de dérivation sont utilisées avec les pièges-fosses. D'ailleurs, Stromgren et Sullivan (2014) ont démontré qu'avec l'ajout de ces barrières le nombre d'individus et d'espèces capturés est supérieur en comparaison avec les captures faites par un piège-fosse sans clôtures.

Harkin et coll. (2019) font remarquer que de simples changements dans la méthode, comme le type de piège (p. ex., Havahart *versus* Sherman) ou le type d'appâts (beurre d'arachide, vers de farine, foie, produits commerciaux, etc.), peuvent modifier la probabilité de détection des espèces rares ou cryptiques.

Dans le cas de la détection d'une espèce en particulier, Otto et Roloff (2011) recommandent la mise en place d'une méthode unique de détection basée sur le comportement et l'écologie de l'espèce cible, contrairement à l'utilisation de plusieurs méthodes.

Puisque certains micromammifères présentent des cycles sur quatre ans (Cheveau et coll., 2004; Fauteux et coll., 2015), il est recommandé d'effectuer le piégeage sur quatre années consécutives. Ainsi, si le projet vise à détecter une espèce rare, cette durée permettra d'inventorier les micromammifères sur l'ensemble du cycle d'abondance en augmentant la probabilité de détecter l'espèce recherchée.

Aspects éthiques liés à l'utilisation des pièges-fosses

Problématique

L'étude des micromammifères, notamment les musaraignes, suscite des débats éthiques (Powell et Proulx, 2003; Animal Ethics Infolink [AEI], 2020), car bien souvent il est difficile de les maintenir en vie lorsqu'ils sont capturés. En effet, les musaraignes ont un métabolisme très élevé qui les oblige à se nourrir très fréquemment (Platt, 1974). Ce sont des insectivores, mais certaines espèces peuvent aussi être carnivores à l'occasion (Prescott et Richard, 2013). Il est donc relativement difficile de leur offrir une source de

nourriture adéquate en situation de capture. De plus, les musaraignes piégées se livrent souvent au cannibalisme entre individus (Babcock, 1914). Leur capture vivante est donc un défi et demande une logistique contraignante et coûteuse.

Par ailleurs, pour différencier la majorité des espèces de musaraignes, y compris les espèces en situation précaire comme la musaraigne de Gaspé et la musaraigne longicaude, il faut avoir recours à l'utilisation d'une clé d'identification qui requiert des mesures morphométriques (taille du crâne, forme des dents, etc.; Lupien, 2001) impossibles à relever chez un animal vivant. Ainsi, pour les études qui demandent l'identification de l'individu à l'espèce, il est nécessaire de sacrifier celui-ci, à moins d'utiliser des techniques non invasives comme l'identification à partir des caractéristiques physiques des poils (McCleery et coll., 2021) ou l'extraction de l'ADN des tissus (Tessier et Lapointe, 2002) ou des poils, qui induisent un délai dans l'identification des espèces présentes.

En raison de ces contraintes, le piège-fosse est utilisé depuis plusieurs années pour la capture de ce type de mammifère. Selon la littérature scientifique, il demeure le seul engin permettant d'avoir une estimation valide de l'abondance des musaraignes (Pucek, 1969). Ce type de piège provoque la mort de l'animal par noyade, ce qui permet de récupérer celui-ci dans un état adéquat de conservation pour son identification (Powell et Proulx, 2003). De plus, les utilisateurs de ce type de piège avancent comme argument que, de toute façon, la musaraigne piégée par un autre moyen est très souvent retrouvée morte, que ce soit par déshydratation, inanition, ou encore victime de cannibalisme ou des variations de température, ce qui n'est pas nécessairement une mort plus éthiquement acceptable que la noyade. Cependant, l'American Veterinary Medical Association (AVMA) a publié un document de référence qui classe la noyade comme une méthode d'euthanasie inacceptable (AVMA, 2013). Ce document est cité en référence par le CCPA dans ses lignes directrices sur l'euthanasie (CCPA, 2010). Certains comités de protection des animaux (CPA) ont donc suivi cette recommandation et ont refusé d'approuver l'utilisation des pièges-fosses, jugeant cette méthode de capture inacceptable.

Recommandations du CPA du Ministère

Selon le CPA du Ministère, dans les études impliquant l'utilisation d'animaux en science, il convient autant que possible de choisir la technique la moins invasive qui répond aux objectifs de l'étude. Les techniques létales sont à éviter si une technique alternative existe et représentent donc seulement un dernier recours. De plus, au sein des techniques létales, celles qui utilisent des méthodes éthiques (sans douleur et sans détresse) sont à favoriser.

Pour les études impliquant des micromammifères, il convient de se demander si l'identification à l'espèce est essentielle. Si ce n'est pas le cas, des techniques alternatives aux pièges-fosses sont disponibles, telles que les suivantes :

- Piège photographique (photo ou vidéo) et identification visuelle (non invasif);
- Piège à capture vivante, nécessitant des visites très fréquentes (idéalement toutes les 4 à 6 heures pendant la nuit [Services, Engineering, Response and Analytical Services (SERAS), 2003] pour assurer près de 100% de survie, ou minimalement toutes les 12 heures [une visite le jour et une la nuit], ainsi que l'ajout de matériel pour faciliter la survie de l'animal (boule de coton, hydratation [p. ex., morceau de pomme, vers de farine morts réhydratés], etc.), avec ou sans marquage des animaux (invasif).

Cependant, si l'identification précise à l'espèce est nécessaire, les techniques disponibles sont les suivantes :

- Pièges à ressorts (*snap traps*; p. ex., piège Victor) (méthode létale, acceptable d'un point de vue éthique [mort immédiate]);
- Pièges à capture vivante, avec euthanasie post-capture approuvée éthiquement;
- Pièges-fosses (méthode létale, mais discutable sur le plan éthique [noyade : mort lente]).

Dans ses lignes directrices sur l'euthanasie, le CCPA mentionne :

« Dans certains cas, les méthodes utilisées pour l'euthanasie sont employées afin de conserver une compatibilité avec les résultats de recherche publiés antérieurement. La justification pour l'utilisation continue de toute méthode d'euthanasie devrait être examinée par le CPA, en collaboration avec le chercheur et le vétérinaire traitant. Dans les cas où des méthodes moins cruelles deviennent disponibles, ces dernières devraient être étudiées afin d'évaluer leur compatibilité avec les objectifs scientifiques de l'étude. » (Tiré de CCPA, 2010)

En l'absence d'autres techniques abordables et valables scientifiquement, le CPA du Ministère peut approuver les pièges-fosses comme méthode d'inventaire des musaraignes. Cependant, chaque demande sera évaluée selon des conditions précises et devra présenter une solide justification.

Solution pour remplacer les pièges mortels : le piège à poils?

Comme on l'a vu précédemment, la capture mortelle des animaux peut poser un problème éthique, notamment pour les musaraignes qui subiront une mort lente par noyade, créant de la détresse chez l'animal (Ludders et coll., 1999; Bluett, 2001; Pocock et Jennings, 2006), et pour les espèces rares ou en situation précaire qui font l'objet de mesures de conservation. Récemment, de nouvelles méthodes d'inventaire indirectes ont été testées sur les petits mammifères comme la détection de pistes et les pièges à poils (Bertolini et coll., 2009; Reiners et coll., 2011; Barja et coll., 2016; McCleery et coll., 2021). Différentes études ont évalué l'efficacité des pièges à poils pour répertorier les espèces présentes (Harris et Nicol, 2010; Chiron et coll., 2018). Des études ont effectivement démontré que les pièges à poils sont aussi efficaces que les captures par piège (mortel ou vivant) pour détecter la présence d'individus (Suckling, 1978; Pocock et Jennings, 2006; Mortelliti et Boitani, 2007; Finnegan et coll., 2007; Barja et coll., 2016; Chiron et coll., 2018), détectant même dans certains cas un plus grand nombre d'espèces (Pocock et Jennings, 2006; Finnegan et coll., 2007; Chiron et coll., 2018). En fait, les bandes collantes utilisées comme pièges à poils seraient plus sensibles pour détecter le passage des individus qu'un piège mortel ou un piège à contention dont la détente n'est pas assez sensible pour les individus trop légers. Selon Berolino et coll. (2009), les pièges à poils peuvent représenter une méthode rapide et efficace pour déterminer la distribution et la présence d'espèces peu fréquentes, en situation précaire, nomades ou à faible densité.

Cette méthode novatrice et non invasive est à l'étude par le Ministère et les résultats obtenus feront l'objet de recommandations quant à son adoption ou non pour la réalisation d'inventaires au Québec. Advenant une recommandation positive, son utilisation fera l'objet d'une introduction progressive afin de permettre aux partenaires et aux consultants de se familiariser avec cette méthode et les outils d'identification développés (identification à l'espèce par l'observation visuelle des caractéristiques physiques des poils ou par des analyses de l'ADN contenu dans les poils).

Piégeage en milieu nordique

Pour les activités de piégeage de micromammifères en milieu nordique, notamment pour les études sur les lemmings, il est recommandé d'appliquer les directives proposées dans le protocole du Centre d'études nordiques de l'Université Laval intitulé *Technical manual for sampling small mammals in the Arctic – Version 1* (Cadieux et coll., 2015).

Zoonoses liées aux rongeurs

Les zoonoses sont des maladies transmises à l'homme par les animaux. Il existe plusieurs zoonoses qui peuvent être transmises directement par les micromammifères, soit par contact avec leurs fèces et leur urine, soit par morsure ou simplement par contact direct avec l'animal. Il est important que le manipulateur des animaux connaisse les risques auxquels il peut être exposé et les moyens de les prévenir. Il est

essentiel que les responsables des projets où on manipule ces animaux soient informés de ces risques et fournissent la formation et les équipements de protection nécessaires aux manipulateurs.

Plusieurs espèces de petits rongeurs présents naturellement au Québec peuvent transmettre des bactéries par l'intermédiaire de leur urine ou de leurs fèces. Ces contaminants seront présents sur les animaux et dans leurs cages et milieux de vie. Parmi les zoonoses d'importance qui peuvent se transmettre de cette façon, mentionnons la leptospirose, la salmonellose, la campylobactériose, la giardiose et la coxiellose (fièvre Q) (Jahan et coll., 2021).

Les hantavirus sont présents dans le monde entier, et la distribution de ces virus est limitée à l'habitat de leurs hôtes, des rongeurs (Gouvernement du Canada, 2015). Au Québec, la souris sylvestre est connue pour être un vecteur de l'infection à hantavirus (Prescott et Richard, 2013). La transmission s'effectue principalement par l'inhalation d'un aérosol de gouttelettes d'urine, de salive ou de sécrétions respiratoires de rongeurs infectés ou d'un aérosol de particules de matières fécales, de poussières ou d'autres matières organiques porteuses du virus infectieux (Gouvernement du Canada, 2015). La transmission peut également se faire par la morsure d'un rongeur, l'ingestion d'eau ou d'aliments contaminés et le contact direct de lésions cutanées ou de muqueuses avec le virus infectieux. Le taux de mortalité chez les humains est de 30 % pour les virus trouvés en Amérique (Gouvernement du Canada, 2015). La majorité des infections à hantavirus frappent les hommes et les individus de 20 à 40 ans. Les trappeurs, les chasseurs, les travailleurs forestiers, les fermiers et les militaires présentent un risque accru de contracter la maladie (Gouvernement du Canada, 2015) en raison de leur proximité avec les micromammifères (p. ex., camps de chasse et de trappe, bâtiments agricoles). Les biologistes et techniciens de la faune font également partie de ce groupe à risque.

