Recommandations en matière de bien-être et de manipulation pour dénombrer les chauves-souris au Canada

Préparé pour l'Agence Parcs Canada

Avril 2023

N° de cat. R62-593/2023E-PDF
ISBN 978-0-660-48583-6

Recommandations en matière de bien-être et de manipulation pour dénombrer les chauves-souris au Canada

Préparé pour l'Agence Parcs Canada

Préparé par Krista Patriquin[1], Lori Phinney[2], Scott McBurney[3], Dave McRuer[4], Réseau canadien pour la santé de la faune, région de l'Atlantique[5] et le Groupe de travail canadien sur le bien-être des chauve-souris[6]

[1] Université Saint Mary's, Halifax (N.-É.)

[2] Institut de recherche Mersey Tobeatic, Kempt (N.-É.)

[3] Réseau canadien pour la santé de la faune, région de l'Atlantique, Université de l'Île-du-Prince-Édouard, Charlottetown (Î.-P.-É.)

[4] Agence Parcs Canada, Charlottetown (Î.-P.-É.)

[5] Réseau canadien pour la santé de la faune, région de l'Atlantique, Charlottetown (Î.-P.-É.) Daniela Losada, Tessa McBurney, Jordi Segers, Megan Jones, Darrian Washinger

[6] Groupe de travail canadien sur le bien-être des chauves-souris : Erin Baerwald, Université de Northern British Columbia; Robert Barclay, Université de Calgary; Hugh Broders, Université de Waterloo; Alice Crook, Collège vétérinaire de l'Atlantique; Paul Faure, Université McMaster; Jessica Humber, gouvernement de Terre-Neuve-et-Labrador; Alyssa Hunter, Première Nation Qalipu Mi'Kmaq; Thomas Jung, gouvernement du Yukon; Cori Lausen, Wildlife Conservation Society of Canada; John Ratcliffe, Université de Toronto; Craig Willis, Université de Winnipeg

Contributions

Krista J Patriquin : a été embauchée par l'Institut de recherche Mersey Tobeatic (IRMT) pour animer les ateliers et rédiger le rapport.

Lori Phinney : a été embauchée par l'Agence Parcs Canada (APC) et le Réseau canadien pour la santé de la faune (RCSF) pour animer les ateliers et fournir des commentaires détaillés sur le rapport, ainsi que pour gérer les fonds.

Scott McBurney : a conçu ce projet, a recueilli des fonds, a collaboré avec d'autres membres du RCSF, région de l'Atlantique, pour rédiger la revue de la documentation scientifique sur laquelle repose ce rapport, a participé aux discussions lors des ateliers, a formulé des commentaires détaillés sur toutes les ébauches du rapport et a rédigé certaines parties.

Dave McRuer : a collaboré avec des membres du RCSF, région de l'Atlantique, pour obtenir des fonds auprès de l'APC, a participé aux discussions lors des ateliers et a formulé des commentaires détaillés sur toutes les ébauches du rapport.

RCSF, région de l'Atlantique : les membres ont rédigé la revue de la documentation scientifique sur laquelle repose ce rapport et ont participé à la mise en forme et à la révision du document.

Groupe de travail canadien sur le bien-être des chauves-souris : les membres ont été consultés lors de trois ateliers et dans le cadre de discussions individuelles, au besoin. Ils ont également formulé des commentaires sur les premières ébauches du rapport.

Ce projet a été financé par l'APC et le RCSF.

Photo de couverture : *Myotis septentrionalis* tenue dans la main. Crédit : Jordi Segers, RCSF

Table des matières

Résumé **1**

Message à l'intention des organismes de réglementation **2**

Navigation dans le document **3**

1.0 Contexte **4**

2.0 Portée **5**

3.0 Considérations générales **6**

4.0 Biosécurité **8**

4.1 Vaccination 10

4.2 Équipement de protection individuelle 11

4.2.1 Gants 11

4.2.2 Masques 12

4.2.3 Vêtements 12

4.2.4 Chaussures 12

4.2.5 Lotions topiques et vaporisateurs 12

4.3 Décontamination 13

5.0 Capture des chauves-souris et libération des pièges **14**

5.1 Lignes directrices générales 14

5.2 Expérience 15

5.3 Méthodes de capture 16

5.3.1 Filets japonais 16

5.3.2 Pièges-harpes 23

5.3.3 Pièges portatifs 25

5.3.4 Capture à la main 27

5.4 Nombre de chauves-souris prévu 27

5.4.1 Région géographique et climat 27

5.4.2 Conditions météorologiques et saison 28

5.4.3 Habitat 28

6.0 Retenue, manipulation et remise en liberté **28**

6.1 Chauves-souris tenues dans la main 28

6.2 Sacs et bacs de contention 32
6.3 Nombre de chauves-souris par sac/bac 35
6.4 Dispositifs de retenue 35
6.5 Durée de manipulation 35
6.5.1 Lignes directrices générales 35
6.5.2 Heure de la nuit 38
6.5.3 Conditions environnementales locales 38
6.5.4 Saison 38
6.5.5 Espèces 39
6.5.6 Collecte de données morphométriques et démographiques 40
6.5.6.1 Masse corporelle 40
6.5.6.2 Longueur de l'avant-bras 41
6.5.6.3 Mesures morphométriques supplémentaires 42
6.5.6.4 Détermination du sexe 42
6.5.6.5 État reproducteur 42
6.5.6.6 Classes d'âge 45
6.5.7 Léthargie 50
6.5.8 Mauvaise santé 50
6.6 Nourrissage des chauves-souris 51
6.7 Remise en liberté des chauves-souris 52
7.0 Marquage 53
7.1 Techniques de marquage à court terme 54
7.1.1 Marqueur hydrosoluble 54
7.1.2 Colorant capillaire temporaire non toxique 54
7.1.3 Étiquettes de marquage d'abeille 54
7.1.4 Coupe de poils 54
7.1.5 Emporte-pièce à biopsie pour les ailes ou la queue 55
7.1.6 Étiquettes luminescentes 55
7.1.7 Radio-émetteurs pour localiser les gîtes 56
7.2 Techniques de marquage à long terme 59
7.2.1 Bagues pour chauves-souris 59
7.2.2 Étiquettes à transpondeur passif intégré 62
7.3 Méthodes non recommandées 64

8.0 Échantillons biologiques 64
8.1 Échantillons d'urine 64
8.2 Échantillons de lait 65
8.3 Échantillons de sang 65
8.4 Emporte-pièce à biopsie 65
8.5 Poils 68
8.6 Échantillons de fèces 68
8.7 Ectoparasites 68
9.0 Photographie 68
10.0 Euthanasie 69
10.1 Méthode en circuit ouvert 70
10.2 Dislocation cervicale manuelle 72
10.3 Élimination des chauves-souris et des déchets 72
10.4 Techniques d'euthanasie inacceptables 73
11.0 Surveillance médicale 73
12.0 Lacunes sur le plan des connaissances 74
14.0 Bibliographie 76
Annexe I. Fournisseurs d'équipement de relevé pour la capture de chauves-souris 86

Liste des tableaux

Tableau 1. Plage de seuils proposés pour la capture, la manipulation et la garde des chauves-souris (en fonction des commentaires de huit experts représentant l'est, le centre, l'ouest et le nord du Canada). Les seuils les plus prudents représentent le risque le plus faible de compromettre le bien-être des chauves-souris d'après les suggestions des experts. Les seuils les moins prudents représentent ceux comportant le plus haut risque de compromettre le bien-être des chauves-souris, mais qui pourraient être justifiés pour assurer la réussite d'un relevé, d'après les suggestions des experts. Pour obtenir plus de détails, veuillez consulter les sections pertinentes du document. 17

Liste des figures

Figure 1. Carte des régions estimatives du nord de l'Amérique du Nord les plus susceptibles de présenter des risques d'histoplasmose selon la revue de la documentation (adaptée de Ashraf *et al.* 2020).....9

Figure 2. Chauve-souris tenue dans une main portant un gant en cuir (à gauche – Krista Patriquin) et une main portant un gant en nitrile (à droite – Lori Phinney). 12

Figure 3. Filet japonais à double hauteur (Jordi Segers). 20

Figure 4. Crochet permettant de retirer le filet japonais de la bouche de la chauve-souris (tiré de RISC 2022; L. Andrusiak). 22

Figure 5. Faire glisser doucement le pouce du haut de la tête de la chauve-souris jusqu'à la base de son cou pour lui faire pencher la tête vers l'arrière. Cette méthode est utilisée pour encourager la chauve-souris à lâcher prise et pour examiner l'usure de ses dents (Krista Patriquin). 23

Figure 6. Piège-harpe (à gauche – Tessa McBurney; à droite – Brock Fenton). 25

Figure 7. Filet à main (Avinet) 26

Figure 8. Piège pour gîte fait maison (en bas à gauche – Kunz et Kurta 1998; en haut et en bas à droite – Krista Patriquin). 26

Figure 9. Chauve-souris tenue par le bout des doigts (Florent Valetti; photo prise avant le SMB). 29

Figure 10. À gauche – Technique « Nelson » avec les ailes sur les côtés (Jared Hobbs). À droite – Chauve-souris tenue avec les bras tendus derrière le dos (d'après : https://www.batcon.org/press/scholars-expand-research-capabilities-for-global-bat-conservation-2/). 30

Figure 11. Prise dans la paume de la main (en haut – Jordi Segers) avec les ailes ouvertes pour examen (en bas à gauche – Bob Brett) ou la prise de mesures. 31

Figure 12. Tenue d'une chauve-souris avec un sac à chauve-souris pendant le traitement à des fins d'illustration seulement (Krista Patriquin). Remarque : Il est DÉCONSEILLÉ de manipuler des chauves-souris sans gants. 32

Figure 13. Sacs de contention pour chauves-souris avec cordon de serrage autour du haut. En haut à gauche – Sac en tissu (Krista Patriquin); en haut à droite – Sac en filet pour chauve-souris (Cori Lausen). On peut ajouter une épingle à linge (en bas – Jordi Segers) pour éviter que la chauve-souris s'échappe (épingle à linge bleue en plastique) et pour étiqueter les sacs (épingle à linge en bois avec numéro). 33

Figure 14. Bac de contention avec sacs suspendus sur des tiges et bloc chauffant dans une chaussette au fond du bac (Jordi Segers). 34

Figure 15. Dispositif de retenue McMaster pour chauves-souris (image fournie par Paul Faure). 37

Figure 16. Chauve-souris enveloppée dans un bas de nylon dans une main (à gauche – Krista Patriquin) et sur une balance (à droite – Brock Fenton). 41

