

Normes de bons soins aux animaux sauvages

Procédure normalisée de fonctionnement (PNF)



Chauves-souris

La procédure normalisée de fonctionnement décrit les précautions minimales que tout manipulateur (détenteur de certificat de bons soins aux animaux ou de permis SEG) doit appliquer, ou doit voir à faire appliquer, durant les manipulations d'animaux vivants sauvages du Québec.

MINISTÈRE DES FORÊTS, DE LA FAUNE ET DES PARCS

Rédaction :

Ministère des Forêts, de la Faune et des Parcs
Sous la supervision du Comité de protection des animaux

© Gouvernement du Québec
Ministère des Forêts, de la Faune et des Parcs
Dépôt légal - Bibliothèque et Archives nationales du Québec, 2021
ISBN (PDF) : 978-2-550-89625-8

IMPORTANT

Les éléments en **rouge** doivent être considérés comme obligatoires, alors que ceux en noir sont des recommandations de bonnes pratiques.

1 Espèce visée

Chauves-souris

2 Activités prévues

Capture et manipulations de chauves-souris

3 Expérience des personnes qui manipuleront les animaux

Une expérience de capture, de manipulations et de baguage avec des chauves-souris est essentielle (manipulation d'au moins 10 chauves-souris). Lorsque la personne ne possède pas cette expérience, la présence d'une personne expérimentée (ayant manipulé au moins 10 chauves-souris) est requise au début des manipulations.

Pour l'installation d'émetteurs ou d'autres appareils (micropuce), il est nécessaire d'avoir effectué ce type de manipulations avec une personne expérimentée sur au moins 10 individus.

L'expérience pratique doit être détaillée pour chaque manipulateur : le type de manipulations effectuées et le nombre de chauves-souris manipulées.

4 Captures accidentelles

4.1 Indiquez les risques de capture, de blessures ou de mort d'espèces autres que celle ou celles visées.

Lorsque des filets japonais sont utilisés, il est possible que des captures accidentelles d'oiseaux ou de petits mammifères non visées par le projet surviennent. Les captures accidentelles doivent être notées et les animaux relâchés durant la levée des pièges. Le risque de mort est faible lorsque les pièges sont relevés à intervalle maximal de 15 minutes. Une surveillance toutes les 5 minutes est idéale pour réduire le stress et en raison du fait que les chauves-souris peuvent se libérer rapidement. Les filets doivent être fermés après chaque séance de capture ou lorsqu'il y a beaucoup de captures, puisque cela entraînera une augmentation de l'intervalle de temps entre les visites au-delà de 15 minutes.

4.2 Quelles précautions prendra-t-on pour éviter de capturer des animaux d'autres espèces?

Pour éviter de capturer des oiseaux, il est suggéré d'attendre 30 minutes après le coucher du soleil pour commencer la capture. Les oiseaux sont plus souvent capturés avant la pénombre.

4.3 Que fera-t-on des animaux capturés accidentellement? remis en liberté autre, précisez :

5 Descriptions des procédures

5a Mode de capture

Engin	Type ou modèle	Dimensions/spécifications
Filet japonais	<u>Filet japonais à chauve-souris : TB04 ou TB02</u>	Les filets utilisés sont semblables à ceux utilisés pour les oiseaux. On peut prendre les mêmes ou choisir le modèle propre aux chauves-souris (plis 75/2, 38 mm mesh, longueur 2,6 ou 4 m, 4 poches). Pour les espèces qui volent en hauteur (chauve-souris rousse, cendrée et argentée), il est nécessaire de faire plusieurs étages de filet en les installant l'un sur l'autre (<i>triple high nest</i>). Pour un exemple, voir https://batmanagement.com/products/triple-high-mist-net-pole-system .
Filet	À papillon	Le filet doit avoir une ouverture d'au moins 60 cm pour permettre d'attraper des chauves-souris au vol. Cette méthode a entre autres été utilisée sous des lampadaires. Les chercheurs qui ont utilisé cette méthode lançaient de petites roches pour imiter des insectes et attrapaient les chauves-souris au filet.

Piège à filins (Harp trap)	Commande spéciale	Il s'agit de deux rangées de fils de nylon, l'une vis-à-vis de l'autre, qui aboutissent à une poche. Il permet de récolter les chauves-souris sans avoir à les démêler dans un filet. Les dimensions du piège varient selon les besoins, mais sont d'environ 1,3 m x 1,3 m ou 2 m x 2 m. https://en.wikipedia.org/wiki/Harp_trap
Piège tunnel	Fabrication maison	Il est fait avec un sac en plastique transparent et de la moustiquaire. Installé à la sortie du dortoir, ces dimensions dépendront de la grosseur de ce dernier. Ce type de trappe a été suggéré par des chercheurs qui travaillent dans les maternités. Il est particulièrement utile pour les dortoirs et les petites sorties difficilement accessibles. 
À la main	S. O.	Il faut porter des gants de cuir épais recouvert de gants de nitrile. Cette méthode est utilisée seulement pour des cas très particuliers, entre autres pour prendre les chauves-souris dans la poche du piège Harp.

5b Transport

Expliquez en quoi le transport est nécessaire : Le transport peut être nécessaire entre un site de capture et le laboratoire de manipulation ou de prélèvement. Selon la distance, le transport peut être effectué à pied ou en véhicule. Idéalement, il devrait être court, mais il pourrait aussi être plus long s'il implique d'accéder à des installations spécialisées.

Mode de transport : sac de papier brun ou sac de contention en tissu (sacs lavables)/boîte en mousse de polystyrène pour la chauve-souris rousse (voir plus bas)	durée du transport : de 15 minutes à 2 heures	distance à parcourir : c'est la durée du transport qui prévaut.	nombre d'animaux par cage, bac, etc. : Utiliser un sac pour les courtes distances et un bac chaud, sombre et bien aéré pour les longues distances.
--	---	---	--

Administration de tranquillisant : non oui

5b Transport

Description sommaire des procédures : La station de manipulation (laboratoire mobile) devrait être située à proximité de l'emplacement de capture. Lorsque les chauves-souris doivent être transportées sur de longues distances, les précautions nécessaires devront être apportées (voir plus bas). Le déplacement sur de longues distances ne devrait pas impliquer de femelles gestantes ou en lactation.