L'échinococcose est une maladie transmise à l'humain par l'hôte définitif de la maladie qui est un animal d'espèce canine ou féline : chiens, chats (surtout lorsqu'ils sont sauvages) et renards. Dans les faits, le renard est l'hôte principal du ver adulte, hébergé dans son intestin grêle. Les renards sont contaminés par les rongeurs. La maladie se transmet par un contact direct avec l'animal. Le port des gants et le lavage des mains sont des moyens efficaces pour prévenir la maladie.

La tularémie est une maladie causée par la bactérie *Francisella tularensis*. Elle touche surtout les lièvres et les rongeurs. La tularémie peut être transmise à l'humain et causer des problèmes cutanés, digestifs ou respiratoires. Elle se transmet principalement entre les animaux par l'intermédiaire de piqûres de tiques contaminées, mais aussi d'autres invertébrés comme les puces et les mouches à chevreuil. Le contact avec un animal infecté, sa carcasse ou directement par les piqûres de tiques peuvent être une source de contamination pour l'humain. Le port de gants, le lavage des mains et la désinfection du matériel sont des moyens de prévention de la maladie (Gouvernement du Québec, 2022g).

Prévention de la propagation des maladies

Compte tenu de la présence possible de zoonoses chez les micromammifères, il est conseillé de toujours manipuler les spécimens avec des gants à usage unique. Il est primordial d'éviter les morsures ainsi que tout contact direct avec un rongeur sauvage, ses fluides et ses fèces. Dans le cas de la souris sylvestre (et de la souris à pattes blanches étant donné sa ressemblance avec la précédente) (genre *Peromyscus*), il est également conseillé de porter un masque antipoussière comme mesure de prévention contre le hantavirus (voir la section « Limites et mises en garde ») si vous travaillez dans un endroit fermé. Pour éviter la transmission de pathogènes, un coéquipier devrait manipuler les pièges et les animaux récoltés et un autre, prendre les notes et préparer les sacs de récoltes. Le lavage fréquent des mains avec du savon ou un désinfectant est aussi fortement recommandé.

Entretien des pièges

Après chaque campagne de piégeage, il importe de bien nettoyer les engins de capture. Des pièges sales fonctionnent moins bien et dégagent de mauvaises odeurs lorsqu'ils sont entreposés. C'est également une

mesure de prévention contre les zoonoses et contre la transmission des maladies et des parasites entre les individus.

Lors de la manipulation de pièges sales, il est recommandé de porter des gants à usage unique. Laver les pièges à l'eau chaude à l'aide d'une brosse est une manière simple et peu coûteuse permettant de prévenir des problèmes de santé et de sécurité au travail. Si les pièges doivent être remisés pour une longue période, il faut ajouter une solution d'eau de Javel à 10 % à l'eau de nettoyage afin de bien les désinfecter (trempage de 10 minutes); le chlore s'évaporerait avant la prochaine séance de piégeage. On doit aussi rincer les pièges après le lavage et les faire sécher au soleil. Enfin, les pièges doivent être remisés dans un endroit sec pour éviter l'apparition de rouille.

Méthodologie

Avant le début des travaux, il est recommandé de faire approuver la méthodologie par la DGFa où se déroule le projet (Gouvernement du Québec, 2022a). Le tableau 3 présente un processus pour le choix de la méthode d'inventaire la mieux adaptée selon le type de projet.

Tableau 3. Processus pour le choix de la méthode d'inventaire selon le type de projet

Type de projet	Rang de préférence	Catégorie invasive	Méthode à privilégier
Détection – Identification à l'espèce	1	Invasif mortel (mort immédiate)	Pièges à ressorts (<i>snap traps</i>)
	2	Invasif mortel (mort par noyade)	Pièges-fosses remplis d'eau ou d'éthanol et d'huile
Détection du genre	1	Non invasif	Pièges photographiques (identification visuelle)
	2	Invasif, mais vivant	Pièges à capture vivante avec appât et eau (idéalement, visites toutes les 4 à 6 heures pendant la nuit ou visites toutes les 12 heures, une la nuit et une le jour)
Densité d'une population par capture-marquage-recapture	1	Invasif, mais vivant	Pièges à capture vivante avec appât et eau (idéalement, visites toutes les 4 à 6 heures pendant la nuit ou visites toutes les 12 heures, une la nuit et une le jour) et marquage (invasif)
Abondance relative – Identification à l'espèce (nombre d'individus/piège/nuit)	1	Invasif mortel (mort immédiate)	Pièges à ressorts (<i>snap traps</i>)
	2	Invasif mortel (mort par noyade)	Pièges-fosses remplis d'eau ou d'éthanol et d'huile

Aucun piège ne capture toutes les espèces, tous les sexes ou toutes les classes d'âge au sein d'une communauté avec une probabilité égale (Smith et coll., 1975). Les techniques et les engins de piégeage utilisés lors des inventaires de micromammifères dépendent des objectifs poursuivis (McCleery et coll., 2021). Lorsque l'étude vise seulement à déceler la présence d'espèces sur un site en particulier en vue de préciser leur répartition territoriale, plusieurs options peuvent être envisagées, dont les pièges photographiques, les pièges à poils et les pièges mortels. Les pièges à poils, moins invasifs, permettent une identification des spécimens à l'espèce⁵, ce qui nécessite toutefois une main-d'œuvre spécialisée dans

⁵ Un projet de recherche est en cours pour déterminer si cette méthode est efficace avec les espèces de micromammifères du Québec. Advenant le cas, le protocole fera l'objet d'une mise à jour pour ajouter une section sur les pièges à poils.

l'identification des poils à l'aide de la clé d'identification (McCleery et coll., 2021). L'utilisation de pièges mortels est relativement populaire vu leur efficacité et leur facilité de transport et d'installation, mais ils entraînent la mort de nombreux individus qui pourrait être évitée en adaptant le design expérimental en conséquence. Ils permettent aussi de bien s'assurer de l'identification des spécimens avec les clés se basant sur les structures crâniennes et dentaires de Lupien (2001; 2002) et de Fauteux et coll. (2014). Cependant, si l'étude a comme objectif d'établir la densité de population d'une espèce dans un secteur donné, ou encore de connaître l'étendue du domaine vital, ou si elle vise une espèce en voie d'extinction, l'utilisation de pièges à capture vivante est de mise (McCleery et coll., 2021). Il devient alors possible de marquer les individus et de les relâcher.

Matériel

Voici le matériel nécessaire au bon déroulement d'un inventaire de micromammifères à l'aide de pièges, sans toutefois qu'on soit obligé de s'y limiter :

- Carnet de note et crayons;
- Guide d'identification;
- Formulaire de prise de données (papier ou électronique);
- Cellulaire ou tablette pour le formulaire électronique;
- Récepteur GPS et piles de rechange;
- Appareil photo;
- Ruban à mesurer de 10 m ou topofil forestier;
- Boussole;
- Gants à usage unique et masques anti-poussière;
- Appâts;
- Balance adaptée au poids des micromammifères (en grammes; 0-25 g, 0-50 g, 0-100 g, 0-500 g pour les rats);
- Pièges et accessoires en quantité suffisante (selon les objectifs de l'étude, voir les sous-sections suivantes);
- Ruban de marquage;
- Sacs ZiplocMC et marqueurs permanents;
- Désinfectant ou eau et savon pour les mains.

Pièges photographiques

Les pièges photographiques (figure 1), ou appareils photos à déclenchement programmé ou automatique (*camera traps*), sont des outils de plus en plus populaires qui permettent aux chercheurs de répondre à une vaste gamme de questions allant du comportement à la dynamique des populations d'espèces fauniques, et ce, sans trop de perturbations, d'efforts et de coûts (O'Connell et coll., 2011; McCleery et coll., 2014; 2021). Toutefois, des auteurs mentionnent que ces appareils peuvent influencer le comportement des animaux (Caravaggi et coll., 2020). Certains modèles de piège photographique offrent deux modes de déclenchement, soit le déclenchement provoqué par le mouvement ou le déclenchement systématique à intervalles réguliers (*timelaps*). Des leurres olfactifs et des appâts qui attirent les espèces fauniques peuvent être utilisés pour favoriser la capture photographique (Dubé, 2021).

Il faut aussi prendre en compte qu'il est facile d'obtenir une grande quantité de données à analyser à l'ordinateur, mais que leur analyse peut devenir coûteuse en temps-personne. Toutefois, certains logiciels facilitent le tri et l'analyse des images (McCleery et coll., 2021). Pour plus d'informations, Young et coll. (2018) présentent une revue de la littérature sur les outils d'analyse disponibles sur le marché.



Tirée de www.Reconyx.com.

Figure 1. Exemple de piège photographique

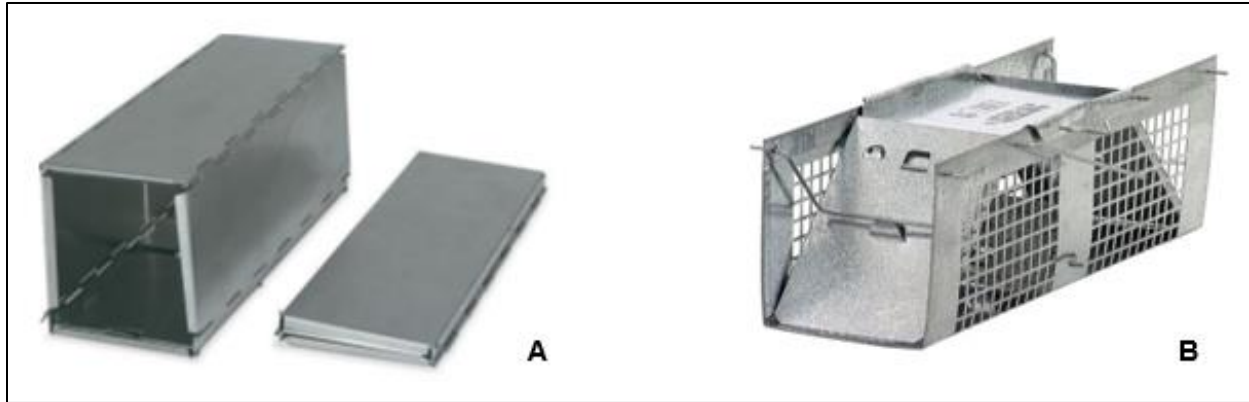
Cette technologie est maintenant relativement répandue et est utilisée pour étudier un grand nombre d'espèces (O'Connell et coll., 2011; Rovero et Zimmemermann, 2016), notamment les micromammifères (Meek et Fleming, 2015; Pesaturo, 2018; McCleery et coll., 2021). Le Ministère utilise ce type de piège pour les grands mammifères dans le cadre du suivi de la biodiversité du Québec (Dubé, 2021) et pour les inventaires de micromammifères où le nombre d'espèces est relativement faible, par exemple dans le nord du Québec (projet sur la belette pygmée [*Mustela nivalis*], notamment). Dans le sud, l'identification des individus devrait cependant s'arrêter au genre dans certains cas comme les musaraignes, ou la souris sylvestre et la souris à pattes blanches qui présentent des caractéristiques externes similaires (Prescott et Richard, 2013).