Figure 17. Comparaison des stades de reproduction des femelles : femelle gestante à un stade avancé (en haut à gauche – Jared Hobbs), femelle allaitante (en haut à droite – Jared Hobbs) et femelle en période post-allaitement (en bas – Brock Fenton). 44

Figure 18. Chauve-souris mâle (Jared Hobbs). 45

Figure 19. Métacarpiens d'une chauve-souris juvénile présentant un interstice épiphysaire (à gauche – Hildegard Gerhach) et chauve-souris adulte présentant des articulations métacarpiennes « bosselées » (à droite – Krista Patriquin). 46

Figure 20. Schéma illustrant la catégorie des dents en fonction de l'usure des canines utilisée pour estimer approximativement l'âge (d'après Holroyd 1993). 48

Figure 21. Dent de catégorie n° 1 (Haut – Jason Headley), dent de catégorie n° 3 (en bas à gauche – Krista Patriquin), dent de catégorie n° 4 (en bas à droite – Krista Patriquin). 49

Figure 22. Examen des dents à la loupe (Cori Lausen). 49

Figure 23. Vol d'essai (à gauche – Krista Patriquin; à droite – Brock Fenton). 53

Figure 24. Ciseaux pour la coupe des poils. (p. ex. : http://www.roboz.com)....55

Figure 25. Superficie de poils coupés aux fins de marquage, de prélèvement d'échantillons de poils et de fixation de radio-émetteur (Lori Phinney). Remarque : La superficie serait plus petite si la coupe visait uniquement le marquage. 55

Figure 26. Chauve-souris dans un dispositif de retenue avec un émetteur (Krista Patriquin). 59

Figure 27. Bague à anneau fendu modifiée (Robert Barclay). 60

Figure 28. Bague en aluminium à bord relevé sur une chauve-souris (Brock Fenton). 62

Figure 29. Schéma illustrant le « triangle magique » (surligné en rouge) pour les biopsies (adapté de la photo de Brock Fenton). 66

Figure 30. Queue (en haut – Jordi Segers) et aile (en bas – Krista Patriquin; prise avant l'utilisation répandue des gants) de chauve-souris étirées à des fins de biopsie. 67

Résumé

Avant d'entreprendre un projet qui exige la manipulation directe de chauves-souris, il est essentiel que les membres du personnel reçoivent une formation pratique concernant les techniques de capture et de manipulation des chauves-souris auprès d'un professionnel expérimenté.

Le présent document a pour but d'améliorer le bien-être des chauves-souris en fournissant un ensemble complet de lignes directrices aux chercheurs et aux organismes de réglementation canadiens qui participent à la supervision de ces projets, en mettant principalement l'accent sur le dénombrement de chauves-souris et la surveillance de leur santé. Nous reconnaissons que les décisions sont souvent prises rapidement sur le terrain, ce qui peut être stressant pour les personnes qui y travaillent, de même que pour les chauves-souris. Ces lignes directrices devraient aider les chercheurs et les organismes de réglementation à tenir compte du bien-être des chauves-souris à toutes les étapes du travail sur le terrain, à élaborer des plans d'intervention visant à réduire le stress et à éviter les problèmes grâce à la planification préventive. En outre, nous reconnaissons qu'il n'est pas possible de prévoir tous les incidents, auquel cas les praticiens doivent se fier à leur bon jugement en se basant sur les renseignements contenus dans le présent document.

Le présent document ***ne vise pas*** à remplacer les *recommandations spécifiques aux espèces pour les chauves-souris* de 2003 du Conseil canadien de protection des animaux (CCPA). Ces lignes directrices actuelles portent expressément sur le dénombrement démographique selon la méthode « capturer-marquer-remettre en liberté » et sur les relevés visant à surveiller la santé des chauves-souris. Ce document pourrait également être utile aux chercheurs qui réalisent des projets de recherche plus ciblés qui vont au-delà du dénombrement de chauves-souris (p. ex. le transport, la garde et le soin des chauves-souris en captivité ou encore les interventions médicales). Il importe cependant de reconnaître que certains projets pourraient nécessiter une plus grande souplesse sur le plan de l'application des techniques de recherche qui nous permettront de mieux comprendre la biologie des chauves-souris et de contribuer efficacement à leur conservation et à leur gestion. Par conséquent, ces recommandations ne se veulent pas normatives; les chercheurs et les organismes de réglementation doivent faire preuve de bon sens lorsqu'ils prennent des décisions concernant leurs objectifs scientifiques et leurs situations particulières. Les projets de recherche précis doivent être évalués au cas par cas en ce qui concerne les pratiques exemplaires de manipulation et de bien-être des chauves-souris. Il est important de reconnaître que les recommandations présentées dans le présent document évolueront et qu'elles pourraient donc être modifiées et remplacées à mesure que de nouveaux renseignements seront accessibles. Les praticiens sont donc invités à consulter le présent document pour connaître tout nouveau renseignement sur la réglementation fédérale, provinciale ou territoriale relative à la recherche liée aux chauves-souris sur le terrain.

Afin de nous assurer que tous les intervenants (y compris ceux qui pourraient ne pas avoir accès à la documentation revue par les pairs) ont facilement accès à tous les renseignements pertinents, nous présentons une synthèse complète des techniques et des pratiques courantes qui figurent dans la documentation parallèle et celle révisée par les pairs. Afin de nous assurer d'inclure également les connaissances qui ne sont pas communiquées par ailleurs, nous avons consulté des praticiens ayant une vaste expérience de travail avec les chauves-souris au Canada et provenant de divers secteurs (p. ex. universitaires, organisations non gouvernementales [ONG], gouvernement, vétérinaires,

ÉBAUCHE

conseillers et défenseurs du bien-être animalier). De plus, nous avons intégré les commentaires des réviseurs sur une version précédente du présent document fourni par des organismes de réglementation du Canada ayant compétence en matière de conservation et de gestion des chauves-souris. Les lecteurs peuvent s'attendre à trouver, au besoin, des mises à jour des techniques établies, une présentation des nouvelles pratiques et des lignes directrices concernant les points suivants : 1) biosécurité (vaccination, équipement de protection individuelle, décontamination), 2) capture et libération des pièges (filets japonais, pièges-harpes, pièges portatifs, capture à la main), 3) retenue (chauves-souris tenues dans les mains, sacs et bacs de contention, nombre de chauves-souris par sac/bac, masse corporelle, dispositifs de retenue), 4) manipulation et durée de manipulation (heure de la nuit, conditions environnementales locales, saison, espèces, collecte de données morphométriques et démographiques, léthargie et chauves-souris en mauvaise santé), 5) nourrissage des chauves-souris, 6) remise en liberté des chauves-souris, 7) techniques de marquage à court terme (marqueurs solubles à l'eau, colorant non toxique, marqueurs pour abeille, coupe de poils, emporte-pièce à biopsie, étiquettes luminescentes) et à long terme (bagues pour chauves-souris, étiquettes à transpondeur passif intégré), ainsi que les méthodes de marquage non recommandées, 8) échantillons biologiques (urine, lait, sang, emporte-pièces à biopsie, poils, fèces, ectoparasites), 9) photographie, 10) euthanasie et 11) surveillance de la santé.

Étant donné que le nombre de captures prévues doit être indiqué dans les demandes de permis, nous fournissons également un aperçu du nombre de chauves-souris à prévoir selon : 1) la région géographique et le climat, 2) les conditions météorologiques et la saison et 3) l'habitat. Nous indiquons en outre les lacunes en ce qui a trait aux connaissances actuelles.

Pour aider les chercheurs et les organismes de réglementation, nous présentons également un tableau décrivant les seuils de décision suggérés pour la capture, la manipulation et la garde des chauves-souris. Nous fournissons aussi une série d'images des diverses pratiques décrites ci-dessus. Nous soulignons également les lacunes sur le plan des connaissances actuelles relativement aux conséquences possibles des pratiques courantes sur le bien-être des chauves-souris.

Les chercheurs qui planifient des projets à l'aide de techniques qui vont au-delà du dénombrement des chauves-souris et de la surveillance de celles-ci sur le terrain, notamment le transport, la garde et le soin des chauves-souris en captivité, les interventions médicales sur celles-ci et les méthodes qui vont au-delà de la portée des présentes lignes directrices, devraient consulter au moins l'un des documents suivants : CCPA (2003), Kunz et Parsons (2009), Lollar (2010, 2018) et Sikes *et al.* (2016).

Message à l'intention des organismes de réglementation

Le présent document vise à fournir :

- un aperçu des lignes directrices actuelles, à jour et nouvelles relativement à la manipulation sécuritaire des chauves-souris;
- des *lignes directrices* qui portent expressément sur le dénombrement à l'aide de la méthode capturer-marquer-remettre en liberté et l'évaluation de la santé des chauves-souris.

Ce document ***n'est pas***

- un guide sur la façon d'effectuer les relevés (p. ex., comment installer des filets et à quel endroit les installer, comment mesurer les avant-bras ou l'usure des dents, comment dépister

ÉBAUCHE

Pseudogymnoascus destructans, etc.), mais plutôt un guide visant à atténuer les lésions potentielles chez les chauves-souris et chez les praticiens lorsqu'ils ont recours à ces méthodes. Les lecteurs qui recherchent ces renseignements peuvent d'abord consulter le document « Inventory Methods for Bats: Standards for Components of British Columbia's Biodiversity » (Resources Information Standards Committee [RISC] 2022) et les sources qui y sont citées;

- destiné à remplacer les *recommandations spécifiques aux espèces pour les chauves-souris* de 2003 du CCPA;
- destiné à remplacer, mais plutôt à compléter, les lignes directrices déjà établies dans certaines régions (p. ex. Handbook of Inventory Methods and Standard Protocols for Surveying Bats in Alberta [Vonhof 2010]; Inventory Methods for Bats: Standards for Components of British Columbia's Biodiversity [RISC 2022]);
- *normatif :*
    - nous avons tenté d'aborder tous les scénarios possibles auxquels les praticiens pourraient être confrontés lorsqu'ils effectuent le dénombrement et évaluent la santé des chauves-souris, mais ces scénarios pourraient ne pas s'appliquer à tous les demandeurs ou à tous les projets;
    - une évaluation au cas par cas sera nécessaire pour les praticiens qui demandent des permis relatifs à des questions de recherche plus ciblées allant au-delà du simple dénombrement et de l'évaluation de la santé des chauves-souris. Dans ce cas, les chercheurs doivent collaborer étroitement avec leur comité de protection des animaux institutionnel ou organisationnel.