Pour transporter les chauves-souris sur de courtes périodes ou distances, l'utilisation de sacs de papier brun ou de sacs de contention désinfectés entre chaque individu selon les normes CWHC (Protocole de décontamination CWHC, voir : http://www.cwhc-rscf.ca/docs/WNS_Decontamination_Protocol_FR_Mar2017.pdf) est recommandée. Cette méthode est la meilleure pour transporter des chauves-souris, à l'exception de la chauve-souris rousse (*Lasiurus borealis*) qui peut se blesser gravement (Constantine, 1986). La meilleure solution pour cette dernière est d'utiliser une boîte en mousse de polystyrène (Barnard, 1995).

Pour les transports plus longs (de 1 à 2 heures), placer les sacs contenant les chauves-souris dans une boîte de transport. Divers dispositifs ont été utilisés avec succès à cette fin : filets de nylon, sacs de mousseline, sacs Myers, seaux à menés en métal ou en plastique, poubelles en plastique modifiées (voir la description de ces cages de transport dans Kunz et Kurta, 1988). Si la température est sous 25 °C à l'extérieur, mettre des sachets chauffants ou une bouillotte (p. ex., chauffe-mains de Heat Factory^{MD}) pour maintenir une température clémente dans la boîte de transport. Des précautions doivent être prises afin d'éviter que les sachets chauffants ou la bouillotte entrent en contact avec les chauves-souris et causent des brûlures. Si le temps de transport est très long (**ne doit pas dépasser 3 heures**), les cages de transport dans lesquelles les chauves-souris sont gardées doivent être sombres, bien aérées et doivent comporter des structures permettant aux animaux de s'accrocher.

5c Garde en captivité

Expliquez en quoi la garde en captivité est nécessaire : Certaines manipulations ou expériences sont parfois réalisées dans des laboratoires fermés. Cela est nécessaire pour tester des protocoles sur de plus longues périodes et pour observer les changements. La garde en captivité se fait aussi à des fins de réhabilitation ou d'éducation.

Durée : Variable selon la situation. Pour des expériences sporadiques, 48 heures maximum sont suggérées.

Endroit de garde : local spécial, précisez : Laboratoire spécialisé, centre d'hébergement

Type d'hébergement : cage enclos vivarium autre

Conditions de garde :

solitaire en groupe eau nourriture litière aération autre : température et luminosité contrôlées

À l'abri : des rayons du soleil des précipitations du vent du bruit

À la fin de la garde en captivité, les animaux seront :

remis en liberté : à l'endroit même de leur capture à un autre endroit, précisez :

autre, précisez :

La garde en captivité doit être effectuée uniquement lorsqu'il est impossible d'effectuer les manipulations au site de capture. Les chauves-souris doivent être gardées individuellement et avoir accès à de l'eau et de la nourriture. La nourriture fournie le plus fréquemment est des vers de farine et des grillons. La quantité donnée dépend de plusieurs facteurs, dont la température à laquelle les chauves-souris sont soumises. **La durée de la garde en captivité doit être limitée au minimum** et ne devrait pas dépasser 48 heures, à moins d'un protocole particulier. L'animal doit être rapporté au point exact de capture après la garde en captivité.

Les femelles gestantes et en lactation (voir figure 1 pour identifier les femelles en lactation) ne doivent pas être gardées en captivité pour éviter de séparer une mère de sa progéniture. Il faut donc éviter toute garde en captivité des femelles entre mai et août.

Les conditions de température et de luminosité offertes aux chauves-souris en captivité doivent représenter celles de la période de l'année afin de ne pas interférer avec le cycle de vie. Les besoins des chauves-souris étant différents selon les saisons (été-maternité *versus* hiver-hibernation). **La température estivale doit être maintenue de 25 à 28 °C, alors qu'en hiver elle doit être de 4 à 9 °C. En été, pour maintenir le cycle journalier (jour/nuit), les lumières doivent être allumées une heure après le lever du soleil et éteintes une heure après le coucher du soleil. En hiver, les chauves-souris doivent être réveillées périodiquement pour être nourries.**

À titre d'exemple, le laboratoire de l'Université du Manitoba travaille fréquemment avec des chauves-souris en captivité pour tester différents volets (choix de dortoirs, résistance au syndrome du museau blanc [SMB]). L'organisation de la Caverne Lafèche a aussi déjà conservé des chauves-souris en captivité à des fins éducatives. Les refuges gardent fréquemment des chauves-souris en captivité durant l'hiver. Dans ces circonstances, les chauves-souris peuvent être gardées en groupe.

5d Mise à mort et élimination des animaux

Méthode chimique (sous supervision vétérinaire)

Selon le protocole recommandé du MFFP (annexe 1 : Protocole d'euthanasie — chauves-souris)

Méthode physique

 sous anesthésie, agent anesthésique : isoflurane dose : 5 % voie d'administration : inhalation sans anesthésie :

Mode d'élimination des animaux mis à mort

 site d'enfouissement incinération sanitaire laissés sur place (si aucune substance active n'a été administrée) conservation à des fins éducatives ou de collection nécropsie selon le protocole de la clinique vétérinaire**6 Capture d'animaux vivants**

Méthode de capture

 Vérification des engins de capture : opération en continu et sous surveillance constante opération en continu et vérifiés toutes les heures activés à la brunante et vérifiés à l'aube activés à l'aube et vérifiés toutes les heures

Désactivation des engins de capture lorsque la température atteint le point critique de 5 °C.

Remarque : Les pièges de capture, autres que le piège Harp qui lui doit être sous surveillance constante, doivent être visités toutes les 15 minutes. Lorsque la température est inférieure à 10 °C et qu'il pleut, il faut réduire le temps entre les visites au minimum. Durant une pluie abondante, il faut interrompre les captures. L'heure de la capture doit être notée pour chaque individu pour limiter le temps de contention. Le nombre d'individus capturés doit être limité en fonction de la capacité à effectuer les manipulations prévues dans le protocole dans les délais prévus et en fonction du nombre de personnes dans l'équipe de travail.

Pour les captures estivales en forêt, un total de 7 nuits/capture par emplacement est à privilégier. Toutefois, pour les captures avec un engin qui bloque l'accès de la maternité aux femelles (mai, juin et juillet), il est recommandé de ne pas effectuer de captures pendant plus de 3 jours par site. De plus, les séances de captures doivent être espacées, c'est-à-dire qu'elles ne doivent pas se faire pendant 2 nuits consécutives pour permettre aux femelles d'avoir une nuit sans être dérangées entre les captures. Le piège doit être fermé et retiré après 23 h.