Avec l'utilisation d'appâts soigneusement déposés au sol et un dispositif photographique bien orienté, il est possible d'utiliser des pièges photographiques de manière efficace. Tennant et coll. (2020) recommandent l'utilisation de pièges photographiques pour effectuer des inventaires visant la détection de musaraignes (sans toutefois se rendre à l'identification à l'espèce). Toutefois, les pièges photographiques doivent être modifiés avec une distance focale rapprochée (30-40 cm) pour permettre d'obtenir des gros plans des individus en vue de leur identification à l'ordinateur. Le problème majeur est que des modifications aux caméras doivent être apportées par le fabricant. Une solution peu coûteuse est d'ajuster la distance focale en ajoutant une lentille dioptré +2 en face de la caméra.

Pièges à capture vivante

Pièges Sherman et Havahart

Le piège de type Sherman (figure 2A) est le plus fréquemment utilisé au Québec lorsque l'étude nécessite de conserver les spécimens capturés vivants. Le piège Havahart (figure 2B) est une option également valable. Ces pièges peuvent être appâtés avec du beurre d'arachide, par exemple.

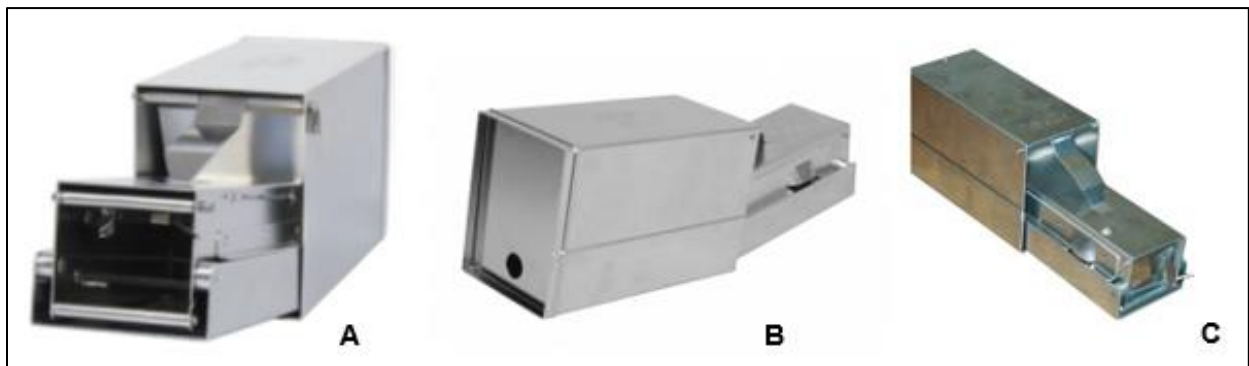


Tirées de www.forestry-suppliers.com.

Figure 2. Exemples de pièges à capture vivante : A) piège Sherman (déployé et plié pour le transport), B) piège Havahart

Pièges Longworth/Little Critter

Les pièges à capture vivante habituellement utilisés pour la capture de rongeurs ne sont pas adaptés pour les musaraignes, car leur faible poids ne permet généralement pas de déclencher le dispositif. Pour pallier cette difficulté, des pièges Longworth/Little Critter (figure 3) avec une ouverture qui restreint l'entrée aux seules musaraignes et évite la capture de rongeurs, plus gros, peuvent être utilisés. Ces pièges ont aussi l'avantage de pouvoir être appâtés avec de la nourriture adaptée (p. ex., ver de farine [*Tenebrio molitor*] vivant ou mort et réhydraté, boulette de viande hachée, morceau de foie, flocons d'avoine, sardines à l'huile, etc.) et l'hydratation peut être fournie par une ouate imbibée d'eau. Par contre, quelques études mentionnent que les musaraignes piégées dans ce type de pièges finissent souvent par mourir (Getz 1961; Greenberg et coll., 2007; Shonfield et coll., 2013).



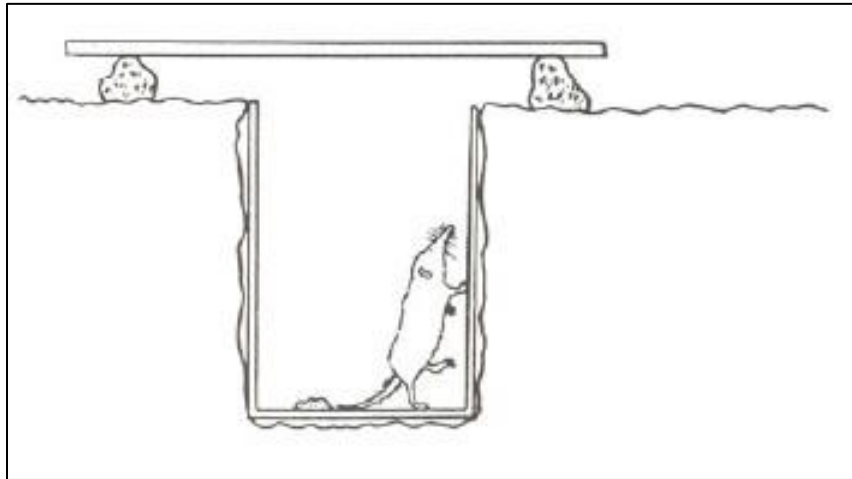
A et B) Tirées de www.nhbs.com.

C) Tirée de <http://www.rogersmanufacturing.com/>.

Figure 3. Pièges pour musaraignes : A) modèle européen Longworth, B) Longworth avec petit trou à l'arrière spécifiquement pour les musaraignes, C) modèle canadien Little Critter

Pièges-fosses secs

Ce type de piège est habituellement déployé avec des barrières de dérivation qui amènent les individus à tomber dans le fond d'un récipient enfoncé dans le sol. Il est possible de perforer le piège afin que toute accumulation d'eau de pluie s'en échappe naturellement ou d'installer une protection contre les précipitations (figure 4). Ce piège peut être appâté ou non (Powell et Proulx, 2003). Cependant, compte tenu de la rapidité du métabolisme des musaraignes, de tels pièges entraînent souvent la mort des animaux par déshydratation ou inanition. Lors de captures multiples (ce qui est assez fréquent chez les musaraignes), on observe souvent du cannibalisme entre les individus (Babcock, 1914). Dans tous ces cas, cette mort n'est pas acceptable d'un point de vue éthique (Powell et Proulx, 2003). Dans le cas où l'identification à l'espèce se fait à l'aide des mesures morphométriques, la manipulation et l'euthanasie des individus doivent se faire sur le terrain par des méthodes reconnues par le CCPA (pour éviter les manipulations des individus, l'usage de pièges mortels est préférable). Si les pièges ne sont pas visités fréquemment, il y a également un risque que les individus pris au piège soient dévorés par un prédateur.



Tirée de Hoekstra et coll. (1977).

Figure 4. Piège-fosse sec avec un couvert contre les précipitations

Précaution à prendre avec les pièges à capture vivante

La plupart du temps, les pièges à capture vivante sont utilisés dans un contexte de bien-être animal. Toutefois, si ces pièges ne sont pas bien utilisés, ceux-ci peuvent causer de la détresse aux individus capturés, car ils entraînent souvent des mortalités (McCleery et coll., 2021), précédées d'une longue agonie. Selon la durée de rétention dans le piège et les conditions environnementales rencontrées, les animaux vivent un stress important dû à la captivité, souffrent souvent du froid ou de la chaleur, sont victimes de déshydratation et de la faim. De plus, l'identification des espèces capturées vivantes puis relâchées devrait être réalisée par des personnes expérimentées, car les risques d'erreur lors de l'identification visuelle sont élevés.

Les pièges à capture vivante doivent être visités 2 fois par jour minimalement et toutes les 4 à 6 heures la nuit pour les musaraignes (minimalement toutes les 12 heures), en particulier si les variations de température sont importantes (Powell et Proulx, 2003; SERAS, 2003). Leur emplacement doit éviter l'exposition au soleil. La température nocturne doit également être prise en compte pour éviter les nuits froides. Dans tous les cas, un micromammifère qui garde son poil au sec saura survivre au froid tant qu'il aura assez de nourriture. Ainsi, dans le cas de fortes pluies, les pièges devraient être fermés.

Les pièges doivent contenir du matériel (laine, coton) pour que l'animal capturé puisse s'abriter, de la nourriture et du liquide pour s'hydrater (p. ex., morceau de pomme pour les rongeurs). En ce qui concerne les insectivores, il n'y a malheureusement pas de moyen efficace pour les nourrir pendant la captivité, d'où

l'importance de relever les pièges souvent. Ce groupe a un métabolisme très élevé qui rend les individus vulnérables à ce type de capture et de manipulation pour l'identification et le marquage.

Le choix de l'appât ne doit pas être négligé, car un appât trop riche en eau forcera l'animal à uriner beaucoup dans le piège, ce qui augmente le risque qu'il se mouille le poil. En cas de pelage humide, le risque d'hypothermie augmente très rapidement. Un morceau de pomme de 2 x 2 cm est largement suffisant pour abreuver un petit rongeur pendant 12 heures. Le reste de l'appât devrait être sec et protéiné, tel que du beurre d'arachide ou des vers de farine. Dans le cas des musaraignes, mieux vaut fournir un appât d'insecte ou de viande humide afin de fournir l'eau et la nourriture en même temps.

Pièges mortels

Pièges à ressort

Les pièges mortels le plus souvent utilisés sont les pièges à ressort (p. ex., pièges Victor; figure 5). Les pièges à ressort (*snap traps*) sont fréquemment utilisés pour la capture des petits rongeurs lors des inventaires de micromammifères. Ces pièges ne sont pas bien adaptés à la capture des musaraignes qui sont souvent trop légères pour déclencher le mécanisme. De plus, l'appât couramment utilisé (beurre d'arachide) n'est pas attirant pour un insectivore, comme les musaraignes, quoiqu'il arrive que ces dernières y soient piégées. Les pièges Museum Special peuvent être utilisés pour garder les crânes intacts.



Tirées de www.victorpest.com.

Figure 5. Exemples de pièges mortels à ressort de marque Victor

Pièges-fosses

À l'heure actuelle, le piège-fosse est l'outil le plus efficace pour capturer les musaraignes (McCleery et coll., 2021). En général, ce piège est composé d'un contenant de plastique (ou en métal) de 2 litres enfoncé dans le sol jusqu'à égalité du rebord (figure 6). Lorsque la nappe phréatique est près de la surface du sol, il est recommandé de fixer les fosses à l'aide de piquets de métal (p. ex., piquets de tente) ou de branches afin d'éviter que la pression d'eau ne les fasse ressortir. Il est également nécessaire d'ajouter de l'eau dans

les contenants (10 cm d'épaisseur) afin de provoquer la noyade des spécimens capturés. On peut pratiquer des trous dans les parois des fosses au-delà du 10 cm d'eau afin de permettre au surplus d'eau de s'écouler advenant des pluies abondantes. De tels trous ne doivent toutefois pas être percés si la nappe phréatique environnante est élevée (Kirkland et Sheppard, 1994), ce qui remplirait le contenant et permettrait aux animaux de sortir du récipient.