Navigation dans le document

- Une table des matières contenant des liens est fournie pour aider les utilisateurs à repérer rapidement les renseignements qui correspondent le plus à leurs besoins.

- Un tableau des seuils de décision concernant l'intensité de piégeage acceptable ainsi que les durées de manipulation et de garde est également inclus pour différents habitats et diverses saisons et données démographiques des chauves-souris. Ce tableau contient une plage de seuils acceptables basés sur les commentaires d'experts canadiens portant sur le sujet 8.

    - Les seuils les plus bas représentent le risque le plus faible de nuire au bien-être des chauves-souris.
    - Les seuils plus élevés comportent un plus haut risque de nuire au bien-être des chauves-souris, mais ils pourraient être justifiés pour obtenir les données ou les résultats recherchés du relevé.

- Dans les cas où les pratiques actuelles sont bien documentées, un aperçu pourrait être fourni; les lecteurs sont alors invités à consulter la documentation citée pour obtenir plus de détails.

- Dans les cas où la description d'une technique ou d'une procédure n'est pas encore publiée, parce que de nouvelles méthodes ont été adoptées ou que les méthodes existantes ont été modifiées, d'autres détails sont fournis.

ÉBAUCHE

1.0 Contexte

La norme actuelle concernant la manipulation et la garde sécuritaires des chauves-souris au Canada comprend les *recommandations spécifiques aux espèces pour les chauves-souris* de 2003 du Conseil canadien de protection des animaux (CCPA). De nouveaux outils de relevé pour les chauves-souris, comme les étiquettes à transpondeur passif intégré, sont depuis disponibles et utilisés à grande échelle. Des modifications visant à améliorer les pratiques et les outils actuels ont également été apportées. De même, plusieurs espèces de chauves-souris du Canada (*Myotis lucifugus*, *M. septentrionalis* et *Perimyotis subflavus*) ont depuis été inscrites sur la liste des espèces en voie de disparition en vertu de la *Loi sur les espèces en péril* (LEP) en raison des déclins spectaculaires de populations associés à la propagation d'un agent pathogène fongique mortel (*Pseudogymnoascus destructans*, *P. d.*), qui est à l'origine du syndrome du museau blanc (SMB) (Environment et Changement climatique Canada [ECCC] 2018). De plus, le Comité sur la situation des espèces en péril au Canada (COSEPAC) étudie actuellement les espèces migratrices *Lasiurus cinereus, L. borealis,* et *Lasionycteris noctivagans* pour déterminer si elles devraient être inscrites sur la liste de la LEP, étant donné qu'elles ont été touchées par la mortalité associée à un trauma qui découle de l'expansion des projets d'aménagement d'éoliennes dans leur aire de répartition (Arnett et Baerwald 2013; COSEPAC 2022a). Ces menaces pour les populations canadiennes de chauves-souris ont donné lieu à de nouveaux types de relevés, tandis que le nombre de personnes et d'organismes qui cherchent à mieux comprendre et à protéger les chauves-souris a considérablement augmenté. Parallèlement, les recommandations relatives à la manipulation sécuritaire des chauves-souris sont mises en œuvre et ont été culturellement adaptées au fil du temps, et transmises de mentor à apprenti, mais cette sagesse collective pourrait ne pas être consignée de façon permanente (Jung *et al.* 2020). Entre-temps, les organismes qui délivrent des permis de travail avec les chauves-souris se reportent aux lignes directrices de 2003 du CCPA et, à l'heure actuelle, aucun calendrier de révision n'a été établi pour inclure de nouvelles techniques (G. Griffin, communication personnelle). Les entités chargées de délivrer les permis pourraient aussi ne pas avoir de connaissances directes de l'univers des chauves-souris et se fier aux lignes directrices relatives à d'autres taxons pour documenter leur méthode de gestion. Par conséquent, ces professionnels de la faune sont moins en mesure de critiquer les applications et d'établir des lignes directrices appropriées pour créer un juste équilibre entre les objectifs des projets et le bien-être des chauves-souris. C'est pourquoi notre objectif est de fournir un ensemble de lignes directrices à jour sur la manipulation des chauves-souris qui aideront les décideurs des ministères fédéraux, provinciaux et territoriaux ayant compétence en matière de santé de la faune, de même que les universitaires et autres professionnels de la faune qui travaillent avec les chauves-souris, à adopter des pratiques exemplaires en matière de bien-être. En outre, nous espérons que le CCPA tiendra compte de ces lignes directrices lorsqu'il révisera ses recommandations spécifiques aux espèces pour les chauves-souris.

À cette fin, le Réseau canadien pour la santé de la faune (RCSF) a procédé à une revue de la documentation pour l'Agence Parcs Canada (APC) intitulée *Literature review for the safe care and handling of bats in research and management within Parks Canada places and beyond* (Losada *et al.* 2021). Par la suite, l'Institut de recherche Mersey Tobeatic et Krista Patriquin ont consulté un comité de praticiens et d'experts en chauves-souris au Canada (Groupe de travail canadien sur le bien-être des chauves-souris, GTCBC) pour acquérir de précieuses connaissances sur les nouvelles (et anciennes) stratégies de bien-être et de manipulation qui pourraient ne pas être consignées dans la documentation

parallèle et celle révisée par les pairs. Pour obtenir un point de vue national canadien, des praticiens possédant une vaste expérience de la manipulation, du bien-être et de la santé des chauves-souris ont été sélectionnés pour représenter différentes régions canadiennes (p. ex. l'Est, le Centre, les Prairies, l'Ouest et le Nord), car les espèces et le climat, qui varient grandement, pourraient influer sur les recommandations. Des efforts ont également été déployés pour représenter les différents intervenants, notamment les universitaires, les ONG, le gouvernement, les vétérinaires, les conseillers, les Autochtones et les défenseurs du bien-être animalier, puisque les objectifs de leurs projets et leurs méthodes peuvent également varier. Ensemble, la revue de la documentation et le processus de consultation ont appuyé la création du présent document. Les recommandations reposent, dans la mesure du possible, sur la documentation revue par les pairs. Sinon, elles s'appuient sur les opinions professionnelles des membres du GTCBC fondées sur des décennies d'expérience cumulative dans toutes les régions du Canada.

2.0 Portée

Le présent document n'est pas destiné à remplacer les *recommandations spécifiques aux espèces pour les chauves-souris* de 2003 du CCPA. Nous fournissons plutôt une mise à jour des techniques établies, au besoin, et présentons de nouvelles pratiques exemplaires aux chercheurs et aux organismes de réglementation dans le but d'améliorer le bien-être des chauves-souris. Plus précisément, les recommandations énoncées dans le présent document visent principalement le dénombrement démographique selon la méthode capturer-marquer-remettre en liberté et les relevés visant à surveiller la santé des chauves-souris, car il s'agit actuellement des types de travaux les plus courants qui nécessitent la manipulation de chauves-souris au Canada. Selon l'Agence Parcs Canada (APC), la totalité des demandes (n = 22) soumises à son comité de protection des animaux entre 2011 et 2021 pour le travail lié aux chauves-souris dans les parcs nationaux et les lieux historiques nationaux portait sur le dénombrement nécessitant la capture et le marquage, ainsi que la collecte d'échantillons biologiques types à l'aide de méthodes non invasives (p. ex. poils, tissus ou fèces). Parmi ces demandes, seulement 14 % visaient aussi à répondre à des questions de recherche spécifiques exigeant une manipulation plus poussée et des interventions invasives. Nous formulons donc des recommandations pour une variété de méthodes de capture et de marquage. Des méthodes détaillées sont fournies pour les techniques pouvant avoir une incidence sur le bien-être des chauves-souris, alors que les méthodes non liées à leur bien-être ne sont pas abordées. Par exemple, nous présentons des méthodes pour fixer un radio-émetteur, mais pas celles qui permettent de suivre efficacement les chauves-souris. Par conséquent, ces lignes directrices ne portent pas sur les recommandations pouvant exiger la garde des chauves-souris à long terme ou les projets prévoyant leur captivité. Les chercheurs qui planifient des projets allant au-delà du dénombrement de chauves-souris, notamment le transport, la garde et le soin des chauves-souris en captivité, les interventions médicales sur celles-ci et les méthodes qui vont au-delà de la portée de ces lignes directrices, devraient consulter au moins un des documents suivants : CCPA (2003), Kunz et Parsons (2009), Lollar (2010, 2018) et Sikes *et al.* (2016). Il est important de reconnaître que les recommandations présentées dans le présent document évolueront et qu'elles pourraient donc être modifiées et remplacées à mesure que de nouveaux renseignements seront accessibles. Nous invitons les lecteurs à consulter le site Web Santé des chauves-souris – Ressources du RCSF pour obtenir la dernière version de ce document évolutif.

ÉBAUCHE

3.0 Considérations générales

Avant d'entreprendre un projet qui exige la manipulation directe de chauves-souris, il est essentiel que les membres du personnel reçoivent une formation pratique concernant la capture des chauves-souris et les techniques de manipulation auprès d'un professionnel expérimenté qui, dans certains cas, pourrait inclure un vétérinaire (comme pour l'euthanasie). Idéalement, un mentor doit superviser les membres du personnel jusqu'à ce qu'ils démontrent qu'ils maîtrisent le piégeage et la manipulation. Si aucun mentor compétent n'est disponible au sein de l'organisation d'un chercheur, les personnes qui ont besoin d'une formation pourraient acquérir de l'expérience en faisant du bénévolat auprès d'experts en chauves-souris ou en participant à des ateliers sur la manipulation des chauves-souris.

Pour tout projet, le bien-être des animaux vivants doit être soigneusement pris en compte. Les lignes directrices sur l'utilisation des animaux de l'Animal Behavior Society (2022) recommandent que, « pour des raisons scientifiques et éthiques, les chercheurs qui étudient des animaux vivant en liberté prennent les mesures nécessaires pour éviter de provoquer la peur, la détresse ou des lésions chez chaque animal et pour réduire au minimum les conséquences de l'étude sur les populations et les écosystèmes dans lesquels vit chaque animal » [traduction] (p. III).