La capture à l'extérieur d'un hibernacle (août, septembre et octobre) doit être effectuée idéalement sur une période maximale de quelques jours durant une semaine (p. ex., 3 jours sur 7). La capture en période d'hibernation (novembre à avril) ne doit être réalisée qu'une seule fois par hibernacle au cours de l'hiver.

Pour les pièges à filins (*Harp trap*), il est nécessaire d'avoir toujours quelqu'un près du piège pour surveiller la capture de chauves-souris. Les chauves-souris peuvent être très rapides à sortir du piège donc il convient d'être toujours prêt à les attraper rapidement dès qu'elles tombent dans la poche du piège. Une équipe de 2 personnes au piège Harp est idéale durant les périodes de fort achalandage. Par la suite, la surveillance du piège peut se faire par une seule personne. Il faut savoir agripper une chauve-souris avec ses mains (gantées) fermement, mais doucement pour ne pas la blesser. Les mains en pince non serrée s'avèrent la meilleure technique en emprisonnant les deux ailes. Lorsqu'il pleut, le piège doit être fermé, puisqu'il se mouille rapidement et accumule de l'eau.

Les filets japonais doivent être surveillés régulièrement. Les animaux capturés doivent être enlevés sans délai pour éviter qu'ils ne se blessent en s'enchevêtrant dans le filet, qu'ils se libèrent ou qu'ils soient attaqués par des prédateurs. Pour libérer des chauves-souris prises dans un filet japonais, il faut procéder avec soin et porter une attention toute particulière au dégagement de leurs ailes très fragiles. Les chauves-souris pénètrent dans les filets avec les ailes déployées et les replient ensuite. Pour pouvoir les dégager, il est souvent nécessaire de manipuler les ailes pour les étendre. Pendant les manipulations et afin d'éviter que la chauve-souris ne mâchonne le filet, il est possible d'offrir un objet (p. ex., sac de toile) pour lui permettre de mordre (Kunz et Kurta, 1988). Par mesure de prudence, les chercheurs doivent avoir avec eux de petits ciseaux pour pouvoir couper le filet si une chauve-souris se trouve inextricablement emmêlée. Pour démailler les chauves-souris, l'équipe peut être composée d'une ou de deux personnes.

Soins apportés pour assurer le bien-être des animaux capturés dans l'engin de capture

 eau ombre : noirceur abri : nourriture : litière : autre : chaleur

Les chauves-souris capturées sont mises dans un sac de papier brun qui sera jeté après utilisation ou un sac de contention en tissu désinfecté entre chaque individu, selon les normes CWHC (Protocole de décontamination CWHC, voir : http://www.cwhc-rscf.ca/docs/WNS_Decontamination_Protocol_FR_Mar2017.pdf). Lorsque plusieurs chauves-souris sont capturées simultanément, comme avec le piège Harp, elles doivent être gardées dans des sacs individuels refermés avec une épingle à linge ou une corde pour éviter qu'elles ne s'échappent en y inscrivant l'heure de capture. Après les manipulations, il est possible de nourrir les chauves-souris si l'on juge que cela pourrait être bénéfique. Une goutte de dextrose ou un ver de farine peut lui être donné.

Utilisation de leurres vivants

Ne s'applique pas

Mesures prises pour protéger l'animal et le personnel du risque de transmission de maladies durant les manipulations

Port de vêtements longs visière lunettes masque gants épais gants à usage unique
Lavage des mains entre chaque manipulation d'un animal d'un engin de capture à la fin des activités
 avec de l'eau et du savon avec de l'alcool gel désinfectant (p. ex., Purrell) autre :

Vaccination du personnel, si nécessaire, contre la rage autre, précisez :

La rage peut représenter une menace pour la santé des personnes qui manipulent les chauves-souris. **Les manipulateurs doivent être vaccinés contre cette maladie avant le début du projet. Ils doivent également faire vérifier leur réponse immunitaire par titrage d'anticorps (résultat supérieur à 0,5 UI/ml) avant de manipuler les animaux.**

En cas de morsure ou de contact à risque avec un mammifère, précisez votre protocole d'urgence : **Si une personne est mordue ou entre en contact direct avec une chauve-souris, elle s'engage à communiquer immédiatement avec Info-Santé (811) pour une évaluation du risque de transmission de la rage et à conserver la chauve-souris, si possible, dans un contenant fermé. Selon l'évaluation du risque de transmission de la rage par Info-Santé, la chauve-souris pourra être soit relâchée ou euthanasiée et récupérée par la santé publique pour analyse.**

Autre : **Le port de gants de cuir épais est obligatoire pour protéger les manipulateurs des morsures.** Les gants de cuir doivent être recouverts de gants en nitrile qui seront changés entre chaque chauve-souris pour réduire les risques de transmission de l'agent pathogène associé au syndrome du museau blanc. **Tout le matériel utilisé durant les différentes manipulations doit être décontaminé après chaque spécimen selon le protocole produit par la Canadian Wildlife Health Cooperative (protocole de décontamination CWHC, voir : http://www.cwhc-rscf.ca/docs/WNS_Decontamination_Protocol_FR_Mar2017.pdf). Pour les sites où le SMB n'a pas encore infecté les populations de chauves-souris, du matériel neuf doit être utilisé pour la capture et les manipulations, conformément au protocole du CWHC.**

Les chauves-souris qui sont manipulées mordent pour se défendre. Étant donné les différences de tailles de ces animaux, certains d'entre eux peuvent infliger des morsures douloureuses alors que, pour d'autres, les morsures peuvent passer inaperçues. Les personnes qui manipulent (touchent) les chauves-souris doivent porter des gants de cuir résistants recouverts de gants de nitrile pour les protéger contre les morsures. Durant la contention, le corps et la tête de la chauve-souris doivent être immobilisés pour éviter de blesser l'animal, mais également pour prévenir les morsures. Toutes les personnes qui manipulent les instruments et les échantillons prélevés doivent aussi porter des gants de nitrile.

Poursuite

Ne s'applique pas

7 Contention physique et manipulation

Travail exécuté par au moins 2 personnes

Une personne maintient l'animal pendant que l'autre effectue la procédure décrite dans le protocole. Les manipulateurs doivent veiller à ne pas endommager les os et les membranes des ailes qui sont fragiles. Certaines procédures de contention permettent de manipuler une chauve-souris seul, mais demandent plus d'expérience. Des images montrant des exemples de contention ont été ajoutées à la fin de ce document.