Figure 6. Exemple de piège-fosse sans clôtures de dérivation

Le piège-fosse est souvent utilisé de pair avec un ou deux pièges à ressort afin d'augmenter les possibilités de capture de musaraignes. En effet, ces dernières, en raison de leur taille et de leur régime alimentaire (insectivore), sont plus difficilement capturées avec des pièges à ressort.

Bien qu'il soit possible d'utiliser le piège-fosse seul, on peut accroître son efficacité en ajoutant, de part et d'autre, de petites clôtures de dérivation qui vont conduire l'animal vers le contenant (Otto et Roloff, 2011; figure 7). On peut utiliser, par exemple, des bordures de gazon en plastique de 15 cm de hauteur vendues en sections qui s'emboîtent les unes dans les autres. La longueur de ces barrières de dérivation peut varier, mais habituellement 60 cm de chaque côté de la fosse suffisent pour en augmenter l'efficacité.

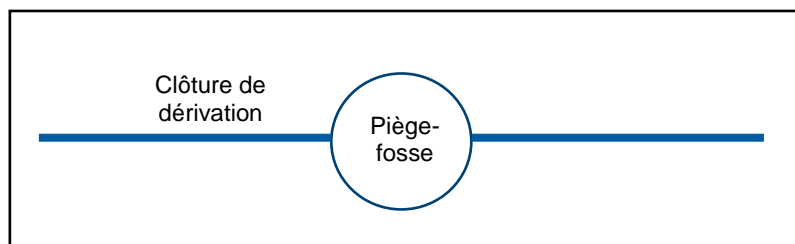


Figure 7. Vue en plan d'un piège-fosse avec clôtures de dérivation

Une variante du piège-fosse rempli avec de l'eau peut être envisagée : il s'agit du même contenant, cette fois rempli de quelques centimètres d'éthanol, recouvert d'une couche d'huile végétale en surface (pour

éviter l'évaporation de l'éthanol). Le coefficient de portance de l'éthanol étant moindre que celui de l'eau, le micromammifère qui tombe dans le piège ne peut se maintenir à la surface en nageant et coule immédiatement au fond du récipient (Szinwelski et coll., 2012; 2013). La mort par noyade s'avère donc de courte durée contrairement à ce qui arrive avec un piège-fosse rempli avec de l'eau, le temps de noyade étant supérieur à trois minutes dans ce cas (Powell et Proulx, 2003). Il est à noter que les contraintes logistiques de ce type de piège ont jusqu'à présent limité son emploi. Parmi ces contraintes, mentionnons les suivantes :

- Environnementale et logistique : un récipient rempli d'éthanol représente un risque de contamination de l'environnement et nécessite une communication avec des responsables de l'environnement. Il faut de plus récupérer l'éthanol et l'huile utilisés à la fin du projet, de même que séparer l'huile de l'éthanol pour la récupération adéquate des fluides utilisés.
- Légale : l'éthanol est considéré comme une marchandise dangereuse et le Règlement sur le transport des marchandises dangereuses (DORS/2001-286) encadre son transport dans un véhicule motorisé.

Disposition des pièges

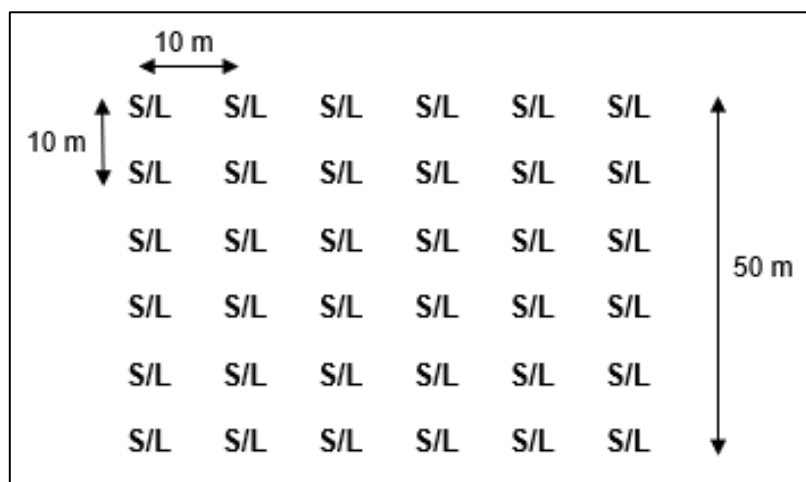
Lors d'une campagne de piégeage de micromammifères, les engins de capture peuvent être installés en grille ou en transect linéaire.

Grilles

Les grilles consistent en une série de lignes de pièges parallèles espacées d'une distance définie, chaque ligne ayant le même nombre de pièges (SERAS, 2003). Une façon de disposer les engins de capture consiste à établir une grille de pièges selon les patrons suivants :

Captures vivantes

- Établir 6 transects parallèles de 50 m de long chacun et espacés de 10 m (figure 8). Le long de chaque transect, installer 2 pièges Sherman ou Longworth, ou une combinaison des deux, à tous les 10 m, soit 12 pièges par transect pour un total de 72 pièges par grille. Il est également possible, selon le type d'étude, d'ajouter ou de remplacer ces pièges par des pièges photographiques.

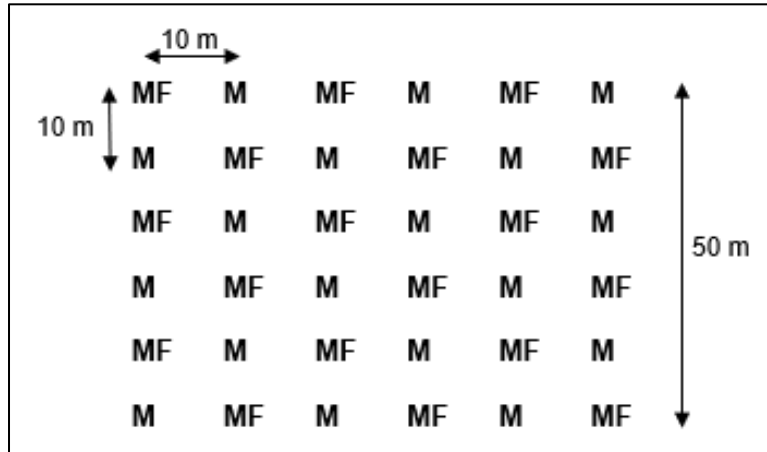


Légende : S/L = 2 pièges Sherman/Longworth

Figure 8. Exemple de grille standard de piégeage de micromammifères (captures vivantes)

Captures mortelles

- Établir 6 transects parallèles, de 50 m de long chacun, espacés de 10 m (figure 9). Le long de chaque transect, installer 2 pièges à ressort à tous les 10 m, soit 12 pièges par transect pour un total de 72 pièges par grille. À ce dispositif, ajouter 18 pièges-fosses (s'ils sont autorisés) intercalés à tous les 20 m le long de chaque transect.



Légende : M = 2 pièges à ressort, F = 1 piège-fosse

Figure 9. Exemple de grille standard de piégeage de micromammifères (captures mortelles)

Transects linéaires

Le transect linéaire est constitué de pièges disposés à des distances définies le long d'une seule ligne droite ou sinueuse d'une longueur de 320 m. Cette méthode est utile pour le piégeage en bordure des habitats (écotones), le long des cours d'eau ou sur des sites avec un habitat fragmenté où une grille ne peut pas être établie (SERAS, 2003), ou encore lorsqu'on veut traverser une série d'habitats différents. On peut établir plusieurs transects linéaires dans une même aire d'étude selon la variabilité des habitats présents et la superficie de l'aire d'étude.

Captures vivantes

Avec des pièges à capture vivante, on établit un transect linéaire de 320 m le long duquel on installe une station de piégeage composée de deux pièges Sherman ou Longworth, ou d'un piège de chaque type, à tous les 10 m, selon la séquence suivante :

- Station 1 (0 m) : 2 pièges Sherman/Longworth
 - Station 2 (10 m) : 2 pièges Sherman/Longworth
 - Station 3 (20 m) : 2 pièges Sherman/Longworth
 - Station 4 (30 m) : 2 pièges Sherman/Longworth
 - Station 5 (40 m) : 2 pièges Sherman/Longworth
 - Station 6 (50 m) : 2 pièges Sherman/Longworth
 - Station 7 (60 m) : 2 pièges Sherman/Longworth
 - Station 8 (70 m) : 2 pièges Sherman/Longworth
 - Station 9 (80 m) : 2 pièges Sherman/Longworth
- Et ainsi de suite tout le long du transect linéaire.

Au total, le transect linéaire à captures vivantes est composé de 66 pièges.

Captures mortelles

Avec des pièges à capture mortelle, on établit un transect linéaire de 320 m le long duquel on installe une station de deux pièges à ressort suivie d'une station avec un piège-fosse (s'il est autorisé), à tous les 10 m et par intermittence, selon la séquence suivante :

Station 1 (0 m) : 2 pièges Victor
Station 2 (10 m) : 1 piège-fosse
Station 3 (20 m) : 2 pièges Victor
Station 4 (30 m) : 1 piège-fosse
Station 5 (40 m) : 2 pièges Victor
Station 6 (50 m) : 1 piège-fosse
Station 7 (60 m) : 2 pièges Victor
Station 8 (70 m) : 1 piège-fosse
Station 9 (80 m) : 2 pièges Victor
Et ainsi de suite tout le long du transect linéaire.

Au total, le transect linéaire à captures mortelles est composé de 34 pièges à ressort (Victor) et de 16 pièges-fosses.

Importance d'ancrer les pièges

La plupart des pièges sont sujets à être déplacés, voire détruits, par des prédateurs comme les martres, les pékans, les renards roux, les ours noirs, des rapaces et des strigidés. De plus, certains pièges pourraient disparaître littéralement du site à l'étude. En effet, les pièges à capture vivante et ceux à capture mortelle (les pièges Victor notamment) peuvent être attractifs pour les prédateurs si un individu s'y trouve pris vivant ou mort. Il est donc fortement recommandé d'ancrer les pièges au sol ou à des arbres pour s'assurer que les dispositifs de capture restent en place pour la durée de l'étude.

Appâts et leurres

Habituellement, les pièges sont appâtés avec du beurre d'arachide ou un mélange d'avoine (gruau) et de beurre d'arachide (SERAS, 2003). Certains chercheurs qui effectuent des inventaires de musaraignes ajoutent de la graisse animale (bacon) au beurre d'arachide (SERAS, 2003), des vers de farine vivants ou réhydratés (Dominique Fauteux, comm. pers., 2022) ou simplement un morceau de foie de bœuf (Patrice Bourgault, comm. pers., 2020) de façon à attirer davantage ces animaux insectivores. Pour l'hydratation, un morceau de pomme ou une ouate imbibée peut s'avérer suffisant. D'autres produits commerciaux comme les leurres à Mustélidés peuvent également être utilisés, notamment pour les musaraignes (Patrice Bourgault, comm. pers., 2021), mais leur efficacité reste à démontrer.

Les appâts devraient toujours être placés devant les bourrures de coton, à proximité de la porte des pièges.