Le cadre éthique des « trois R » de Russel et Burch peut orienter les praticiens en chauves-souris (Animal Behaviour Society 2022; CCPA n.d.). Dans les cas de dénombrement, la *réduction* et le *perfectionnement* doivent être priorisés, car le *remplacement* des animaux vivants par d'autres méthodes pourrait ne pas répondre aux principaux objectifs d'un dénombrement. Cela étant dit, les progrès réalisés dans l'analyse moléculaire du guano pourraient être utiles (Guan *et al.* 2020). On peut *réduire* le nombre d'animaux en établissant a priori les données nécessaires pour répondre aux objectifs ou aux hypothèses d'un projet. Le temps de manipulation prolongée d'un animal donné pourrait donc être justifié lorsqu'il permet de réduire le nombre total d'individus touchés (Animal Behaviour Society, 2022). Les chercheurs doivent donc trouver un juste équilibre entre, d'une part, les conséquences potentielles de la prolongation du stress aigu résultant de la capture et de la manipulation d'un individu dans un seul événement pour obtenir les données nécessaires et, d'autre part, le stress cumulatif qui pourrait survenir si des captures répétées sont nécessaires pour acquérir les mêmes données. Par exemple, les projets nécessitant la capture de chauves-souris en vol libre exigent souvent l'échantillonnage répété des sites étant donné que l'activité des chauves-souris varie en fonction des conditions météorologiques, de la disponibilité des proies et de la saison de reproduction. Le *perfectionnement* fait référence non seulement au fait d'apporter d'autres rajustements pour réduire au minimum les activités du projet sur le bien-être d'un individu, mais aussi aux indicateurs de résultat d'un projet a priori (Animal Behaviour Society 2022). Dans les cas de dénombrement de chauves-souris, les chercheurs doivent surveiller le bien-être des animaux et modifier les procédures de capture et de manipulation en temps réel, au besoin. Ils doivent établir, et préciser dans les protocoles, les indicateurs de résultat des procédures a priori pour : a) le temps passé dans les pièges, y compris le temps nécessaire pour libérer les chauves-souris de ces pièges, b) le temps de manipulation pendant l'intervention, c) le temps total de garde jusqu'à la remise en liberté, ce qui comprend a) et b), et d) l'euthanasie. En ce qui a trait aux trois R, les chercheurs

doivent également tenir compte de l'espèce, du sexe, de l'âge, du stade de reproduction et de la région (points abordés plus loin dans le présent document).

En plus d'obtenir l'approbation des comités de protection des animaux, les chercheurs doivent aussi obtenir tous les permis et toutes les autorisations nécessaires des propriétaires fonciers et des ministères fédéraux, provinciaux et territoriaux ayant compétence en matière de gestion et de conservation des chauves-souris. Il se pourrait que plusieurs permis soient nécessaires, selon l'espèce ciblée (p. ex., un permis de capture d'animaux sauvages et un permis délivré en vertu de la *Loi sur les espèces en péril* pourraient être exigés pour les espèces menacées ou en voie de disparition dans certains territoires de compétence, tandis que l'approbation d'un comité de protection de la faune pourrait aussi être requise), le projet proposé (p. ex. surveillance acoustique, capture de chauves-souris en vol libre, dénombrement des gîtes et relevés des hibernacles) et l'état de la propriété des terres des zones d'étude (p. ex. terres fédérales/provinciales/territoriales de la Couronne, parcs et aires protégées désignés, aires patrimoniales de Parcs Canada, Premières Nations et terres privées). Pour les travaux sur les terres de Parcs Canada, les chercheurs doivent demander un permis de recherche et de collecte de Parcs Canada (APC 2022). Pour les travaux sur d'autres terres fédérales, les chercheurs doivent consulter le système de permis pour les espèces en péril (Gouvernement du Canada 2022). Il faut communiquer avec les ministères provinciaux et territoriaux de la faune pour déterminer les exigences en matière de permis, car ils peuvent avoir leurs propres lois sur les espèces en péril et sur la protection de la faune. Par conséquent, les organismes de réglementation provinciaux et territoriaux établissent leurs propres lignes directrices et indicateurs de résultat sur les permis en fonction des circonstances contextuelles de gestion et de conservation propres aux espèces se trouvant sur leur territoire de compétence. En plus d'obtenir les permis nécessaires, les chercheurs qui prévoient d'effectuer des travaux sur des terres privées doivent communiquer avec les propriétaires fonciers pour obtenir leur autorisation. Les délais pour obtenir les permis et les autorisations sont longs; les chercheurs doivent donc planifier leurs travaux bien avant la date de début proposée. Dans certains cas, des permis pourraient être nécessaires pour acheter des pièges (p. ex. des filets japonais) et du matériel de marquage (p. ex. des bagues).

Les chercheurs sont invités à consulter des documents de référence médicaux sur les chauves-souris (comme ceux de Lollar 2010, 2018) et à communiquer avec les centres de santé de la faune locaux, des spécialistes du rétablissement des animaux sauvages autorisés ou des vétérinaires spécialistes des animaux sauvages qui connaissent bien la santé des chauves-souris pour déterminer les services de soutien disponibles et les protocoles recommandés dans le cas où des chauves-souris malades ou blessées seraient capturées ou que des incidents imprévus causeraient des lésions aux chauves-souris. Les coordonnées de ces organismes doivent être fournies à tous les membres du personnel. En présence de chauves-souris mortes ou si des chauves-souris meurent ou sont euthanasiées pendant le projet, il faut les apporter à un centre régional du RCSF ou à un laboratoire de diagnostic semblable afin que celui-ci procède à un examen (gratuit dans les centres régionaux du RCSF) pour déterminer la cause de la maladie, des lésions ou de la mort (voir la section 11.0 « Surveillance de la santé »).

Les membres du personnel doivent bien connaître les procédures d'échantillonnage, les espèces et le nombre de chauves-souris qui a été approuvé dans le cadre de leur permis. Il peut être tentant de recueillir des données pour des collègues ou des espèces non ciblées, mais cela augmente le stress chez les chauves-souris et contrevient aux conditions énoncées dans les permis.

BROUILLON

4.0 Biosécurité

Les chauves-souris sont des foyers connus d'agents pathogènes infectieux pour d'autres chauves-souris, ainsi que de zoonoses et d'agents pathogènes pour d'autres animaux et les humains (Dutheil *et al.* 2021; Joffrin *et al.* 2018; Wibbelt *et al.* 2009). C'est pourquoi il est nécessaire de prendre des précautions au moment de manipuler les chauves-souris afin de prévenir la transmission d'agents infectieux connus entre les chauves-souris et les membres du personnel qui travaillent avec celles-ci et pour atténuer le risque d'exposition aux agents pathogènes. Nous présentons quelques lignes directrices à cet effet ci-dessous, mais les membres du personnel doivent respecter les procédures de biosécurité appropriées de l'organisme qui leur a délivré le permis, qui pourraient comprendre la recommandation de vaccins et d'équipement de protection individuelle (EPI) particuliers.

Au Canada, l'agent pathogène zoonotique le plus préoccupant pour les humains qui travaillent avec les chauves-souris est le virus rabique (*Lyssavirus,* génotype 1), car l'infection virale des personnes non vaccinées peut être mortelle (Gouvernement du Canada 2018). Le virus rabique se transmet par voie de morsure ou d'égratignure venant de chauves-souris infectées ou de la pénétration de salive de chauves-souris infectées dans une plaie ouverte ou sur les muqueuses (Fenton *et al.* 2020). Bien que la prévalence de la rage chez les chauves-souris sauvages varie en fonction de l'espèce et de la région au Canada, elle est généralement inférieure à 1 % dans toute population donnée (Segers *et al.* 2021). De plus, au Canada, des centaines de milliers de chauves-souris vivent dans des milliers de bâtiments occupés par des humains, mais le risque de propagation de la rage aux humains est faible (Gouvernement du Canada 2015). Depuis 1970, on compte neuf décès d'êtres humains attribuables à la rage au Canada; les décès causés par la rage sont donc rares (Fenton *et al.* 2020). Il est intéressant de noter que sept de ces décès ont été causés par des variants du virus rabique chez les chauves-souris. Si des personnes entrent en contact avec un animal qu'elles soupçonnent d'être atteint de la rage, elles doivent immédiatement communiquer avec le médecin hygiéniste de leur région ou un médecin, déclarer l'interaction et déterminer si d'autres soins médicaux sont requis (British Columbia Center for Disease Control [BCCDC] 2022).

Les chauves-souris infectées par la rage peuvent paraître asymptomatiques ou présenter la forme « furieuse » de la maladie pour devenir exceptionnellement agressives ou la forme « paralytique » pour devenir léthargiques et manquer de coordination (BCCDC 2022; Fenton *et al.* 2020). Lorsqu'on examine les signes cliniques de maladresse ou de léthargie, il faut toutefois prendre des précautions pour éviter de confondre la maladie avec une chauve-souris torpide ou apathique (voir les sections 6.5.7 « Léthargie » et 6.5.8 « Mauvaise santé »). Les chauves-souris atteintes de la rage peuvent avoir de la difficulté à avaler, présenter des ailes rigides et étirées lorsqu'elles sont tenues, avoir de la difficulté à voler et voleter au sol une fois remises en liberté (Center for Disease Control [CDC] 2022; Alliance mondiale pour le contrôle de la rage 2014).

L'histoplasmose est une autre zoonose associée aux chauves-souris au Canada (Figure 1, Centre canadien d'hygiène et de sécurité au travail [CCHST] 2022). Il s'agit d'une maladie fongique causée par l'*Histoplasma capsulatum*; une infection peut se déclarer lorsque des humains sont exposés à des spores fongiques aérosolisées présentes dans le guano des chauves-souris (et les fientes d'oiseaux) ou un sol contaminé par leurs fèces. Même si les infections sont rares, le risque se limite généralement aux espaces clos où il y a une grande accumulation de fèces ou des sols contaminés, en particulier au Québec, en Ontario et en Alberta (bien qu'il y ait également eu des signalements en Saskatchewan et

ÉBAUCHE

au Nouveau-Brunswick; Allard *et al.* 2014; Anderson *et al.* 2006; RCSF n.d.; Dingle *et al.* 2021; Nicolle *et al.* 1998; Tyre *et al.* 2007). La maladie touche principalement les poumons, causant une pneumonie, mais des infections généralisées plus graves potentiellement mortelles peuvent ég