7 Contention physique et manipulation

Durée maximale de la manipulation : **20 ou 30 min, selon les manipulations effectuées** Durée maximale totale de la contention* : 5 h
Le temps total de contention (de la capture jusqu'au relâchement) ne doit pas excéder 5 heures. Par ailleurs, une chauve-souris ne devrait pas être en contention deux journées consécutives, d'où l'importance d'avoir un identifiant (p. ex., bague) qui permet de distinguer les individus.

Le temps maximal de manipulation ne doit pas excéder 20 minutes dans le cas d'un marquage, de prise de mesures et de prélèvement de tissus. Dans le cas de l'installation d'un émetteur ou d'une prise de sang, la durée totale, y compris le marquage, la prise de mesures et le prélèvement de tissus ne doivent pas dépasser 30 minutes. Si une chauve-souris montre des signes d'épuisement durant les manipulations (moins combative, devient rigide), celles-ci doivent immédiatement être arrêtées. **La chauve-souris doit être confinée dans son sac de contention dans un endroit sombre, calme et au chaud. Après quelques minutes (environ 10 min), la chauve-souris pourra être libérée sur le tronc d'un arbre et devrait repartir d'elle-même.**

À la fin des opérations de manipulation, la chauve-souris doit être relâchée durant la nuit au site de capture. Elle pourra être déposée sur une branche d'arbre ou un endroit haut (plus de 1,5 m) d'où elle pourra repartir d'elle-même. Il est important d'éviter de relâcher des chauves-souris pendant la journée pour ne pas les exposer à la prédation. Après avoir relâché une chauve-souris, une visite du site quelques heures plus tard permet de vérifier si elle est partie ou est demeurée là. À ce moment, ne pas la déranger et retourner voir le lendemain.

*Contention : à partir du moment où l'animal est immobilisé jusqu'à ce qu'il soit libéré (y compris l'anesthésie, les manipulations, le temps de récupération et le transport)

Équipement utilisé :

aucun, avec les mains unité individuelle de contention : sac en tissu léger cage autre : sac en papier

Mesures particulières prises durant la contention :

réduction des mouvements et du bruit autour de l'animal restriction du mouvement : du corps entier des pattes de la tête

recouvrement des yeux, précisez :

Soins apportés pour assurer le bien-être des animaux pendant les manipulations :

Manipulations réalisées : à l'extérieur (sans abri), précisez : dans un bâtiment ou un abri temporaire

Soins prodigués pendant la manipulation : système de chauffage, précisez :

système de refroidissement, précisez :

Soins avant de relâcher l'animal : eau nourriture : goutte de glucose si contention longue ou ardue

autre :

Détails additionnels :

Important : Les chauves-souris sont sensibles aux variations de température et à la déshydratation. La température doit être relativement chaude et stable pour ne pas que la chauve-souris entre en torpeur. Si les chauves-souris sont « amorphes » et peu combatives durant les manipulations, ajouter un sac chauffant (p. ex., chauffe-mains de Heat Factory^{MD}) dans le bac de contention pour augmenter la température. Idéalement, un thermomètre devrait être laissé dans la boîte afin de garder la chaleur de 28 à 32 °C, ce qui correspond à la zone thermoneutre. **Ne jamais faire de captures deux soirs consécutifs dans une même colonie ou un même hibernacle pour ne pas perturber les individus et leur permettre de se nourrir et s'abreuver adéquatement entre les deux séances de captures.**

8 Contention chimique Ne s'applique pas

L'emploi d'un mode de contention chimique est recommandé pour toutes les procédures pouvant produire une douleur ou un stress excessif chez l'animal. Cette procédure pourrait être utile durant des manipulations particulièrement longues.

Durée maximale de l'immobilisation : variable, mais doit toujours être la plus courte possible.

Produit ou produits administrés	Dosage	Voie d'administration	Méthode d'administration
Isoflurane	Max 5 %	inhalation	chambre à induction

Suivi régulier des signes vitaux pouls respiration température oxygénation (fournir les détails sur la méthodologie dans la section sur les mesures physiologiques 18.2)

Fréquence du suivi des signes vitaux : fréquence respiratoire à surveiller en continu

Soins apportés pour assurer le bien-être des animaux pendant l'anesthésie : application de gouttes ophtalmiques

autre, précisez :

les animaux sont sous surveillance constante tant que les effets de l'immobilisation sont apparents.

Délai pendant lequel les animaux ne peuvent être consommés par un humain :

Remarques additionnelles : Mettre la chauve-souris dans une chambre à induction : isoflurane 5 % et oxygène à 2-3 L/min. Dès que la chauve-souris est inconsciente, la prendre (attention, le réveil est souvent très rapide après la sortie de la chambre à induction) et lui mettre un masque d'anesthésie adaptée à sa tête. Il doit avoir un diamètre permettant de bien entrer la tête, jusqu'aux oreilles de la chauve-souris pour éviter les fuites de gaz anesthésiant. Par la suite, maintenir l'isoflurane à 1-2 % et l'oxygène à 0,5-1 L/min.

L'induction peut aussi être faite sans utiliser de chambre à induction : Pour ce faire, un masque d'anesthésie adapté à la tête de la chauve-souris est placé sur la tête : isoflurane 3 à 4 % oxygène 1-2 L/min. Lorsque l'animal est anesthésié, réduire l'isoflurane à 0,5-1 % et l'oxygène à 0,5-1 L/min. Cette méthode est plus rapide qu'avec la chambre à induction, nécessite moins de manipulations et, par le fait même, réduit le temps d'attente pour les autres chauves-souris.