Période d'inventaire

Bien que les inventaires puissent s'étendre du printemps à l'automne, habituellement, ils ont lieu entre le 15 août et la fin septembre. Il est toutefois conseillé d'attendre la fin de l'été puisque, à cette période, les densités sont plus élevées étant donné que les jeunes qui sont nés au cours des mois de mai, juin ou juillet sont alors présents dans la population. Dans le cadre d'une évaluation environnementale, cette période doit être connue et approuvée au préalable par la DGFA concernée.

Pour ce qui est des inventaires en toundra arctique, il est plutôt recommandé de les réaliser en juillet et août, car les populations de lemmings sont à leur plus forte abondance au début de l'été, après la fonte des neiges (Cadieux et coll., 2015).

Effort

Les micromammifères ont des domaines vitaux de faible superficie (souvent inférieure à 1 ha). Le nombre de pièges à déployer dans une aire d'étude donnée dépend de la superficie de cette aire. Il faut également tenir compte de la diversité des habitats présents dans le secteur étudié. Plus les habitats sont diversifiés, plus le nombre d'espèces potentiellement présentes est élevé. Il est important de noter les absences de capture aux stations d'inventaire (donnée zéro).

Grilles

Le tableau 4 présente le nombre de grilles de piégeage à installer selon la superficie du site à inventorier dans l'optique de couvrir entre 10 et 25 % de cette superficie. Dans le cas d'une aire d'étude qui comporte des habitats variés, il faut prévoir un effort de piégeage qui permette d'échantillonner chacun de ces types de milieux

Tableau 4. Nombre de grilles de 72 pièges à installer selon la superficie à inventorier

Superficie à inventorier	Nombre de grilles à installer
Moins de 1 ha	1
2 à 5 ha	2
6 à 10 ha	4
11 à 20 ha	8
Plus de 21 ha*	16

* Pour les grands projets (plus de 21 ha), consulter la DGFA concernée pour établir le nombre de grilles à déployer sur le terrain.

Transects

Dans le cas d'une bande riveraine d'un cours d'eau ou d'un plan d'eau, il faut prévoir installer un transect de 320 m par 1 000 m de cours d'eau. Dans un tel cas, il est conseillé de zigzaguer entre le bord de l'eau et une distance d'au moins 15 m pour augmenter les chances de capturer le plus grand nombre d'espèces.

Pour un écotone, il est conseillé de zigzaguer de part et d'autre de la ligne de transition des habitats sur une largeur d'au moins 15 m et sur une longueur de 320 m.

Finalement, dans le cas d'une mosaïque d'habitats, il est important que le transect traverse tous les types d'habitats, quitte à faire plusieurs transects de 320 m.

Pour une aire d'étude linéaire, par exemple pour un projet de ligne électrique, un transect par habitat traversé doit être installé. Notez que le transect peut chevaucher plusieurs petits habitats.

Durée

Une durée de piégeage de 10 jours est recommandée pour maximiser la probabilité de détection des micromammifères. Cependant, il n'est pas toujours possible de laisser les pièges actifs pendant une telle durée (coûts, disponibilité des ressources humaines, etc.). L'expérience acquise au cours des inventaires réalisés à différents endroits du Québec nous indique que les pièges doivent demeurer actifs pour une durée minimale de 5 jours consécutifs. Précisons que les pièges doivent être visités tous les jours, que ce soit pour des captures vivantes (plusieurs visites par jour) ou pour des captures mortelles (une fois par jour).

Il est maintenant confirmé qu'au Québec certains campagnols ont des cycles d'abondance de quatre ans (Cheveau et coll., 2004; Fauteux et coll., 2015) qui pourraient influencer la dynamique des populations des

micromammifères. Dans ce contexte et selon le projet, il est recommandé de réaliser les inventaires pendant trois à quatre années consécutives, de manière à inventorier les pics d'abondance ainsi que les creux de ces cycles. Krebs et coll. (2018) ont démontré que les pics d'abondance des petits rongeurs n'étaient pas toujours attribuables à la même espèce.

Visites des pièges à capture vivante

Pour s'assurer de la survie des individus dans les pièges à capture vivante, deux visites par jour doivent minimalement être effectuées, notamment pour les campagnols et les souris (une visite le jour et une la nuit). La nuit, période très active pour les musaraignes, des visites fréquentes, toutes les 4 à 6 heures, sont recommandées (Powell et Proulx, 2003; SERAS, 2003) si la quantité de nourriture est limitée. Cependant, une visite au minimum toutes les 12 heures est envisageable si une bonne quantité de vers de farine (vivants ou réhydratés) est offerte comme source de nourriture, mais idéalement toutes les 6 heures avec des vers de farine, si la logistique sur le terrain le permet.

Précipitations

Si une pluie en soirée favorise l'activité des micromammifères, une forte pluie peut nuire à l'inventaire en déclenchant plusieurs pièges, les rendant du même coup inopérants. Il est donc important de prévoir une certaine marge de manœuvre afin de pouvoir ajuster l'effort en fonction des conditions météorologiques.

Localisation fine des stations de capture et installation

Les pièges sont installés dans des endroits propices aux micromammifères, qui leur offrent de la nourriture et un couvert, tels que des anfractuosités dans le sol, de vieux troncs d'arbres au sol, des amas de branches, etc. (SERAS, 2003). L'utilisation de ruban marqueur est indispensable pour retrouver tous les pièges. La disposition des pièges devrait se faire le long d'éléments naturels (p. ex., le long d'un débris ligneux) ou dans des sentiers de déplacement de micromammifères pour favoriser la capture. Il faut aussi s'assurer de ne pas positionner le piège dans un endroit où de l'eau peut s'accumuler et faciliter l'écoulement (placer le piège avec un léger angle). Il est essentiel de placer la cage à couvert ou d'installer sur celle-ci un toit en matière naturelle (p. ex., mousse, sphaigne, feuilles, écorce) afin de protéger les individus capturés du soleil et des précipitations.

Manipulation

Les spécimens récoltés à l'aide de pièges mortels doivent être conservés dans une glacière et congelés le plus rapidement possible si l'identification au laboratoire ne peut se faire la même journée. Chaque animal capturé doit être placé dans un sac de plastique individuel (p. ex., Ziploc^{MC}) numéroté de façon à pouvoir relier chaque capture à sa station de piégeage (date, site, numéro de station).

Identification

Afin de s'assurer de la validité des résultats d'identification, il est fortement recommandé de suivre une formation sur l'identification des micromammifères à l'aide de la dentition et des pièces buccales et crâniennes.

L'identification visuelle des micromammifères présente un degré de difficulté assez élevé et peut facilement engendrer des erreurs. L'identification à partir des caractères crâniens et dentaires assure des résultats beaucoup plus précis. La méthode d'identification des spécimens, le nom de l'identificateur et ses coordonnées professionnelles devraient toujours être spécifiés dans la transmission et l'analyse des résultats afin de rendre les observations utilisables dans d'autres contextes (voir le formulaire à l'annexe A).

Il existe des guides ou des ouvrages spécialisés qui peuvent faciliter l'identification des spécimens capturés à l'aide de mesures morphométriques, comme sur les structures crâniennes et dentaires (Van Zyll de Jong,

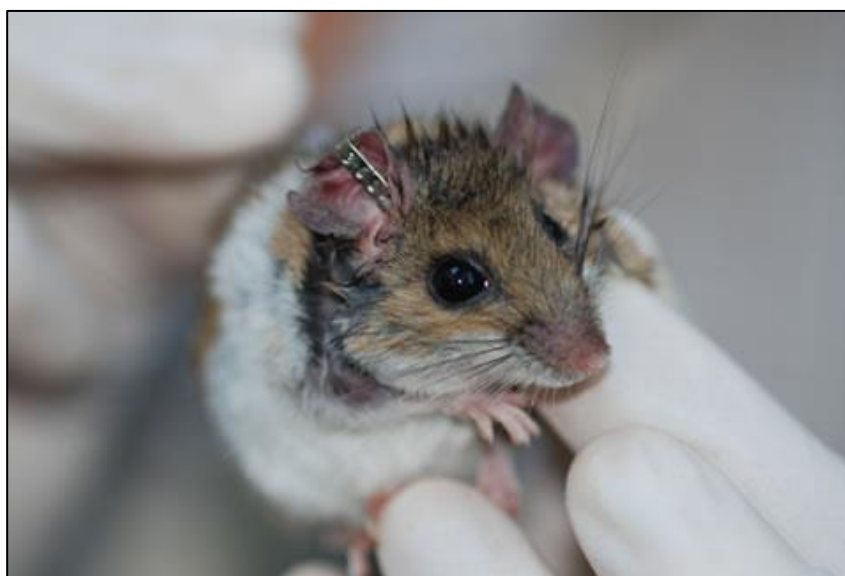
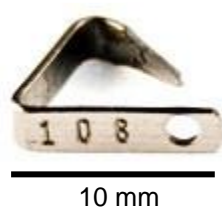
1983; Maisonneuve et coll., 1997; Lupien, 2001, 2002; Fauteux, 2011; Fauteux et coll., 2014), et de l'ADN (Tessier et Lapointe, 2002).

Les clés de Lupien (2001; 2002) et de Fauteux et coll. (2014) sont complémentaires et sont les meilleurs outils d'identification des souris et campagnols pour le Québec. Toutefois, celle de Fauteux et coll. (2014) est l'outil à privilégier pour l'identification des musaraignes et pour les spécimens en décomposition ou digérés par un prédateur.

Marquage

Teinture et étiquette métallique

Dans le cas d'une étude sur l'abondance des espèces de micromammifères, la méthode de marquage à valoriser est l'utilisation de teinture végétale à cheveux (p. ex., Herbatint) ou à textile non toxique. Cependant, ce marquage est temporaire et, si les objectifs de l'inventaire nécessitent un marquage permanent, des étiquettes métalliques peuvent être appliquées sur l'oreille des individus (figure 10). Toutefois, ces étiquettes peuvent nuire au toilettage de l'oreille et favoriser l'infection par des parasites. De plus, il n'est pas rare que l'étiquette tombe en raison d'un accrochage dans la végétation. Il est donc recommandé de fixer l'étiquette dans le cartilage près de la tête, plutôt que sur la partie externe de l'oreille. Cette méthode est à utiliser seulement lorsque l'identification des individus est nécessaire ou que le piégeage s'effectue sur une longue période (Tremblay, 2008). Dans ces cas, il est préférable de mettre le numéro de l'étiquette vers l'avant, cela facilite sa lecture en cas de recapture. L'étiquette ne doit pas être installée en marge de l'oreille qui risquerait de se déchirer rapidement.



Tirée de <https://archive.epa.gov/ncer/biodiversity/web/html/mammals11-2.html>

Figure 10. Exemple d'étiquette métallique pour oreille de micromammifères (ici, étiquette 1005-1 sur une souris à pattes blanches, National Band and Tag Company)

Micropuce électronique (*PIT tag*)

Une autre technique de marquage relativement commune pour les micromammifères est l'implantation d'une micropuce électronique, communément appelée *PIT* (*passive integrated transponder*) *tag*, sous-cutanée (McCleery et coll., 2021). La micropuce est habituellement implantée entre les scapulas, derrière

la tête, à l'aide d'une seringue hypodermique. La puce contient un code alphanumérique unique qui est révélé lorsque l'individu marqué est scanné à l'aide d'un lecteur de puces compatible.