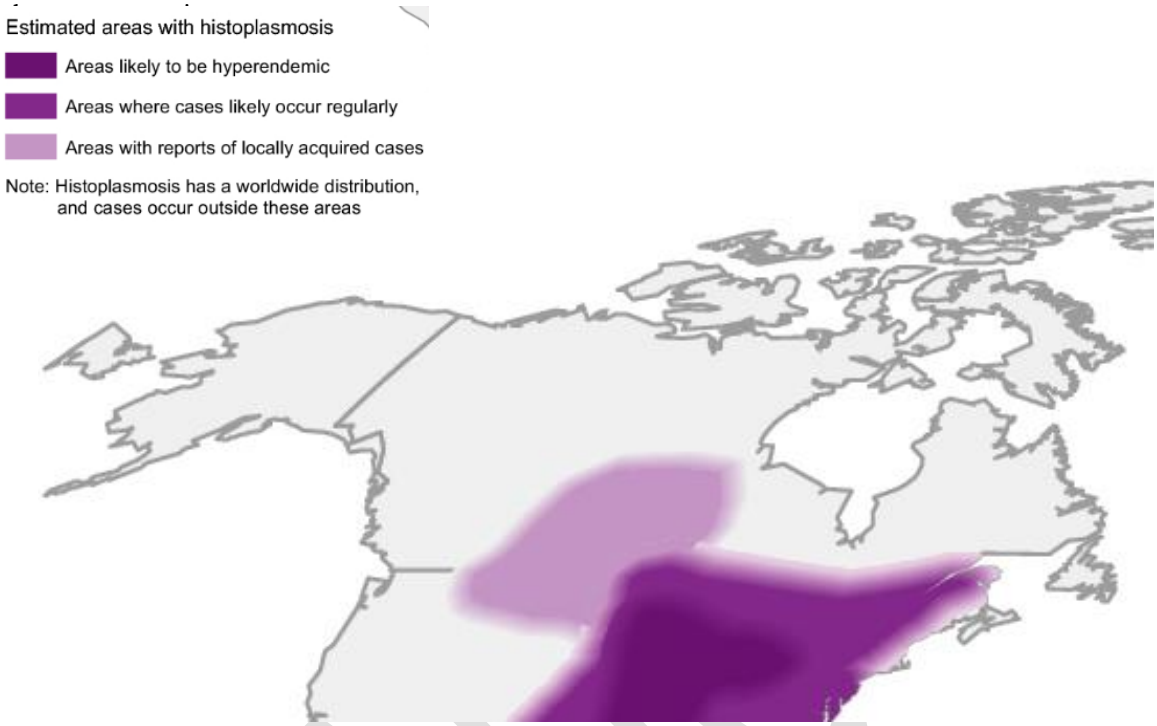

Figure 1. Carte des régions estimatives du nord de l'Amérique du Nord les plus susceptibles de présenter des risques d'histoplasmose selon la revue de la documentation (adaptée de Ashraf *et al.* 2020).

La transmission d'agents pathogènes fongiques entre les chauves-souris est aussi préoccupante. En Amérique du Nord, y compris au Canada, la propagation de *P. d.* à l'origine du SMB chez les chauves-souris est d'une grande importance. L'introduction du champignon et sa propagation en Amérique du Nord peuvent être liées à l'activité humaine (Blehert 2012; Shelley *et al.* 2013); il faut donc prendre les précautions nécessaires pour éviter la transmission de *P. d.* par l'humain au moment de capturer et de manipuler des chauves-souris. Pour obtenir plus de détails concernant les protocoles de décontamination relatifs au SMB, consulter les sites suivants :

http://www.cwhc-rcsf.ca/bat_health_resources.php#white-nose-syndrome

https://www.whitenosesyndrome.org/ (en anglais seulement)

Comme tous les animaux, les chauves-souris sont également infectées par leurs propres agents pathogènes viraux, bactériens et fongiques, ainsi que par des ectoparasites (Avena *et al.* 2016; Czenze et Broders 2011; Irving *et al.* 2021). Bien que la plupart de ces agents soient propres à un hôte et ne posent aucun risque pour l'humain, ils peuvent tous nuire à la santé des chauves-souris. Il faut donc prendre soin d'éviter la transmission d'agents pathogènes et de parasites entre les chauves-souris lors de leur capture, de leur garde et de leur manipulation.

Même si les maladies susmentionnées peuvent être importantes, il est relativement simple de prévenir les infections chez l'humain et la propagation des infections pendant les procédures de

capture et de manipulation lorsque les protocoles de base sont respectés en matière de biosécurité. Par conséquent, les recommandations ci-dessous mettent en évidence les techniques visant à limiter la transmission d'organismes infectieux et de parasites entre les chauves-souris et les humains (c.-à-d. la transmission zoonotique), entre les chauves-souris, et entre les humains et les chauves-souris (c.-à-d. la zooanthroponose ou zoonose inversée).

Bien que les chauves-souris au Canada ne soient pas connues comme des foyers de SRAS-CoV-2 ou comme étant sensibles au virus, il est recommandé de faire preuve d'une grande prudence (c.-à-d. de porter l'EPI approprié) pour limiter le risque de zoonose inversée de cet agent pathogène viral entre des humains infectés et les chauves-souris (Cook *et al.* 2022; RCSF [RCSF 2021]). Le RCSF a récemment publié des protocoles de manipulation des chauves-souris en présence de SRAS-CoV-2. Au moment de rédiger le présent document, les recommandations en matière de biosécurité évoluaient rapidement compte tenu de cette maladie émergente qui devenait endémique. Les lecteurs doivent donc consulter le RCSF pour obtenir les lignes directrices les plus récentes relatives aux chauves-souris et au SRAS-CoV-2. Tout commentaire est également le bienvenu (info@cwhc-rcsf.ca).

4.1 Vaccination

Alors que les lignes directrices concernant la vaccination peuvent varier entre les provinces et les territoires, tous les membres du personnel qui travaillent auprès de chauves-souris doivent recevoir un vaccin qui les protège contre la rage avant toute exposition et faire tester leur sérum sanguin pour garantir que le titre des anticorps contre la rage est adéquat, conformément aux lignes directrices de vaccination contre la rage de Santé Canada (CCPA 2003; Gouvernement du Canada 2015; Vonhof 2006). Il convient de noter qu'une planification minutieuse est nécessaire concernant la vaccination contre la rage avant l'exposition, car plusieurs doses pourraient être nécessaires sur une période d'un mois (Gouvernement du Canada 2015). Les membres du personnel qui manipulent des chauves-souris doivent faire tester le titre de leurs anticorps contre la rage au moins une fois tous les deux ans (Rao *et al.* 2022; mais il est préférable de le faire chaque année, dans la mesure du possible) et doivent recevoir une dose de rappel si leur titre est inférieur aux niveaux recommandés par l'Organisation mondiale de la santé (Gouvernement du Canada 2015, CDC 2022). Dans le cas où une personne vaccinée se ferait mordre ou égratigner par une chauve-souris, elle doit bien laver la zone touchée avec de l'eau et du savon, après quoi elle doit appliquer un antiseptique, comme du Betadine ou de l'éthanol. Elle doit également déclarer ce contact direct avec une chauve-souris à son médecin, au médecin hygiéniste de sa région ou à l'Agence de la santé publique du Canada. Les ministères provinciaux de la Santé lui fourniront alors les directives médicales à suivre, notamment une prophylaxie vaccinale post-exposition supplémentaire et l'utilisation d'immunoglobulines contre la rage (RabIg) si cette personne n'est pas vaccinée contre cette maladie (Gouvernement du Canada 2015; Santé publique Ontario 2017). Dans ces cas, la chauve-souris doit être gardée pour un examen plus approfondi et est généralement euthanasiée (voir la section 10.0 « Euthanasie »), puis soumise à des tests de rage. Il est donc extrêmement important que les membres du personnel soient conscients de cette éventualité et prennent les mesures nécessaires pour éviter d'être mordus ou égratignés afin d'éviter que des chauves-souris en bonne santé soient tuées inutilement pour protéger la santé humaine.

BROUILLON

Remarque : Lorsqu'on envisage la prophylaxie post-exposition, le traitement à la RabIg **n'est généralement pas** nécessaire chez une personne qui a été adéquatement vaccinée et dont le titre des anticorps est adéquat (Gouvernement du Canada 2015; Santé publique Ontario 2017). En outre, pour les personnes adéquatement vaccinées dont le titre des anticorps est adéquat et qui doivent recevoir la prophylaxie post-exposition, **seulement deux** doses du vaccin sont recommandées aux jours 0 et 3. Cela dit, il faut consulter son médecin ou les services de santé publique de sa province ou de son territoire pour obtenir des directives à cet effet (p. ex. Gouvernement du Canada 2015; Santé publique Ontario 2017).

4.2 Équipement de protection individuelle

Par le passé, on a peu fait mention de la nécessité de porter un EPI lors de la manipulation des chauves-souris. Le port d'EPI est toutefois fortement recommandé en raison de la prise de conscience accrue de la présence du risque de transmission zoonotique et de zooanthroponose d'agents pathogènes connus et inconnus, et de la transmission de maladies entre les chauves-souris pendant leur capture, leur garde et leur manipulation. Le site Web du RCSF fournit des lignes directrices détaillées sur les EPI dans la section « Ressources » (RCSF 2022).

4.2.1 Gants

Il faut toujours porter des gants lorsque l'on manipule des chauves-souris afin d'éviter les morsures, les égratignures et la transmission d'agents pathogènes (Couper 2016). Le port de gants appropriés pour manipuler les chauves-souris dépend des espèces en cause et des préférences personnelles. Dans les régions où les diverses espèces ont des propensions à la morsure et des forces de morsure différentes, les membres du personnel doivent garder à portée de main plusieurs types de gants ainsi que des gants de rechange afin de les changer, au besoin. Il est recommandé de porter des gants en cuir bien ajustés pour éviter les morsures et les égratignures (Figure 2). Parmi les autres types de gants réutilisables qui offrent une protection adéquate, notons les gants de golf, les gants d'équitation et les gants de jardinage (Couper 2016; Hooper et Amelon 2014; Vonhof 2006). Le port de gants chirurgicaux jetables (en latex ou en nitrile) par-dessus des gants réutilisables est également recommandé pour limiter la transmission d'agents pathogènes aux membres du personnel et entre les chauves-souris (Figure 2; Couper 2016; RCSF 2021, 2022). Remarque : Les chauves-souris pourraient être allergiques aux gants en latex jetables (RCSF n.d.). Elles peuvent avoir du mal à dégager leurs dents si elles ont mordu dans des gants en nitrile et peuvent même les perdre (C. Lausen, comm. pers. 2022). D'un autre côté, les gants en cuir réutilisables peuvent nuire à la dextérité, surtout lorsque l'on travaille auprès de petites chauves-souris. Certaines personnes préfèrent donc porter un gant jetable à la main dominante pour améliorer la dextérité et tenir la chauve-souris dans l'autre main qui porte un gant réutilisable recouvert d'un gant jetable. Pour les petites espèces (< 10 g) dont la force de morsure est moindre, le port de deux gants jetables à chaque main (gants doubles) améliore la dextérité et prévient les morsures et les égratignures.