9 Marquage des tissus Ne s'applique pas

10 Étiquetage

Type d'étiquette externe : bague alaire Taille : Forme :

Instrument utilisé : pince ou doigts à usage unique désinfecté*

Site d'étiquetage : tiers proximal de l'oreille patte autre : radius

Description de la méthodologie : L'étiquetage des chauves-souris se fait généralement par l'installation d'une bague alaire. Il faut s'assurer de choisir un modèle de bague qui ne cause pas de complication à l'animal. Selon nos recherches, le modèle le plus recommandé est celui de la compagnie Porzana Ltd en métal. La grosseur de la bague doit également être ajustée à la taille de l'espèce baguée. Pour installer la bague, le manipulateur doit la pincer sur le radius à l'aide de ses doigts ou utiliser une pince à bague appropriée en faisant attention de ne pas percer l'aile. Généralement, pour les espèces de petite taille (*Myotis* sp. et pipistrelle), il est préférable de refermer la bague avec les doigts pour éviter de perforer la membrane des ailes. **La bague doit pouvoir glisser sur le radius sans toutefois être trop lâche. La bague alaire ne doit pas pouvoir dépasser le coude.**

Type de micropuce : la plus petite possible, maximum de 12,5 mm

Instrument utilisé : pistolet-injecteur ou seringue à usage unique désinfecté*

Site d'injection : entre les omoplates autre, précisez :

Description de la méthodologie : Prendre la plus petite micropuce possible en fonction de la détectabilité nécessaire jusqu'à un maximum de 12,5 mm. Un manipulateur doit immobiliser la chauve-souris pendant qu'un autre procède à l'implantation de la micropuce. Il est possible de dégager la zone entre les omoplates en coupant le poil au ciseau à bout arrondi ou au rasoir afin de mieux voir l'insertion de l'aiguille sous la peau. Charger une aiguille dans le pistolet d'injection ou la seringue. Les aiguilles et la micropuce doivent être stériles. La personne qui fait l'injection pince la peau sur le dos de la chauve-souris pour faire un pli au-dessus de la région scapulaire où l'aiguille sera insérée le long de la ligne médiane du dos. Insérer la micropuce dans le pli que vous avez créé à l'aide du pistolet de l'arrière (queue) vers l'avant (tête). Vous pouvez sentir l'aiguille sous la peau. Une fois que l'aiguille est insérée de quelques millimètres sous la peau, comprimer avec le pouce et l'index le piston du pistolet pour maintenir la micropuce dans l'espace sous-cutané. Prendre garde que la micropuce ne ressorte pas de l'autre côté du pli de peau. Retirer doucement l'aiguille de la peau en maintenant le trou fermé pour ne pas que la micropuce ressorte en retirant l'aiguille. Maintenir le trou de l'aiguille fermé et ajouter de la colle à tissu sur celui-ci. Appliquer une légère pression pendant environ 30 secondes pour s'assurer de l'étanchéité et de la fermeture du trou.

Comment minimiserez-vous les risques :

de déchirure, de blessure, d'infection et autres effets possibles à long terme : Si ça ne fonctionne pas après deux essais, relâcher la chauve-souris.

d'entrave aux comportements normaux de l'animal (reproduction, déplacement, alimentation, etc.) :

autre :

11 Pose d'émetteurs ou autres appareils

Plusieurs modèles d'émetteurs sont offerts sur le marché. L'information ci-dessous n'est fournie qu'à titre informatif. Le poids de l'émetteur choisi doit représenter moins de 5 % du poids de l'animal. Idéalement, il devrait représenter moins de 3 %. Avant de commencer les manipulations avec la chauve-souris, testez l'émetteur. Assurez-vous qu'il fonctionne bien avec le récepteur.

Recommandations d'émetteurs (si pertinent) :

Dimensions : 11 x 5 x 3 mm

Durée de fonctionnement : 31 jours

Poids** de l'appareil : 0,26 g y compris émetteur collier harnais antenne système de relâche

Poids** du plus petit animal utilisé : 5,3 g

Rapport en pourcentage du poids de l'appareil sur le poids du plus petit animal utilisé : 4,9 %

Note : Les dispositifs de télémétrie doivent être aussi légers que possible et ne pas dépasser 5 % du poids de l'animal, voire 1 à 2 %.

Site de pose : cou dos

11 Pose d'émetteurs ou autres appareils

Méthode de fixation de l'émetteur : colle

L'émetteur ne doit pas être plus lourd que 5 % du poids de l'animal (de 1 à 5 %). Selon la littérature, le plus petit mâle de chauve-souris nordique (*Myotis*) pèserait 5,3 g. Si l'étude se réalise sur la pipistrelle ou la chauve-souris pygmée, il faudrait que l'émetteur pèse moins de 2,6 g.

Un manipulateur doit immobiliser la chauve-souris pendant qu'un autre procède à l'installation de l'émetteur. Il est possible, mais optionnel de dégager la zone entre les omoplates en coupant le poil à l'aide de ciseaux à bout arrondi ou d'un rasoir afin de coller l'émetteur. Appliquer une petite quantité de colle sur tous les côtés de l'émetteur et sur la chauve-souris dans la zone où l'émetteur sera installé ainsi que sur les poils l'entourant. Placer ensuite le côté le plus plat de l'émetteur sur le dos de la chauve-souris (entre les omoplates).

Commencer par placer le bout sans antenne de l'émetteur dans la colle, sur la partie antérieure de l'animal, puis appliquer le reste de l'émetteur dans la colle. Aligner l'émetteur avec le corps (l'antenne vers la queue). Appuyer légèrement sur l'émetteur pour s'assurer que le contact des surfaces adhésives se fait bien. Replier le poil avec de la colle sur le transmetteur pour s'assurer qu'il adhère bien.

Selon les différents tests réalisés, l'émetteur peut rester de 2 jours à 3 semaines. La durée de cette période dépendra de la façon dont l'émetteur a été appliqué et des comportements de l'animal qui peuvent causer son détachement.

Précisez si l'émetteur externe : sera enlevé au terme du suivi télémétrique

se détachera de lui-même à la fin de sa vie utile (maximum 3 semaines) sera remplacé

Note : Le Comité de protection des animaux recommande l'utilisation d'émetteurs munis d'un système de relâche.

Comment seront minimisés les risques :

d'usure de la fourrure, du plumage ou de la peau ou encore de blessures ou d'infection sous l'appareil : **utiliser une colle qui finit par se détacher d'elle-même.**

d'entrave aux comportements normaux de l'animal (reproduction, déplacement, alimentation, etc.) : **utiliser un émetteur le plus petit possible**

autre :

Remarque additionnelle :

12 Mesures morphométriques

Il est possible de prendre plusieurs mesures sur les animaux manipulés. **Toute mesure doit être justifiée.**

longueur de l'avant-bras poids autre, précisez :

Description de la méthodologie (pour chaque mesure) : La mesure la plus commune est celle de l'avant-bras. Relever l'aile droite de la chauve-souris afin de mesurer la longueur de l'avant-bras avec la partie la plus intérieure du vernier. Prendre la mesure de l'épaule à la pointe de l'humérus. Appliquer une faible pression sur le vernier durant la mesure. Cette pression doit être constante à chaque mesure pour obtenir des données comparables. D'autres mesures morphométriques peuvent être prises selon le projet, notamment la longueur du tragus, de la tête et du pied.