Il y a plusieurs avantages à utiliser cette technologie. L'implant étant sous-cutané, il est protégé de l'environnement externe qui pourrait le détériorer, il ne semble pas affecter la survie des individus si les manipulations sont bien faites (risque d'infection minimal; Gibbons et Andrews, 2004) et n'affecte pas les interactions sociales et la visibilité des individus marqués (McCleery et coll., 2021). En cas d'un suivi par capture-marquage-recapture se déroulant sur plusieurs mois, voire plusieurs années, la micropuce est recommandée en raison d'un taux de perte moins grand.

Toutefois, l'utilisation des micropuces comporte aussi certains inconvénients. Les manipulations requièrent du personnel relativement expérimenté vu la grosseur des individus et l'utilisation d'une seringue qui risque d'endommager leur peau ou de les blesser. Le coût des micropuces peut être élevé si l'on doit marquer des centaines d'individus (Jung et coll., 2020). Les enjeux les plus importants liés à cette technologie sont que la puce peut être défectueuse, qu'elle peut être rejetée par l'animal, rendant l'identification des individus impossibles, et qu'elle peut se déplacer dans le corps de l'animal (Gibbons et Andrews, 2004). La souris sylvestre a un faible taux de rétention des micropuces contrairement aux étiquettes pour oreille (McCleery et coll., 2021). Un moyen efficace de réduire la perte des micropuces et d'augmenter leur rétention dans l'animal est d'appliquer une colle chirurgicale pour refermer la plaie causée par leur injection (Lebl et Ruf, 2010), ce qui diminue aussi le risque d'infection.

Ablation d'un doigt

L'ablation d'un doigt pour marquer les individus n'est pas autorisée dans le cadre du présent protocole. Toutefois, une dérogation peut être sollicitée par l'intermédiaire d'un permis SEG et d'une demande de CBSA auprès d'un CPA.

Captures accidentelles et non ciblées

Les pièges utilisés pour les micromammifères ne sont pas spécifiques à ces espèces. Des captures accidentelles et non ciblées sont donc possibles (p. ex., oiseaux, écureuils, grenouilles). Dans tous les cas, ces captures doivent être compilées et mentionnées dans les formulaires de terrain et dans les rapports exigés dans le cadre des permis SEG.

Données à prendre en note

Les données suivantes doivent être notées sur le formulaire d'inventaire des micromammifères à chaque journée d'inventaire :

- Nom des observateurs et leur affiliation;
- Date du relevé des pièges;
- Période de capture;
- Nom du site;
- Ville la plus proche;
- Coordonnées géographiques en degrés décimaux;
- Description de l'habitat (cases à cocher) :
 - Milieu forestier ou milieu urbain ou milieu agricole
 - Milieu forestier
 - Forêt mature (MA)
 - Forêt en régénération (RE)
 - Conifère (CO)
 - Mixte (MI)
 - Feuillue (FE)
 - Espace ouvert sec :

- Arbustif (AR)
 - Champ ou clairière en friche (CH)
 - Champ cultivé (AG)
 - Éboulis ou rocheux (RO)
 - Milieux humides :
 - Riverain
 - Marais
 - Marécage
 - Tourbière
 - Prairie humide
 - Milieu nordique :
 - Toundra herbacée
 - Toundra arbustive
 - Taïga
- Menaces (cases à cocher) :
 - Élevage intensif extérieur (forte densité)
 - Récolte de la tourbe
 - Routes
 - Voies ferrées
 - Chemins forestiers
 - Régénération artificielle des peuplements
 - Préparation de terrain après coupe
 - Drainage en milieu agricole
 - Drainage en milieu forestier
 - Artificialisation des berges
 - Chats
 - Ectoparasites
 - Herbicides et pesticides (rodenticides)
- Méthode de piégeage (grille ou transect);
- Type de piège (Sherman, Longworth, Victor, piège-fosse, autres);
- Effort de piégeage;
- Nombre de stations;
- Nombre de nuits;
- Numéro de la ligne de piégeage;
- Numéro du piège;
- Coordonnées géographiques des lignes de trappe et des pièges;
- Piège actif ou déclenché;
- Piège déplacé (oui ou non);
- Capture ou recapture;
- Numéro d'étiquette;
- Espèce;
- État (mort ou vivant);
- Sexe;
- Longueur totale (incluant la queue);
- Poids;
- Présence de maladie ou parasite;
- Numéro de la photographie;
- Captures accidentelles.

Transfert des données

Permis SEG et CBSA

Permis SEG : se référer aux exigences, établies par la DGFa, se trouvant sur le permis.

CBSA : se référer aux exigences du CPA qui analyse et suit le dossier.

Formulaire papier

Toutes les données d'observation devront être inscrites sur le formulaire suivant (annexe A) :

- *Formulaire de prise de données – Inventaire des micromammifères du Québec*

Il est important d'apporter ce formulaire sur le terrain et d'y inscrire les données, de manière à s'assurer que toutes les informations sont notées. Il est également important de noter les données d'absence (donnée zéro).

Remplir toutes les sections du formulaire et, si possible, y joindre des photos. Inscrire « ND » ou faire un trait lorsque l'information est non disponible.

Par précaution, il est recommandé de photographier le formulaire de terrain après chaque journée de terrain. Également, dans les 30 jours suivant la fin de la campagne de terrain, les formulaires numérisés doivent être transmis à la DGFa du territoire où les travaux d'inventaire sont exécutés (pour les coordonnées des différentes directions, consulter Gouvernement du Québec, 2022a).

Formulaire électronique

Un formulaire électronique est disponible sur demande auprès du Ministère pour les personnes ayant accès à un compte ArcGis Online. Cette option est fortement encouragée puisqu'elle accélère le traitement et la diffusion de l'information.

Espèces exotiques envahissantes

Si des espèces exotiques envahissantes (EEE) sont répertoriées durant l'inventaire, il est fortement recommandé de signaler ces observations avec Sentinelle, l'outil de détection du ministère de l'Environnement et de la Lutte contre les changements climatiques (MELCC, 2020).

Sentinelle est un outil de détection des EEE composé d'une application mobile et d'un système cartographique accessible sur le Web. Cet outil de détection permet de rapporter et de consulter les observations relatives aux plantes et aux animaux exotiques envahissants les plus préoccupants. Le rapport se fait directement en ligne ou au moyen de l'application mobile (MELCC, 2020).

Références

- AEI (2020). *Use of pitfall traps*, Animal Ethics Infolink, A NSW Department of Primary Industries and Animal Research Review Panel initiative [En ligne] [<https://www.animalethics.org.au/policies-and-guidelines/wildlife-research/pitfall-traps>] (Consulté le 21 mars 2022).
- AVMA (2013). *AVMA guidelines for the euthanasia of animals: 2013 edition*. American Veterinary Medical Association, 102 p.
- BABCOCK, H. L. (1914). "Some observations on the food habits of the short-tailed shrew (*Blarina brevicauda*)", *Science*, 40 (1032): 526-530.
- BARJA, I., Á. NAVARRO-CASTILLA et L. PÉREZ (2016). "Effectiveness and applications of hair traps for the study of wild mammal populations", *Polish Journal of Ecology*, 64: 409-419.
- BLUETT, R. D. (2001). "Drowning is not euthanasia: Springboard or siren's dog?", *Wildlife Society Bulletin*, 29: 744-750.
- BOONSTRA, R. et C. J. KREBS (2012). "Population dynamics of red-backed voles (*Myodes*) in North America", *Oecologia*, 168 (3): 601-620.
- BOWMAN, J. C., D. SLEEP, G. J. FORBES et M. EDWARDS (2000). "The association of small mammals with coarse woody debris at log and stand scales", *Forest Ecology and Management*, 129: 119-124.
- BULL, E. L., S. R. PETERSON et J. W. THOMAS (1986). *Resource partitioning among woodpeckers in Northeastern Oregon*. United States Department of Agriculture, Forestry Service, Pacific Northeast Research Station, Research Note PNW-44, 19 p.
- CADIEUX, M.-C., D. FAUTEUX et G. GAUTHIER (2015). *Technical manual for sampling small mammals in the Arctic – Version 1*. Centre d'études nordiques, Université Laval, Québec, 55 p.
- CARAVAGGI A., A. C. BURTON, D. A. CLARK, J. T. FISHER, A. GRASS, S. GREEN, C. HOBAITER, T. R. HOFMEESTER, A. K. KALAN, D. RABAIOTTI et D. RIVET (2020). "A review of factors to consider when using camera traps to study animal behavior to inform wildlife ecology and conservation", *Conservation Science and Practice*: e239.
- CAREY, A. B. et C. A. HARRINGTON (2001). "Small mammals in young forests: Implications for management for sustainability", *Forest Ecology and Management*, 154: 289-309.
- CCPA (2010). *Lignes directrices du CCPA sur l'euthanasie des animaux utilisés en science*. Conseil canadien de protection des animaux, 35 p.
- CHEVEAU, M., P. DRAPEAU, L. IMBEAU et Y. BERGERON (2004). "Owl winter irruptions as an indicator of small mammal population cycles in the boreal forest of eastern North America", *Oikos* 107: 190-198.
- CHIRON, F., S. HEIN, R. CHARGÉ, R. JULLIARD, L. MARTIN, A. ROGUET et J. JACOB (2018). "Validation of hair tubes for small mammal population studies", *Journal of Mammalogy*, 99 (2): 1-8.
- COSEPAC (2006). *Évaluation et Rapport de situation du COSEPAC sur la musaraigne de Gaspé (Sorex gaspensis) au Canada – Mise à jour*. Comité sur la situation des espèces en péril au Canada, Ottawa, 25 p.