ÉBAUCHE

Figure 2. Chauve-souris tenue dans une main portant un gant en cuir (à gauche – Krista Patriquin) et une main portant un gant en nitrile (à droite – Lori Phinney).

4.2.2 Masques

Nous suggérons aux membres du personnel de suivre les dernières recommandations du RCSF en lien avec le SRAS-CoV-2 et les lignes directrices sur le port d'un masque (p. ex. masque N95). Il est recommandé de porter un appareil de protection respiratoire avec filtre à haute efficacité pour les particules de l'air (HEPA) pouvant filtrer les particules de 2 micromètres lorsqu'il y a un risque d'exposition aux spores de *H. capsulatum* et lors du travail dans les gîtes situés dans des bâtiments et dans les grottes (CCHST 2022). On ignore si les appareils de protection respiratoire sans soupape d'expiration protègent les chauves-souris des agents pathogènes expirés par l'humain.

4.2.3 Vêtements

Des vêtements d'extérieur, comme les combinaisons, sont recommandés principalement pour réduire le risque de transmission d'agents pathogènes entre les sites, mais également pour protéger les membres du personnel et les chauves-souris (CCHST 2022; RCSF 2021, 2022). Les vêtements appropriés doivent avoir des manches suffisamment longues pour couvrir les avant-bras jusqu'au niveau des mains gantées afin de prévenir les morsures ou les égratignures sur la peau exposée. Il faut éliminer adéquatement les ensembles jetables, mais les combinaisons peuvent être lavées (voir la section 4.3 « Décontamination »).

4.2.4 Chaussures

Comme pour les vêtements d'extérieur, il faut décontaminer les chaussures conformément aux lignes directrices suivantes. On peut également utiliser des couvre-chaussures.

4.2.5 Lotions topiques et vaporisateurs

Les membres du personnel pourraient devoir appliquer un écran solaire et des insectifuges lorsqu'ils travaillent sur le terrain. Dans ces cas, il faut bien se laver les mains avec de l'eau et du savon après leur application et s'assurer que les chauves-souris n'ingèrent pas ces produits chimiques. De même, les membres du personnel doivent se laver les mains après avoir touché une zone traitée à l'aide de produits chimiques. Il est également possible d'appliquer des lotions et des insectifuges à mains nues avant de mettre des gants. Avant de réappliquer des vaporisateurs, il faut s'assurer d'enlever les gants et de se rendre à une distance sécuritaire des pièges, des postes de traitement et des zones où les chauves-souris sont gardées.

ÉBAUCHE

4.3 Décontamination

Avant de se déplacer entre les sites, toute surface ou tout équipement qui aurait pu entrer en contact avec des chauves-souris, des surfaces de gîtes ou des substrats d'hibernacles doivent être désinfectés et, dans certains cas, stérilisés. Cela comprend les lampes frontales, l'EPI, les filets, les pièges, les sacs de contention, les dispositifs de retenue, le matériel de traitement et les caméras ou appareils photo. Éviter d'utiliser de l'équipement et des matériaux usagés d'une province à l'autre, d'un territoire à l'autre ou au-delà des frontières internationales (RISC 2021). Pour réduire davantage le risque de transmission d'agents pathogènes, il pourrait être recommandé d'avoir de l'équipement et du matériel affectés à des régions ou à des sites particuliers.

Il est possible de consulter des lignes directrices détaillées sur la décontamination des pièges et des filets, des vêtements, des chaussures (RCSF 2022) et du matériel de traitement (Iowa Department of Natural Resources [IDNR] 2016) pour connaître les produits de décontamination appropriés accessibles au Canada. Un aperçu des recommandations générales sur la décontamination dans différents contextes est présenté ci-dessous.

Pour les chauves-souris capturées dans la même colonie d'été :

1. Conserver le matériel et l'équipement usagés et inutilisés de façon séparée en tout temps.
2. Conserver plusieurs paires de gants en cuir à utiliser pour la manipulation d'une nuit à l'autre.
3. Avant de quitter un site, nettoyer et désinfecter tout l'équipement nécessaire au relevé (p. ex. les téléphones portables, la table de traitement, les poteaux de filets japonais, les pièges-harpes, les planchettes à pince, les pieds à coulisse, les règles, etc.) et les lampes frontales avec des lingettes ou des vaporisateurs de désinfection. Si les membres du personnel entrent dans des gîtes ou des hibernacles pour capturer des chauves-souris, il faut également désinfecter les bottes à l'aide de lingettes ou de vaporisateurs. S'assurer de retirer toute la saleté des bottes avant de les désinfecter. Dans la mesure du possible, rincer l'équipement à l'eau propre après la désinfection et le laisser sécher.
4. Avant de quitter un site, mettre tout l'équipement submersible et le matériel de terrain (sacs de filets en tissu et vêtements d'extérieur) dans des bacs ou des sacs en plastique. Une fois hors du site, mettre le contenu dans une machine à laver (si possible) avec du savon sans parfum et de l'eau chaude, puis le placer dans une sécheuse (si possible). Si aucune machine à laver et aucune sécheuse n'est à disposition, remplir les bacs d'eau chaude (≥ 55 °C), faire tremper le contenu pendant 20 minutes et le laisser sécher à l'air. Sinon, placer le contenu dans un grand récipient (servant uniquement à la décontamination) avec de l'eau et le faire chauffer sur une cuisinière ou une autre source de chaleur adéquate jusqu'à ce que la température de l'eau appropriée soit atteinte.

Pour les chauves-souris en vol libre en été, suivre toutes les lignes directrices susmentionnées, ainsi que les suivantes :

5. Changer de gants jetables d'une chauve-souris à l'autre, dans la mesure du possible. Sinon, essuyer les gants avec des lingettes imbibées d'alcool isopropylique à 70 % d'une chauve-souris à l'autre et les laisser sécher.
6. Nettoyer et désinfecter l'équipement de traitement des chauves-souris (p. ex. les téléphones cellulaires, les pieds à coulisse, les règles, etc.) entre les captures, dans la mesure du possible.

ÉBAUCHE

Pour les chauves-souris en vol libre en hiver et les chauves-souris dans les hibernacles, suivre toutes les lignes directrices susmentionnées, ainsi que les suivantes :

7. Le port de combinaisons jetables (combinaisons en Tyvek) est recommandé. Avant de quitter un site, vaporiser les combinaisons usagées de désinfectant, les sceller dans un sac de plastique et les retourner pour l'incinération ou la mise au rebut.
8. Le port de combinaisons lavables est également acceptable; celles-ci doivent être désinfectées en suivant l'étape 4 ci-dessus.

5.0 Capture des chauves-souris et libération des pièges

5.1 Lignes directrices générales

La capture des chauves-souris en vol libre se fait généralement durant les nuits calmes, sans précipitations, surtout lorsque des filets japonais sont utilisés. Les chauves-souris peuvent s'emmêler inextricablement dans les filets lorsque des vents forts font onduler les panneaux. De plus, lorsque le vent fait bouger les filets, ceux-ci sont plus faciles à détecter et à éviter, réduisant ainsi l'occasion de capturer des chauves-souris. Lorsque le piégeage a lieu sous la pluie, les chauves-souris peuvent dépenser des réserves d'énergie supplémentaires pour se garder au chaud si elles sont mouillées ou si elles ont froid (voir la section 6.5.7 « Léthargie »), situation qui doit être évitée dans la mesure du possible.

Pour accroître le nombre de captures, on recommande aux membres du personnel de maintenir les niveaux sonores (dont la voix) à un minimum lorsqu'ils vérifient les pièges, libèrent les chauves-souris de ceux-ci et les manipulent. Il est également conseillé de maintenir un niveau d'éclairage faible durant la vérification des pièges. Certains chercheurs préfèrent utiliser des lampes frontales avec un filtre à lumière rouge ou un couvercle en plastique plutôt qu'une lumière blanche.

Les membres du personnel pourraient également envisager de transporter de l'équipement permettant de surveiller le temps entre les vérifications des pièges, les captures et la remise en liberté des chauves-souris. L'heure de capture de chaque chauve-souris ou groupe de chauves-souris doit être notée (p. ex. sur le sac de contention, dans un carnet ou sur une fiche technique). Des rappels (de préférence par vibration) indiquant l'approche du temps de remise en liberté doivent être programmés dans le cas où les membres du personnel sont débordés et préoccupés par le nombre de captures ou les exigences de traitement.

Selon le projet en question, les chercheurs pourraient vouloir limiter les visites répétées d'un même site; si elles sont capturées à répétition, les chauves-souris pourraient commencer à éviter cette zone (Marques *et al.* 2013) ou à changer de gîtes (Lewis 1995, Luo *et al.* 2012). Lorsque des visites répétées sont nécessaires pour capturer des chauves-souris en vol libre, il faut prévoir des visites séparées d'une à sept nuits, sauf si les filets sont installés à de nouveaux endroits, comme des couloirs de vol ou des plans d'eau différents (Tableau 1; RISC 1998, 2021). Les conséquences de la perturbation des chauves-souris dans les gîtes ne sont pas bien connues; dans certains cas, les chauves-souris pourraient continuer à utiliser le même gîte malgré la perturbation (Ferrara et Leberg 2005), d'autres pourraient changer de gîtes (Lewis 1995) et d'autres encore pourraient retarder le temps d'émergence (Ancillotto *et al.* 2019). Les conséquences réelles pour la survie et le succès de la reproduction liées au fait de rester dans un gîte après une perturbation ou de changer de gîte demeurent inconnues. Par conséquent, par mesure de précaution, les chercheurs pourraient choisir de limiter les visites répétées

ÉBAUCHE

dans les gîtes, plus particulièrement dans les gîtes de maternité connus pendant la mise bas et l'allaitement, et de séparer les visites dans les gîtes de 3 à 30 nuits (Tableau 1). La surveillance acoustique des gîtes connus pourrait constituer une solution de rechange fiable pour évaluer l'occupation des gîtes (Froidevaux *et al.* 2020).

Un effectif adéquat doit être disponible pour libérer rapidement et en toute sécurité les chauves-souris des filets et des pièges (ci-après collectivement appelés « pièges ») et pour les traiter par la suite ou simultanément. Le nombre minimal de membres du personnel dépendra de plusieurs facteurs, notamment de l'expérience, de la méthode de capture, du nombre de pièges et du nombre de captures prévues (voir la section 5.4 « Nombre de chauves-souris prévu » pour une analyse de la façon dont cela varie en fonction de la région géographique, de l'habitat et des conditions ambiantes), ainsi que des données à recueillir et des échantillons à prélever concernant les espèces cibles, conformément au protocole de recherche approuvé. Selon les règles de l'art, il est généralement plus sûr de travailler avec un partenaire sur le terrain. Nous recommandons au moins deux personnes pour procéder au dénombrement afin de veiller à ce qu'un effectif suffisant soit disponible pour vérifier les pièges ainsi que traiter et remettre en liberté les chauves-souris. La présence de trois personnes ou plus peut faciliter les procédures de décontamination requises pendant la manipulation des chauves-souris.