Le poids de la chauve-souris peut être pris en déposant le sac de contention contenant la chauve-souris sur une balance et, par la suite, peser le sac vide.

13 Mesures physiologiques

Les mesures physiologiques sont nécessaires afin de suivre l'état de santé de l'animal pendant les manipulations. **Elles sont essentielles durant une contention chimique et fortement recommandées en tout temps** (même si la contention est physique et de courte durée).

température rythme cardiaque rythme respiratoire saturation en oxygène autre, précisez :

Description de la méthodologie (pour chaque mesure) : Le rythme respiratoire peut être évalué à l'œil, il doit être régulier et stable. **Un stéthoscope doit être disponible pour évaluer le rythme cardiaque, qui doit être régulier et très rapide.**

14 Prélèvements d'échantillons biologiques

Type : poils (isotope, stress) sang (condition corporelle) fèces (diète, condition, stress)

biopsie (ADN) avec un poinçon autre :

Site de prélèvement : désinfecté avec chlorhexidine (2 %) autre :

Sang : Le prélèvement est fait sur une veine de l'uropatagium (membrane de la queue).

Biopsie : La biopsie est réalisée dans l'uropatagium.

Poils : Simplement couper un peu de poil avec des ciseaux.

Fèces : Récolter les fèces qui sont trouvées dans le sac de contention.

Donnez la raison de chaque type de prélèvement : analyse génétique lecture d'âge isotopes

autre : Peut varier selon les études, mais permet aussi d'évaluer la condition corporelle et le taux de glucose.

Instrument utilisé : à usage unique désinfecté*

14 Prélèvements d'échantillons biologiques

Quantité prélevée par échantillon :

Nombre de prélèvement par animal : 1

Biopsie 2 mm de diamètre

Sang : **Selon les besoins, mais ne prélever qu'une quantité minimale. Il faut prendre au maximum 1 % du volume sanguin total.**

Comment seront minimisés les risques :

de saignements ou d'hématomes :

Description de la méthodologie (pour chaque prélèvement) :

Chez les chauves-souris, le prélèvement de sang se fait par une ponction effectuée sur une veine de l'uropatagium. Appliquer de la vaseline sur le site de ponction afin que le sang perle et pour faciliter la récolte de l'échantillon de sang. Utiliser une aiguille (gauge : 24-29, longueur : 1/2 po) stérile à usage unique pour percer une veine de l'uropatagium. Poser un tube à hématocrite afin de recueillir chaque goutte de sang. Si la quantité de sang récoltée est insuffisante ou que le sang coagule rapidement, il est possible de faire une seconde ponction sur la partie distale de la même veine (Hooper et Amelon, 2014). **Ne pas faire plus de deux ponctions sur la même veine.** Après avoir effectué le prélèvement ou si le saignement devient trop important, appliquer une légère pression à l'aide d'un tampon ou d'une gaze et appliquer de la poudre hémostatique afin d'arrêter les saignements. Lorsqu'on a besoin d'échantillons sanguins de plus de 30 µL et si le temps le permet (maximum 30 minutes — voir section 7), les mêmes manipulations peuvent être faites sur une autre veine de l'uropatagium. **Attendre que le saignement ait cessé avant de relâcher l'animal** (Kunz et Kurta, 1988; Watt et Fenton, 1995).

La biopsie est réalisée dans la membrane de l'uropatagium (voir figure 2). Utiliser un poinçon à biopsie (2 mm de diamètre) neuf ou préalablement stérilisé à l'éthanol, au Virkon et, par la suite, le passer à la flamme (si utilisé précédemment). Un poinçon peut être utilisé pour un maximum de deux individus. Prélever une biopsie dans la membrane en évitant de couper près de vaisseaux sanguins. S'il y a saignement, maintenir une pression à l'aide d'un tampon jusqu'à ce que le saignement cesse. **Si le saignement est important ou s'il persiste, mettre de la poudre hémostatique et maintenir une pression jusqu'à ce que le saignement cesse.** Il est possible de prendre une deuxième biopsie dans l'uropatagium, mais de l'autre côté des vertèbres de la queue. Il est à noter que l'uropatagium guérit plus vite que la membrane alaire.

15 Procédures chirurgicales

Ne s'applique pas

16 Stress, douleur, détresse et points limites

Toutes procédures ou manipulations risquent d'engendrer du stress, de la douleur ou de la détresse. Certains symptômes tels que blessure grave (fracture ou hémorragie), rythmes cardiaque et respiratoire anormaux, agitation excessive, comportement anormal, animal trop faible qui ne réagit plus aux stimuli, température anormale, couleur des muqueuses anormale, etc., détermineront les [points limites](#) de la procédure ou de la manipulation.

Points limites	Actions
La chauve-souris cesse d'être combative ou réactive aux manipulations. Souvent la bouche ouverte est en position figée. Une chauve-souris agressive et qui veut mordre est souvent un bon signe! Le contraire est inquiétant.	Les manipulations seront écourtées ou interrompues, en fonction de l'état, de façon à ce que l'animal soit relâché rapidement. La chauve-souris peut être libérée immédiatement ou sinon conservée dans un endroit sombre, calme et chaud.
Une chauve-souris raide, froide et peu réactive montre peut-être des signes de stress, d'épuisement ou d'hypothermie.	Repos dans un endroit sombre, chaud et calme (boîte en carton adaptée) pour reprendre des forces (environ 10 minutes). Il est suggéré d'ajouter une source de chaleur dans un sac ou une boîte adaptée (p. ex., Hot Pad, bouillotte). Une goutte de dextrose est donnée à la chauve-souris qui pourra ensuite être libérée sur le tronc d'un arbre. Elle devrait repartir d'elle-même.
Fracture de l'aile (radius, ulna ou humérus cassé) causée par la capture ou la contention.	L'animal sera euthanasié. Si la fracture semble ultérieure et a des signes de réparation naturelle, l'animal sera relâché sans manipulation.
Capture de plusieurs individus en début de soirée qui laisse présager un temps d'attente de plus de 3-4 heures avant les manipulations.	La capture est arrêtée (piège fermé) et certaines manipulations de moindre importance sont annulées afin d'accélérer le processus et libérer les animaux plus rapidement (p. ex., mesures morphométriques).
Saignement (p. ex., au site de biopsie ou durant une prise de sang)	Pression au site du saignement et application de poudre hémostatique. Attendre que le sang soit coagulé.