- DESROSIERS, N., R. MORIN et J. JUTRAS (2002). *Atlas des micromammifères du Québec*. Société de la faune et des parcs du Québec, Direction du développement de la faune, Québec, 92 p.
- DUBÉ, C. (2021). *Protocole d'inventaire des mammifères par caméra – milieu forestier et toundrique*, Document interne, Centre de la science de la biodiversité du Québec (CSBQ), gouvernement du Québec, Québec, 18 p.
- DUHAMEL, R. et J. A. TREMBLAY (2013). *Rapport sur la situation du campagnol des rochers (Microtus chrotorrhinus) au Québec*, ministère du Développement durable, de l'Environnement, de la Faune et des Parcs, Direction générale de l'expertise sur la faune et ses habitats, 22 p.
- EDER, T. et G. KENNEDY (2011). *Mammals of Canada*. Lone Pine Publishing, Edmonton, Alberta, 446 p.
- ENVIRONNEMENT CANADA (2015). *Plan de gestion du campagnol sylvestre (Microtus pinetorum) au Canada*. Série de plans de gestion de la Loi sur les espèces en péril. Service canadien de la faune, Ottawa, 20 p.
- FAUTEUX, D. (2011). *Effets des débris ligneux grossiers sur les micromammifères à différentes échelles spatiales en pessières à mousses aménagées du nord du Québec*, mémoire présenté comme exigence partielle de la maîtrise en biologie, Université du Québec en Abitibi-Témiscamingue, Rouyn-Noranda, 105 p.
- FAUTEUX, D., G. LUPIEN, F. FABIANEK, J. GAGNON, M. SÉQUY et L. IMBEAU (2014). "An illustrated key to the mandibles of small mammals of Eastern Canada", *The Canadian Field-Naturalist*, 128: 25-37.
- FAUTEUX, D., M. J. MAZEROLLE, L. IMBEAU et P. DRAPEAU (2013). "Site occupancy and spatial co-occurrence of boreal small mammals are favoured by late-decay woody debris", *Canadian Journal of Forest Research*, 43 (5): 419-427.
- FAUTEUX, D., M. CHEVEAU, L. IMBEAU et P. DRAPEAU (2015). "Cyclic dynamics of a boreal southern red-backed vole population in northwestern Quebec", *Journal of Mammalogy* 96 (3): 573-578.
- FELDHAMER, G. A., B. C. THOMPSON et J. A. CHAPMAN (éditeurs) (2003). *Wild mammals of North America – Biology, management, and conservation*. 2^e édition, The Johns Hopkins University Press, Baltimore, 1 216 p.
- FINNEGAN, L., G. HAMILTON, J. PEROL et J. ROCHFORD (2007). "The use of hair tubes as an indirect method for monitoring red and grey squirrel populations", *Biology and Environment: Proceedings of the Royal Irish Academy*, 107B (2): 55-60.
- GASAWAY, W. C., R. O. STEPHENSON, J. L. DAVIS, P. E. K. SHEPHERD et O. E. BURRIS (1983). "Interrelationships of wolves, prey, and man in interior Alaska", *Wildlife Monographs*, 84: 1-50.
- GETZ, L. L. (1961). "Factors influencing the local distribution of shrews", *American Midland Naturalist*, 65: 67-88.
- GIBBONS, J. W. et K. M. ANDREWS (2004). "PIT tagging: Simple technology at its best", *Bioscience*, 54 (5): 447-454.
- GOUVERNEMENT DU CANADA (2015). *Fiche technique santé-sécurité : agents pathogènes – Hantavirus spp.* [En ligne] [<https://www.canada.ca/fr/sante-publique/services/biosecurite-biosurete-laboratoire/fiches-techniques-sante-securite-agent-pathogene-evaluation-risques/hantavirus.html>] (Consulté le 28 janvier 2022).

- GOUVERNEMENT DU QUÉBEC (2022a). *Réseau régional* [En ligne] [<https://www.quebec.ca/gouv/ministere/forets-faune-parcs/coordonnees-du-ministere/reseau-regional/#c13507>] (Consulté le 13 mai 2022).
- GOUVERNEMENT DU QUÉBEC (2022b). *Liste de la faune vertébrée du Québec (LFVQ) en XLSX* [En ligne] [<https://www.donneesquebec.ca/recherche/dataset/liste-de-la-faune-verteebree-du-quebec/ressource/8d3bcffa-01e1-4f25-942b-28823825f325>] (Consulté le 20 juin 2022).
- GOUVERNEMENT DU QUÉBEC (2022c). *Demande de permis SEG pour la capture d'animaux sauvages à des fins scientifiques, éducatives ou de gestion de la faune* [En ligne] [<https://mffp.gouv.qc.ca/le-ministere/permis-autorisations/permis-seg/>] (Consulté le 20 juin 2022).
- GOUVERNEMENT DU QUÉBEC (2022d). *Garde d'espèces indigènes ou introduites*, ministère des Forêts, de la Faune et des Parcs [En ligne] [<https://mffp.gouv.qc.ca/la-faune/captivite/animaux-compagnie-loisir/garde-especes-indigenes-introduites/>] (Consulté le 20 juin 2022).
- GOUVERNEMENT DU QUÉBEC (2022e). *Aires de répartition des mammifères terrestres, des reptiles, des amphibiens et des poissons d'eau douce*, partenariat Données Québec [En ligne] [<https://www.donneesquebec.ca/recherche/dataset/aires-de-repartition-faune>] (Consulté le 20 juin 2022).
- GOUVERNEMENT DU QUÉBEC (2022f). *Données sur les espèces en situation précaire* [En ligne] [<https://www.quebec.ca/gouvernement/gouvernement-ouvert/transparence-performance/indicateurs-statistiques/donnees-especes-situation-precaire#c123048>] (Consulté le 20 juin 2022).
- GOUVERNEMENT DU QUÉBEC (2022g). *Tularémie* [En ligne] [<https://www.quebec.ca/agriculture-environnement-et-ressources-naturelles/sante-animale/maladies-animales/tularemie#:~:text=La%20tular%C3%A9mie%20est%20une%20maladie,probl%C3%A8mes%20cutan%C3%A9s%2C%20digestifs%20ou%20respiratoires>] (Consulté le 1^{er} juin 2022).
- GREENBERG, C. H., S. MILLER et T. A. WALDROP (2007). "Short-term response of shrews to prescribed fire and mechanical fuel reduction in a southern Appalachian upland hardwood forest", *Forest Ecology and Management*, 243: 231-236.
- HAMMERSON, G. A., D. SCHWEITZER, L. MASTER, J. CORDEIRO, A. TOMAINO, L. OLIVER et J. NICHOLS (2020). *Ranking species occurrences: A generic approach and decision key*, NatureServe, 16 p.
- HARRIS, R. L. et S. C. NICOL (2010). "The effectiveness of hair traps for surveying mammals: Results of a study in sandstone caves in the Tasmanian Southern Midlands", *Australian Mammalogy*, 32 (1): 62-66.
- HOEKSTRA, B., E. van der STRAETEN et V. van LAAR (1977). "Population research on terrestrial mammals in the Benelux", *Wetenschappelijke Mededelingen*, 119.
- JAHAN, N. A., L. L. LINDSEY et P. A. LARSEN (2021). "The role of peridomestic rodents as reservoirs for zoonotic foodborne pathogens", *Vector-borne and Zoonotic Diseases*, 21 (3): 133-148.
- JUNG, T.S., R. BOONSTRA ET C. J. KREBS (2020). "Mark my words: Experts' choice of marking methods used in capture-mark-recapture studies of small mammals", *Journal of Mammalogy*, 101 (1): 307-317.
- JUTRAS, J. (2005). *Protocole pour les inventaires de micromammifères*, ministère des Ressources naturelles et de la Faune, Direction du développement de la faune, 10 p.

- KIRKLAND, G. L. Jr. et P. K. SHEPPARD (1994). "Proposed standard protocol for sampling small mammal communities", *Special Publication Carnegie Museum of Natural History*, 18: 277-283.
- KIRKLAND, G. L. Jr., P. K. SHEPPARD, M. J. SHAUGHNESSY, Jr et B. A. WOLESKAGLE (1998). "Factors influencing perceived community structure in Nearctic Forest small mammals", *Acta Theriologica*, 43 (2): 121-135.
- KREBS, C. J., R. BOONSTRA, A. J. KENNEY et B. S. GILBERT (2018). "Hares and small rodent cycles: A 45-year perspective on predator-prey dynamics in the Yukon boreal forest", *Australian Zoologist*, 39 (4): 724-732.
- LEBL, K. et T. RUF (2010). "An easy way to reduce PIT-tag loss in rodents", *Ecological Research*, 25 (1): 251-253.
- LUDDERS, J. W., R. H. SCHMIDT, F. J. DEIN et P. N. KLEIN (1999). "Drowning is not euthanasia", *Wildlife Society Bulletin*, 27: 666-670.
- LUNDQUIST, R. W. et J. M. MARIANI (1991). "Nesting habitat and abundance of snag-dependent birds in the southern Washington Cascade Range" (p. 220-240). Dans : USDA Forestry Service. *Wildlife and vegetation of unmanaged Douglas-fir forests*. USDA Forestry Service, General Technical Report PNW-285.
- LUPIEN, G. (2001). *Recueil photographique des caractéristiques morphologiques servant à l'identification des micromammifères. Volume I – Insectivores*. Société de la faune et des parcs du Québec, Direction de l'aménagement de la faune du Saguenay–Lac-Saint-Jean, Jonquière, Québec, 23 p.
- LUPIEN, G. (2002). *Recueil photographique des caractéristiques morphologiques servant à l'identification des micromammifères. Volume II – Rongeurs*. Société de la faune et des parcs du Québec, Direction de l'aménagement de la faune du Saguenay–Lac-Saint-Jean, Jonquière, Québec, 26 p.
- MAISONNEUVE, C., R. Mc NICOLL, S. ST-ONGE et A. DESROSIERS (1997). *Clé d'identification des micromammifères du Québec*, ministère de l'Environnement et de la Faune du Québec, Direction de la faune et des habitats, Service de la faune terrestre, Québec, 17 p.
- MARTIN, R. L. (1971). *The natural history and taxonomy of the rock vole, Microtus chrotorrhinus*. University of Connecticut, 123 p.
- MASER, C., S. P. CLINE, K. CROMACK, J. M. TRAPPE et E. HANSEN (1988). "What we know about large trees that fall to the forest floor" (p. 25-45). Dans : USDA Forestry Service. *From the forest to the sea: a story of fallen trees*. USDA Forestry Service, General Technical Report PNW-GTR-229.
- McCLEERY, R. A., C. L. ZWEIG, M. A. DESA, R. HUNT, W. M. KITCHENS et H. F. PERCIVAL (2014). "A novel method for camera-trapping small mammals", *Wildlife Society Bulletin*, <http://dx.doi.org/10.1002/wsb.447>.
- McCLEERY, R., A. MONADJEM, L. M. CONNER, J. D. AUSTIN et P. J. TAYLOR (2021). *Methods for ecological research on terrestrial small mammals*. Johns Hopkins University Press, Baltimore, 368 p.
- MELCC (2020). *Sentinelle* [En ligne] [<https://www.pub.enviroweb.gouv.qc.ca/scc/#no-back-button>] (Consulté le 28 janvier 2022).
- MFFP (2021a). *Guide pour la demande d'un permis SEG*, gouvernement du Québec, Québec, 7 p. + annexe.