Les détecteurs de chauves-souris peuvent aider à surveiller leur activité générale dans une zone et, dans une certaine mesure, à déterminer la présence d'espèces. Les détecteurs actifs peuvent fournir des données immédiates sur l'activité des chauves-souris dans une zone et ainsi aider à établir la fréquence de vérification des filets. Les chercheurs peuvent faire un choix parmi des modèles dont les caractéristiques varient, comme la sortie sonore, un écran pour visualiser les appels, la connectivité des écouteurs ou la capacité à enregistrer les appels (voir l'annexe I. Fournisseurs d'équipement de relevé pour la capture de chauves-souris). Il importe de noter que l'activité acoustique ne permet pas de prévoir le nombre de captures, car les détections pourraient provenir de chauves-souris venant de gîtes proches ou volant à proximité.

5.2 Expérience

Le temps nécessaire pour libérer les chauves-souris des pièges variera en fonction du type de piège, du comportement de chaque chauve-souris et du degré d'enchevêtrement. La libération des chauves-souris des filets japonais peut être difficile comparativement aux autres méthodes de capture, comme les pièges-harpes et les filets à mains (voir la section 6.0 « Retenue, manipulation et remise en liberté »). Les membres du personnel expérimentés peuvent normalement libérer une chauve-souris d'un filet japonais dans un délai de 5 à 10 minutes (habituellement en beaucoup moins de temps), mais cela peut prendre plus de temps pour une chauve-souris qui est davantage enchevêtrée. Une fois que la chauve-souris est en captivité, les membres du personnel expérimentés peuvent normalement recueillir les données morphométriques et démographiques dans un délai de 10 à 20 minutes (généralement en beaucoup moins de temps). Il pourrait être nécessaire de prolonger les temps de manipulation pour marquer les chauves-souris (voir la section 7.0 « Marquage ») et au moment de prélever des échantillons biologiques (voir la section 8.0 « Échantillons biologiques »). Il arrive souvent que les membres du personnel moins expérimentés soient plus lents et plus prudents lorsqu'ils libèrent une chauve-souris d'un filet pour la traiter (environ deux fois les temps indiqués ci-dessus). C'est pourquoi il pourrait être nécessaire qu'un chercheur expérimenté les supervise et les

ÉBAUCHE

aide si le temps de manipulation dépasse la durée maximale recommandée (Tableau 1). Il faut donc tenir compte de l'expérience au moment d'estimer l'effectif nécessaire, ainsi que des paramètres de fermeture des pièges et de remise en liberté des chauves-souris (voir la section 6.5 « Durée de manipulation »).

5.3 Méthodes de capture

5.3.1 Filets japonais

Le déploiement de filets japonais (Figure 3) peut prendre du temps, surtout pour les membres du personnel non expérimentés, et ce facteur doit être pris en compte au moment de choisir le nombre de filets à déployer dans une zone. On ouvre normalement les filets japonais peu après le crépuscule pour réduire le risque de captures d'oiseaux crépusculaires. Les filets doivent être clairement indiqués par des panneaux et du ruban réfléchissant fixé sur les poteaux lorsqu'ils sont installés dans des zones où il y a une forte circulation de piétons, de vélos, de VTT ou d'autres types de véhicules.

Il est recommandé de vérifier les filets japonais ouverts toutes les 5 à 30 minutes afin de réduire le stress de capture (Tableau 1), le risque d'exposition à des prédateurs ou le risque de lésions (RISC 1998, 2021; Edwards *et al.* 2022; Sikes *et al.* 2016). Une variété d'espèces y compris des cerfs, des grenouilles, des hiboux et des poissons ont tenté de se nourrir de chauves-souris prises dans des filets japonais (GTCBC, obs. pers.). Les chats domestiques peuvent aussi présenter un risque pour les chauves-souris capturées. Dans la mesure du possible, il pourrait être utile de demander aux propriétaires de garder leurs chats à l'intérieur pendant la nuit lorsqu'une activité de piégeage a lieu sur leurs terrains. Une vérification trop fréquente (c.-à-d. toutes les quelques minutes) pourrait empêcher les chauves-souris d'approcher le filet, tandis qu'une vérification insuffisante peut faire en sorte que le nombre de chauves-souris capturées soit impossible à gérer, entraînant ainsi

ÉBAUCHE

Tableau 1. Plage de seuils proposés pour la capture, la manipulation et la garde des chauves-souris (en fonction des commentaires de huit experts représentant l'est, le centre, l'ouest et le nord du Canada). Les seuils les plus prudents représentent le risque le plus faible de compromettre le bien-être des chauves-souris d'après les suggestions des experts. Les seuils les moins prudents représentent ceux comportant le plus haut risque de compromettre le bien-être des chauves-souris, mais qui pourraient être justifiés pour assurer la réussite d'un relevé, d'après les suggestions des experts. Pour obtenir plus de détails, veuillez consulter les sections pertinentes du document.

Catégorie	Plus prudent	Intermédiaire	Moins prudent
Temps entre les piégeages			
Chauves-souris en vol libre au même endroit*	7 nuits	4 à 5 nuits	1 à 2 nuits
Chauves-souris en vol libre dans la même zone avec des filets à différents endroits*	5 nuits	1 nuit	0 nuit
Colonie de maternité	≤ 30 nuits	5 à 10 nuits	3 nuits
Gîte nocturne	≤ 30 nuits	5 à 10 nuits	3 nuits
Dans l'hibernacle	1 à 2 fois/saison†	30 nuits	0 à 1 nuit
Chauves-souris en vol libre en dehors de l'hibernacle pendant l'essaimage**	1 à 2 fois/saison†	14 nuits	7 nuits
Fréquence de vérification des pièges			
Vérification des filets japonais	5 minutes	10 à 15 minutes	20 à 30 minutes
Pièges-harpes	30 minutes	1 à 3 heures	1 à 2 fois/nuit
Piège-harpe dans les gîtes de maternité	Continue jusqu'à 15 minutes au moment de l'émergence et de 60 à 90 minutes par la suite		
Temps de manipulation			
Temps maximal de présence d'une chauve-souris dans un filet	15 minutes	20 minutes	30 minutes
Libération des chauves-souris des filets japonais par des membres du personnel expérimentés	≤ 5 minutes	10 minutes	15 minutes
Temps pour recueillir les données morphométriques et démographiques de base	10 minutes	≤ 15 minutes	20 minutes
Temps de garde (été)			
Espèces non ciblées	Collecte des données de base et remise en liberté immédiate		30 minutes
Chauves-souris en mauvaise santé	Collecte des données de base et remise en liberté immédiate		30 minutes
Chauves-souris en détresse ou à risque de morbidité ou de mortalité par capture	Relâchez immédiatement		

* C.-à-d. sentier, orée de la forêt, etc.

** Les mêmes individus sont rarement capturés dans une période de 1 à 2 semaines (C. Lausen, comm. pers.).

† C.-à-d. au début et à la fin de la saison

Tableau 1. (suite)

Catégorie	Plus prudent	Intermédiaire	Moins prudent
Temps de garde (autre qu'en été)			
Espèces cibles en bonne santé – dans l'heure suivant le coucher du soleil			
Femelles avec leurs petits attachés	Collecte des données de base et remise en liberté immédiate		30 minutes
Femelles en gestation tardive	Collecte des données de base et remise en liberté immédiate	30 minutes	1 heure
Femelles qui allaitent (petits non attachés)	1 heure		2 heures
Femelles en gestation précoce	1 heure	2 à 3 heures	4 heures
Mâles adultes, femelles non primipares, juvéniles volants, femelles en période post-allaitement	1 heure	2 heures	4 heures
Espèces cibles en bonne santé – entre le coucher et le lever du soleil			
Femelles avec leurs petits attachés	Collecte des données de base et remise en liberté immédiate	30 minutes	1 heure
Femelles en gestation tardive	Collecte des données de base et remise en liberté immédiate	30 minutes	1 heure
Femelles qui allaitent (petits non attachés)	1 heure		2 heures
Femelles en gestation précoce	1 heure	2 à 3 heures	4 heures
Mâles adultes, femelles non primipares, juvéniles volants, femelles en période post-allaitement	1 heure	3 heures	4 heures
Espèces cibles en bonne santé – dans l'heure suivant le lever du soleil			
Chauves-souris toujours gardées (les filets doivent être fermés)	Collecte des données de base et remise en liberté immédiate		30 minutes
Temps de garde (autre qu'en été)			
Printemps[1]	≤ 1 heure, MAIS voir [1]		
Automne[1]	≤ 1 heure, MAIS voir [1]		
Hiver[2]	1 heure, MAIS voir [2]		

[1] Dépend de facteurs comme la température nocturne (réduire le temps si la température est inférieure aux températures de quête de nourriture déclarées dans une région, car les chauves-souris disposeront d'une période plus courte pour rechercher de la nourriture), l'utilisation de la léthargie chez les individus capturés (s'ils ne sont pas léthargiques, ils brûleront leur gras pendant qu'ils sont gardés; il est donc essentiel de leur fournir de la chaleur s'ils sont gardés en captivité; s'ils sont léthargiques, ils peuvent être gardés pendant un maximum de 4 heures), et la taille du corps (petites

chauves-souris = rapport surface/volume plus élevé; elles perdent donc de la chaleur plus rapidement ou brûlent plus d'énergie, même en phase léthargique. Il faut donc les garder moins longtemps ou utiliser une source de chaleur si elles sont gardées en captivité).

[2] Une heure; la chauve-souris doit recevoir une chaleur exogène tout le temps qu'elle est en captivité afin qu'elle utilise le moins de réserve de graisse possible pour maintenir une température corporelle normothermique lorsqu'elle sort de sa léthargie pendant la manipulation.