Déchirure de la membrane de l'aile causée par la capture ou la contention.	Arrêt des manipulations. Si la déchirure est petite, l'animal est relâché. De la colle chirurgicale à usage vétérinaire (VetBond) peut aussi être appliquée. Si la déchirure est importante et risque de compromettre le vol, l'animal devrait être euthanasié (annexe 1 : Protocole d'euthanasie — chauve-souris).
Déchirure de la membrane de l'aile antérieure à la capture.	Relâcher l'animal sans effectuer les manipulations.
Capture d'un jeune de l'année.	Relâcher le jeune sur le mur de la maternité et s'assurer qu'il peut grimper et retourner à l'intérieur en sécurité.
Capture d'une femelle avec un jeune accroché à elle.	Selon le contexte, il peut être préférable de relâcher directement la mère et le jeune. Il pourrait aussi être considéré de réduire le temps de capture au strict minimum, avec seulement une ou deux manipulations essentielles et non invasives. Il faut toujours garder le jeune au chaud à l'intérieur du sac durant la procédure et s'assurer que le jeune est de nouveau agrippé à sa mère avant de les relâcher. Il faut s'assurer que le jeune et la mère regagnent la maternité de façon sécuritaire (les mettre directement à côté ou sous l'entrée de maternité).
Cicatrices sur les ailes causées par l'arrivée récente du syndrome du museau blanc dans une région.	En remarquant des cicatrices sur les ailes des chauves-souris, en plus d'une faible combativité ou de signes de détresse durant les manipulations, dans une région où la SMB est inconnue ou récente, il est conseillé de réduire les manipulations au minimum pour diminuer le temps de contention et de manipulation. Ultimement, il serait aussi pertinent d'envisager de limiter les projets de recherche impliquant des manipulations pour une certaine période dans ces secteurs afin de maximiser les chances de survie des individus.
Signe de mise bas récente ou imminente chez les femelles	Lorsque certains signes laissent présager de la mise bas récente (tétine gonflée et dénudée) ou imminente (organes génitaux lubrifiés et enflés), il est avisé de réduire au maximum les manipulations et d'éviter les prises de sang.

17 Catégories de techniques invasives (voir annexe D Lignes directrices sur les animaux sauvages et tableau fourni)	
Manipulations :	Catégorie de techniques invasives
Capture	<input type="checkbox"/> A <input checked="" type="checkbox"/> B <input type="checkbox"/> C <input type="checkbox"/> D <input type="checkbox"/> E
Garde en captivité	<input type="checkbox"/> A <input type="checkbox"/> B <input checked="" type="checkbox"/> C <input type="checkbox"/> D <input type="checkbox"/> E
Contention physique	<input type="checkbox"/> A <input type="checkbox"/> B <input checked="" type="checkbox"/> C <input type="checkbox"/> D <input type="checkbox"/> E
Contention chimique	<input type="checkbox"/> A <input type="checkbox"/> B <input checked="" type="checkbox"/> C <input type="checkbox"/> D <input type="checkbox"/> E
Manipulations	<input type="checkbox"/> A <input checked="" type="checkbox"/> B <input type="checkbox"/> C <input type="checkbox"/> D <input type="checkbox"/> E
Étiquetage : bague	<input type="checkbox"/> A <input checked="" type="checkbox"/> B <input type="checkbox"/> C <input type="checkbox"/> D <input type="checkbox"/> E
Étiquetage : transpondeur	<input type="checkbox"/> A <input type="checkbox"/> B <input type="checkbox"/> C <input checked="" type="checkbox"/> D <input type="checkbox"/> E
Pose d'émetteurs	<input type="checkbox"/> A <input type="checkbox"/> B <input checked="" type="checkbox"/> C <input type="checkbox"/> D <input type="checkbox"/> E
Mesures morphométriques	<input type="checkbox"/> A <input checked="" type="checkbox"/> B <input type="checkbox"/> C <input type="checkbox"/> D <input type="checkbox"/> E
Biopsie	<input type="checkbox"/> A <input type="checkbox"/> B <input checked="" type="checkbox"/> C <input type="checkbox"/> D <input type="checkbox"/> E
Prise de sang	<input type="checkbox"/> A <input type="checkbox"/> B <input type="checkbox"/> C <input checked="" type="checkbox"/> D <input type="checkbox"/> E

18 Références
Barnard S. M. (1995). <i>Bats in Captivity</i> , Basically Bats Wildlife Conservation Society [En ligne] [http://www.basicallybats.org/onlinebook/cover.htm].
Constantine D. (1986). "Introduction", dans <i>Zoo and Wild Animal Medicine</i> (dir. M. E. Fowler), p. 650-655, Philadelphia PA, W. B. Saunders Company.
Hooper, S. et S. K. Amelon (2014). "Handling and blood collection in the little brown bat (<i>Myotis lucifugus</i>)", <i>Lab Animal</i> , 43(6): 197-199.
Kunz T. H. & A. Kurta (1988). "Capture methods and holding devices", dans <i>Ecological and Behavioral Methods for the Study of Bats</i> (dir. T.H. Kunz), p. 1-29, Washington DC, Smithsonian Institute.
Watt M. E. & M. B. Fenton (1995). "DNA fingerprinting provides evidence of discriminate suckling and non-random mating in little brown bats, <i>Myotis lucifugus</i> ", <i>Molecular Ecology</i> , 4: 261-264.

Figure 1 : Vérification des mamelles (femelle en lactation ou non)



Figure 2 : Biopsie de l'uropatagium



ANNEXE 1 : EUTHANASIE DE CHAUVES-SOURIS

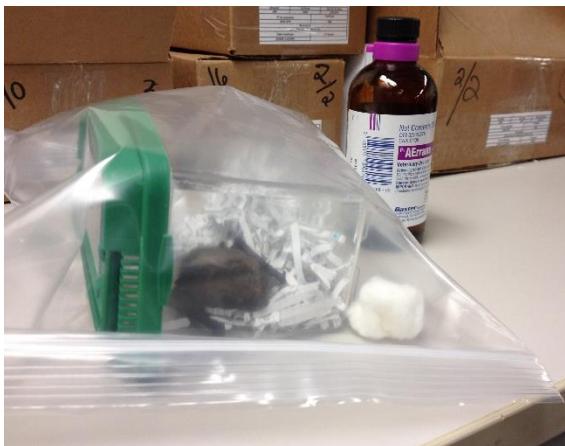
L'euthanasie adéquate d'une chauve-souris doit respecter les deux critères suivants :

- être éthiquement acceptable pour l'animal;
- être sans risque d'exposition accidentelle au virus de la rage pour le manipulateur.