- MFFP (2021b). *Classification standardisée des menaces affectant la biodiversité – Définitions pour le Centre de données sur la conservation (CDC) du Québec v1.0*, Gouvernement du Québec, Québec, 26 p.
- MORTELLITI, A. et L. BOITANI (2008). "Inferring red squirrel (*Sciurus vulgaris*) absence with hair tubes surveys: A sampling protocol", *European Journal of Wildlife Research*, 54: 353-356.
- NAUGHTON, D. (2016). *Histoire naturelle des mammifères du Canada*. Éditions Michel Quintin, Montréal, Québec, 858 p.
- O'CONNELL, A. F., J. D. NICHOL et K. U. KARANTH (2011). *Camera traps in animal ecology: Method and analyses*. Springer, New York City, New York, 271 p.
- OTTO, C. R. V. et G. J. ROLOFF (2011). "Using multiple methods to assess detection probabilities of forest-floor wildlife", *Journal of Wildlife Management*, 75 (2): 423-431
- PEARCE, J. et L. VENIER (2005). "Small mammals as bioindicators of sustainable boreal forest management", *Forest Ecology and Management*, 208 (1): 153-175.
- PESATURO, J. (2018). *Camera trapping guide – Tracks, sign, and behavior of Eastern wildlife*. Stackpole Books, Guildford, Connecticut, 282 p.
- PLATT, W. J. (1974). "Metabolic rates of short-tailed shrews", *Physiological Zoology*, 47 (2): 75-90.
- POCOCK, M. J. O. et N. JENNINGS (2006). "Use of hair tubes to survey for shrews: New methods for identification and quantification of abundance", *Mammal Review* 36 (4): 299-308.
- POWELL, R. A. et G. Proulx (2003). "Trapping and marking terrestrial mammals for research: Integrating ethics, performance criteria, techniques, and common sense", *ILAR Journal*, 44 (4): 259-276.
- PRESCOTT, J. et P. RICHARD (2013). *Mammifères du Québec et de l'Est du Canada*. 3^e édition, Éditions Michel Quintin, Waterloo, Québec, 479 p.
- PUCEK, Z. (1969). "Trap response and estimation of numbers of shrews in removal catches", *Acta Theriologica*, 14: 403-426.
- REINERS, T. E., J. A. ENCARNACÃO et V. WOLTERS (2011). "An optimized hair trap for non-invasive genetic studies of small cryptic mammals", *European Journal of Wildlife Research*, 57 (4): 991-995.
- ROVERO, F. et F. ZIMMERMANN (2016). *Camera trapping for wildlife research*, Pelagic Publishing, Exeter, Royaume-Uni, 293 p.
- SERAS (2003). *Standard operating procedures: Small mammal sampling and processing*. Services, Engineering, Response and Analytical Services, US Environmental Protection Agency, 30 p.
- SHONFIELD, J., R. DO, R. J. BROOKS et A. G. MCADAM (2013). "Reducing accidental shrew mortality associated with small mammal livetrapping I: An inter and intrastudy analysis", *Journal of Mammalogy*, 94: 745-753.
- SMITH, M. H., R. H. GARDNER, D. W. KAUFMAN et M. H. O'FARRELL (1975). "Density estimation of small animal populations" (p. 25-52). Dans : Golley, F. B., K. Petruszewicz et L. Ryszkowski (éditeurs). *Small mammals: Their productivity and population dynamics*. Cambridge, United Kingdom, Cambridge University Press.

- STROMGREN, E. J. et T. P. SULLIVAN (2014). "Influence of pitfall versus Longworth live traps, bait addition, and drift fences on trap success and mortality of shrews", *Acta Theriologica*, 59: 203-210.
- SUCKLING, G. C. (1978). "A hair sampling tube for the detection of small mammals in trees", *Australian Wildlife Research*, 5: 249-252.
- SULLIVAN, T. P. et D. S. SULLIVAN (2001). "Influence of variable retention harvests on forest ecosystems. II. Diversity and population dynamics of small mammals", *Journal of Applied Ecology*, 38: 1234-1252.
- SULLIVAN, T. P. et D. S. SULLIVAN (2021). "Population dynamics of the heather vole (*Phenacomys intermedius*) in commercial forest landscapes of south-central British Columbia, Canada", *Journal of Mammalogy*, 102 (4): 1186-1201.
- SULLIVAN, T. P., D. S. SULLIVAN et P. M. F. LINDGREN (2000). "Small mammals and stand structure in young pine, seed-tree, and old-growth forest, Southwest Canada", *Ecological Applications*, 10: 1367-1383.
- SZINWELSKI, N., V. S. FIALHO, K.S.C. YOTOKO, L. R. SELEME et C. SPERBER (2012). "Ethanol fuel improves arthropod capture in pitfall traps and preserves DNA", *ZooKeys*, 196: 11-22.
- SZINWELSKI, N., K.S.C. YOTOKO, R. SOLAR, L. R. SELEME et C. F. SPERBER (2013). "Ethanol fuel improves pitfall traps through rapid sinking and death of captured orthopterans", *Environmental Entomology*, 42 (4): 758-762.
- TENNANT, E. N., B. L. CYPHER, L. R. SASLAW, T. L. WESTALL, J. L. MOHAY, E. C. KELLY et C. L. VAN HORN JOB (2020). "Evaluation of noninvasive survey methods for detecting endangered shrews", *Wildlife Society Bulletin*, 44 (3): 610-616.
- TESSIER, N. et F.-J. LAPOINTE (2002). *Mise au point d'une technique génétique pour identifier les souris sylvestres (Peromyscus maniculatus) et les souris à pattes blanches (Peromyscus leucopus)*. Rapport présenté à la Société de la faune et des parcs du Québec, Université de Montréal, 6 p.
- TREMBLAY, J. A. (2008). *Avis concernant la capture de micromammifères vivants*. Document interne. Ministère des Ressources naturelles et de la Faune, Direction de l'expertise sur la faune et ses habitats, Québec, 9 p.
- VAN ZYLL DE JONG, C. G. (1983). *Traité des mammifères du Canada - Tome I - Les Marsupiaux et les insectivores*, Musées nationaux du Canada, Ottawa, 217 p.
- WALTERS, J. R. (1991). "Application of ecological principles to the management of endangered species - The case of the Red-Cockaded Woodpecker", *Annual Review of Ecology and Systematics*, 22: 505-523.
- YOUNG, S., J. RODE-MARGONO et R. AMIN (2018). "Software to facilitate and streamline camera trap data management: A review", *Ecology and Evolution*, 8 (19): 9947-9957.

Liste des communications personnelles

Bourgault, Patrice :

Biologiste, Ph. D., Université de Sherbrooke

Fauteux, Dominique :

Biologiste, Ph. D., Musée canadien de la nature

**Annexe A Formulaire de prise de données — Inventaire des
micromammifères du Québec**

Formulaire de prise de données — Inventaire des micromammifères du Québec

Nom des observateurs : Organisme :	_____

Date du relevé des pièges :	_____
Période de capture :	aaaa/mm/jj Du _____ au _____

Nom du site :	Ville la plus proche:
Latitude (DD) :	Longitude (DD) :

Description de l'habitat (à remplir une fois pour l'ensemble de la grille ou du transect linéaire)		
<input type="checkbox"/> Milieu forestier <input type="checkbox"/> Milieu urbain <input type="checkbox"/> Milieu agricole <input type="checkbox"/> Milieu nordique		
Milieu forestier <input type="checkbox"/> Forêt mature (MA) <input type="checkbox"/> Forêt en régénération (RE) <input type="checkbox"/> Conifère (CO) <input type="checkbox"/> Mixte (MI) <input type="checkbox"/> Feuillue (FE)	Espace ouvert sec <input type="checkbox"/> Arbustif (AR) <input type="checkbox"/> Champ ou clairière en friche (CH) <input type="checkbox"/> Champ cultivé (AG) <input type="checkbox"/> Éboulis ou rocheux (RO)	Milieus humides <input type="checkbox"/> Riverain <input type="checkbox"/> Marais <input type="checkbox"/> Marécage <input type="checkbox"/> Tourbière <input type="checkbox"/> Prairie humide
Milieu nordique <input type="checkbox"/> Toundra herbacée <input type="checkbox"/> Toundra arbustive <input type="checkbox"/> Taïga		
* Cochez plusieurs cases pour préciser l'habitat.		
Autres :		

Menaces observées
<input type="checkbox"/> Élevage intensif extérieur (forte densité) <input type="checkbox"/> Récolte de la tourbe <input type="checkbox"/> Routes <input type="checkbox"/> Voies ferrées <input type="checkbox"/> Chemins forestiers <input type="checkbox"/> Régénération artificielle des peuplements <input type="checkbox"/> Préparation de terrain après coupe <input type="checkbox"/> Drainage en milieu agricole <input type="checkbox"/> Drainage en milieu forestier <input type="checkbox"/> Artificialisation des berges <input type="checkbox"/> Chat <input type="checkbox"/> Ectoparasites <input type="checkbox"/> Retrait total du couvert forestier <input type="checkbox"/> Herbicides et pesticides (rodenticides)

Méthode de piégeage: <input type="checkbox"/> Grille <input type="checkbox"/> Transect
<input type="checkbox"/> Sherman <input type="checkbox"/> Longworth <input type="checkbox"/> Victor <input type="checkbox"/> Piège-fosse <input type="checkbox"/> Autres (précisez) : _____
Effort de piégeage (nombre de nuits-piège/type de piège) :
Nombre de stations :
Nombre de nuits :

Coordonnées géographiques

Grille - Lignes de piégeage (début seulement) :

Identifiant : _____ Lat : _____ Long : _____

Identifiant : _____ Lat : _____ Long : _____

Identifiant : _____ Lat : _____ Long : _____

Identifiant : _____ Lat : _____ Long : _____

Identifiant : _____ Lat : _____ Long : _____

Identifiant : _____ Lat : _____ Long : _____

Identifiant : _____ Lat : _____ Long : _____

Identifiant : _____ Lat : _____ Long : _____

Identifiant : _____ Lat : _____ Long : _____

Identifiant : _____ Lat : _____ Long : _____

Transects

Identifiant : _____ Début - Lat : _____ Long : _____

Fin - Lat : _____ Long : _____

Identifiant : _____ Début - Lat : _____ Long : _____

Fin - Lat : _____ Long : _____

Identifiant : _____ Début - Lat : _____ Long : _____

Fin - Lat : _____ Long : _____

Identifiant : _____ Début - Lat : _____ Long : _____

Fin - Lat : _____ Long : _____

Identifiant : _____ Début - Lat : _____ Long : _____

Fin - Lat : _____ Long : _____

Pièges :

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

N° de piège : _____ Lat : _____ Long : _____

Identification des spécimens capturés

Espèces identifiées par : _____	Téléphone: _____
Courriel : _____	
Méthode d'identification :	
<input type="checkbox"/> Mesure crânienne	<input type="checkbox"/> Formule dentaire
<input type="checkbox"/> Identification visuelle	
<input type="checkbox"/> Autre (préciser) : _____	

Commentaires :

Annexer le résultat des identifications liées à ce formulaire

Codes d'espèces à utiliser

Nom français	Code espèce
--------------	-------------

SORICIDAE

Grande musaraigne	BLBR
Musaraigne arctique	SOAR
Musaraigne cendrée	SOCI
Musaraigne de Gaspé	SOGA
Musaraigne fuligineuse	SOFU
Musaraigne longicaude	SODI
Musaraigne palustre	SOPA
Musaraigne pygmée	SOHO
Musaraigne spp.	MUZZ

TALPIDAE

Condylure étoilé	COCR
Taupe à queue velue	PABR
Taupe spp.	TAZZ

Nom français	Code espèce
--------------	-------------

CRICÉTIDAE

Campagnol à dos roux de Gapper	MYGA
Campagnol des champs	MIPE
Campagnol des rochers	MICH
Campagnol sylvestre	MIPI
Campagnol-lemming boréal	SYBO
Campagnol-lemming de Cooper	SYCO
Lemming d'Ungava	DIHU
Phénacomys	PHIN
Campagnol sp.	CAZZ
Souris à pattes blanches	PELE
Souris sylvestre	PEMS
Souris sp.	PEXX

MURIDAE

Rat noir	RARA
Rat surmulot	RANO
Souris commune	MUMU

ZAPODIDAE

Souris sauteuse des bois	NAIN
Souris sauteuse des champs	ZAHU
Souris sauteuse spp.	SOZZ

**Environnement,
Lutte contre
les changements
climatiques,
Faune et Parcs**

Québec 