L'euthanasie par surdose d'anesthésiques volatils suivie d'une congélation est la méthode retenue par le MFFP. L'isoflurane est un liquide hautement volatil. Ses vapeurs entraînent l'anesthésie d'abord, puis l'euthanasie, lorsque utilisée en surdose. La congélation confirme hors de tout doute la mort de l'animal. La congélation utilisée comme seule méthode d'euthanasie, avec ou sans réfrigération, n'est pas éthiquement acceptable.

Matériel nécessaire¹

- **Gants jetables**
- **Isoflurane**
- **1 boule d'ouate** (ou plus au besoin)
- **1 contenant primaire**, c'est-à-dire un contenant **perforé**, de préférence transparent (p. ex., contenant rigide avec couvercle de type Ziploc^{MD} que vous perforerez à plusieurs endroits, petite cage à insectes du Dollorama², voir photo)
- **1 contenant secondaire**, c'est-à-dire un contenant **avec fermeture hermétique** (p. ex., sac Ziploc^{MD}) assez grand pour y placer le contenant primaire.
- **Congélateur**



¹ Vous êtes responsable de maintenir ce matériel à jour après chaque utilisation.

² Vendu en magasin pendant la saison estivale principalement.

Protocole

A) Transfert de la chauve-souris (au besoin SEULEMENT)

*** De préférence, utilisez le contenant du citoyen comme contenant primaire afin d'éviter de faire un transfert. Ne procédez au transfert de la chauve-souris que si le contenant du citoyen ne peut pas servir de contenant primaire adéquat (p. ex., s'il est trop gros).

Contactez un « Répondant rage » par la ligne Faune (1 877 346-6763) pour obtenir de l'assistance durant cette étape.

880, chemin Sainte-Foy, 2^e étage
Québec (Québec) G1S 4X4
Téléphone : (418) 627-8694, poste 7480
Télécopieur : (418) 646-6863
Guylaine.seguin@mff.gouv.qc.ca

B) Euthanasie

1. Enfilez des gants jetables (pour éviter le contact avec l'isoflurane).
2. Travaillez dans un **lieu bien aéré** (comme un grand hangar ou encore sous une hotte), de préférence à **température ambiante** (de 15 °C à 25 °C).
 - Si vous travaillez par temps froid, le délai d'euthanasie sera inutilement prolongé en raison de l'état de torpeur de la chauve-souris et de la faible volatilité de l'isoflurane.
3. Insérez le contenant primaire (avec la chauve-souris) dans le contenant secondaire. Un contenant secondaire trop volumineux prolongera inutilement le délai d'euthanasie, il est donc préférable d'utiliser un contenant secondaire aussi petit que possible.
4. Placez une ouate généreusement imbibée d'isoflurane (mais qui ne dégoute pas) dans le contenant secondaire et fermez ce dernier hermétiquement. La chauve-souris ne doit pas entrer en contact avec la phase liquide de l'isoflurane.
5. Laissez la chauve-souris exposée au gaz pendant un **minimum de 15 minutes**.
6. Sans ouvrir le contenant secondaire, vérifiez la présence de signes de vie chez la chauve-souris. Observez si elle respire encore (mouvements de l'abdomen). En brassant délicatement le contenant, vérifiez si elle bouge, ou si elle reste accrochée à la paroi du contenant (tonus musculaire). Si le contenant est opaque, tentez de détecter s'il y a du bruit ou du mouvement à l'intérieur.
 - S'il y a des signes de vie, insérez une 2^e ouate imbibée d'isoflurane dans le contenant secondaire et attendez de nouveau 15 minutes.
7. Si aucun signe de vie n'est détecté, **transférez tel quel au congélateur** pendant un **minimum de 2 heures**, pour assurer une congélation complète.
 - Dans des situations exceptionnelles, vous pouvez confirmer la mort de la chauve-souris par noyade, plutôt que par congélation, afin de gagner du temps. Assurez-vous d'immerger complètement le contenant primaire dans une eau tiède-chaude (et non pas froide), pendant un minimum de 30 minutes.
8. Avant de procéder à l'envoi du spécimen à un laboratoire, retirez le contenant primaire du contenant secondaire. Vous pouvez envoyer le spécimen dans son contenant primaire (emballé selon les normes d'emballage du laboratoire qui vous seront fournies).
 - Si vous souhaitez conserver le contenant primaire, assurez-vous de transférer la chauve-souris morte sans la toucher.
9. Jetez la ouate aux poubelles.
 - Si elle est encore imbibée d'isoflurane, laissez-la s'assécher complètement dans un endroit bien aéré (ça ne prendra que quelques minutes).

Sécurité

- ***Isoflurane***

La fiche signalétique de l'isoflurane peut être consultée en ligne à l'adresse suivante : https://www.csst.qc.ca/prevention/reptox/Pages/fiche-complete.aspx?no_produit=768085

Bien que l'isoflurane soit très peu toxique, évitez en tout temps de respirer de grande quantité de gaz (son odeur est facilement détectable), **particulièrement au moment où vous ouvrez le contenant secondaire**. Travaillez dans un endroit bien aéré.

Les femmes enceintes ne doivent en aucun cas être exposées à l'isoflurane.

L'isoflurane est un produit pharmaceutique sous prescription et n'est pas assujéti au programme SIMDUT.

- ***Morsure, griffure ou contact direct avec la salive de la chauve-souris***

*** En tout temps, évitez tout contact avec la chauve-souris.

En cas d'exposition à risque, c'est-à-dire une morsure, une griffure ou un contact direct avec la salive de la chauve-souris :

1. Lavez immédiatement la zone atteinte avec de l'eau et du savon pendant 10 à 15 minutes;
2. Contacter Info-Santé au 811;
3. Aviser un « Répondant rage » de la situation en composant le 1 877 346-6763 (ligne Faune).