ÉBAUCHE

une augmentation du stress chez les chauves-souris et les membres du personnel qui les libèrent, en plus du risque que les chauves-souris s'enchevêtrent davantage dans le filet en raison de la période prolongée de capture. Les détecteurs de chauves-souris déployés près des filets peuvent indiquer une activité, une variable pouvant servir d'indicateur pour vérifier les filets (c.-à-d. activité élevée = vérifications fréquentes). Des moniteurs pour bébé peuvent aussi être utilisés pour détecter les captures de chauves-souris, car celles-ci émettent souvent des sons audibles lorsqu'elles sont piégées. Si elles sont laissées sans surveillance trop longtemps, les chauves-souris pourraient mordiller les filets pour se libérer, une situation qui entraînera la perte de données et endommagera les filets. Il est conseillé de vérifier régulièrement les filets installés juste au-dessus d'un plan d'eau pour éviter que des chauves-souris se noient (RISC 1998).

Figure 3. Filet japonais à double hauteur (Jordi Segers).

Le nombre de filets japonais pouvant être déployé en toute sécurité dépend de l'effectif, du temps prévu pour libérer les chauves-souris (voir la section 5.2 « Expérience ») et du taux de capture escompté (voir la section 5.4 « Nombre de chauves-souris prévu »). Si la plupart des membres du personnel ont peu ou pas d'expérience concernant la libération des chauves-souris des filets japonais, il est fortement recommandé de limiter le nombre de filets japonais jusqu'à ce que les membres du personnel aient plus de compétences sur le plan technique. Sinon, il est courant de déployer autant de filets japonais que possible dans des intervalles de 5 à 30 minutes en tenant compte du temps de déplacement entre les filets, du temps nécessaire pour libérer les chauves-souris de ceux-ci et du taux de capture escompté (voir la section 5.4 « Nombre de chauves-souris prévu »; RISC 1998, 2021).

Au moment de vérifier les filets, les membres du personnel doivent éviter de ramper sous ceux-ci pour atteindre l'autre côté, car ils peuvent s'y emmêler et donc générer une tension accidentelle sur les filets et causer des lésions aux chauves-souris. Pour chaque niveau, il est souvent préférable que les membres du personnel moins expérimentés commencent par les chauves-souris les moins enchevêtrées. Cela réduit le risque d'enchevêtrement supplémentaire et les temps de manipulation. Les chauves-souris qui présentent un risque de lésions ou qui pourraient être particulièrement

difficiles à libérer devraient cependant avoir la priorité afin d'être libérées immédiatement. Si plusieurs chauves-souris ont été capturées dans un même filet, il est recommandé de libérer d'abord celles du niveau le plus bas, qui devra ensuite être fermé le plus rapidement possible une fois que toutes les chauves-souris ont été remises en liberté pour éviter d'autres captures, jusqu'à ce qu'il n'y ait plus de chauves-souris dans l'ensemble du filet. Avec un effectif suffisant, il pourrait être possible d'incliner un filet plus près du sol en enlevant un poteau ou les deux afin qu'une autre personne libère les chauves-souris aux niveaux supérieurs. Cette méthode devrait toutefois être utilisée en dernier recours et avec une extrême précaution afin d'éviter d'exercer une tension supplémentaire sur le filet, qui pourrait causer des lésions aux chauves-souris. Des escabeaux (ou des tabourets improvisés à partir d'équipement sur le terrain ou d'objets trouvés dans l'environnement) pourraient aussi être pratiques lorsque cela est logistiquement faisable et sécuritaire pour les membres du personnel. Il faut toujours faire preuve d'une extrême prudence pour éviter d'accroître la tension sur le filet dans lequel se trouvent les chauves-souris capturées ou pour éviter qu'elles ne s'emmêlent davantage. Toutes choses étant égales par ailleurs, il est conseillé de libérer les espèces cibles avant tout pour réduire le risque qu'elles s'échappent lorsque plusieurs espèces sont capturées en même temps.

Il faut libérer les chauves-souris d'un filet dans le sens opposé à leur entrée afin que les membres des chauves-souris qui sont entrés en dernier soient libérés en premier (Battersby 2010; Hoffmann *et al.* 2010). Normalement, cela peut-être fait en repérant la membrane de la queue exposée et en retirant le filet de l'arrière vers l'avant. En tenant la membrane de la queue dans la main non dominante, retirer soigneusement le filet avec la main dominante. Au moment de démêler une chauve-souris, saisir soigneusement les membres libres avec la main non dominante afin d'éviter qu'ils ne s'emmêlent de nouveau. Cela est particulièrement important pour les pattes, car les chauves-souris tentent constamment de s'accrocher à des surfaces, ce qui fait en sorte que leurs pattes s'emmêlent plus facilement. Certains installateurs de filets japonais préfèrent utiliser un sac à chauve-souris pour saisir une chauve-souris emmêlée, ce qui peut réduire le stress, tout en exposant les zones qui sont actuellement dégagées. Il faut faire preuve de prudence au moment de retirer les mailles du filet des ailes des chauves-souris pour éviter de briser les os fragiles de leurs doigts et de leurs bras (phalanges, métacarpiens, humérus, radius et cubitus). Un crochet pourrait aider à retirer les parties de filet coincées dans la bouche d'une chauve-souris (Figure 4; RISC 2021). On peut également utiliser un cure-dent en plastique, que l'on trouve dans de nombreux couteaux tout usage; ce type de cure-dent permet de le glisser sous une maille de filet serrée pour ensuite faire glisser cette maille soigneusement sur la partie emmêlée du corps. Il est en outre essentiel d'avoir de petits ciseaux ou un découseur émoussé, car ils peuvent couper les mailles du filet afin de libérer rapidement les chauves-souris fortement emmêlées, surtout si plus de 20 minutes se sont écoulées depuis la tentative de libération. Une fois la chauve-souris libérée, s'assurer qu'aucune partie du filet n'est enroulée autour d'une patte ou d'une aile ou qu'il ne reste aucune maille prise dans la fourrure ou la bouche de la chauve-souris (Finnemore et Richardson 2004). Les membres du personnel doivent également vérifier si des chauves-souris sont tombées au sol sous le filet.

Les chauves-souris mordent et s'accrochent souvent aux filets et aux gants. Dans ce cas, il faut prendre soin de ne pas réagir en reculant ou en faisant un geste brusque, car cela pourrait causer des lésions à la chauve-souris ou encore briser ses canines. De plus, il n'est pas recommandé de libérer une chauve-souris avec force en lui tirant la peau du cou ou le museau. Par le passé, une solution

efficace consistait à souffler sur le visage de la chauve-souris, l'amenant ainsi à ouvrir sa bouche et à relâcher le filet. Cette pratique a cependant récemment soulevé des préoccupations en raison du risque de zooanthroponose du SRAS-CoV-2. Certains chercheurs ont donc recouru aux solutions de rechange suivantes :

1. Éliminer la tension du filet, incitant la chauve-souris à lâcher prise.
2. Utiliser des bombes d'air comprimé pour envoyer de l'air au visage de la chauve-souris; cependant, il faut d'abord réaliser un test de vaporisation pour doser la distance, la force et le sens du jet.
3. Utiliser des poires pour caméras afin d'envoyer de l'air au visage de la chauve-souris.
4. Taper doucement sur la tête de la chauve-souris.
5. À l'aide du pouce ou d'un autre doigt, appliquer une faible pression sur le dessus de la tête de la chauve-souris et le faire glisser jusqu'à la base du cou; elle devrait incliner la tête vers l'arrière et lâche prise (Figure 5).
6. En dernier recours, ouvrir doucement la bouche de la chauve-souris avec des pinces en plastique, un coton-tige ou un objet similaire (Hoffmann *et al.* 2010).

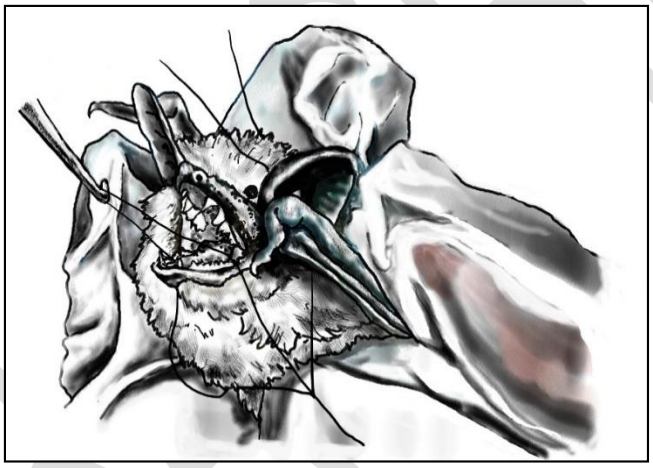

Figure 4. Crochet permettant de retirer le filet japonais de la bouche de la chauve-souris (tiré de RISC 2022; L. Andrusiak).

ÉBAUCHE

Figure 5. Faire glisser doucement le pouce du haut de la tête de la chauve-souris jusqu'à la base de son cou pour lui faire pencher la tête vers l'arrière. Cette méthode est utilisée pour encourager la chauve-souris à lâcher prise et pour examiner l'usure de ses dents (Krista Patriquin).

Si les membres du personnel sont débordés par le nombre de chauves-souris capturées, tout filet ouvert sans chauve-souris doit être refermé immédiatement en repliant tous les niveaux. Il ne faut jamais fermer les niveaux s'ils contiennent des chauves-souris, à défaut de quoi elles s'emmêleront encore davantage (voir ci-dessus). Pour éviter les captures accidentelles dans les niveaux fermés, utiliser un bout de ficelle ou du ruban de signalisation pour attacher les niveaux ensemble à plusieurs endroits le long du filet. Si l'on s'attend à ce que les temps de manipulation et de traitement des chauves-souris dépassent le temps de garde maximal normal (Tableau 1; voir la section 6.0 « Retenue, manipulation et remise en liberté »), il est recommandé de maintenir les filets fermés jusqu'à ce que des membres du personnel puissent libérer et traiter les dernières chauves-souris capturées. Il est également souhaitable de fermer tous les filets 30 à 60 minutes avant l'aube pour avoir le temps de libérer et de traiter les chauves-souris et pour éviter de capturer des oiseaux crépusculaires.

Remarque : Les filets japonais peuvent être faits de polyester ou d'un monofilament de nylon beaucoup plus mince. Les filets de monofilament peuvent offrir de meilleures chances de capture, car les chauves-souris ne les détectent pas aussi facilement. Toutefois, ces dernières peuvent s'emmêler davantage dans ce type de filet, ce qui fait en sorte qu'il est plus difficile de les libérer comparativement aux filets en polyester. Les chercheurs qui utilisent les filets de monofilament doivent donc tenir compte de ce facteur lorsqu'ils déterminent le nombre de filets à déployer, les paramètres de vérification des filets et la libération des chauves-souris des filets. Cela étant dit, certains chercheurs ont remarqué que certaines espèces (p. ex. *Myotis lucifugus*) ont tendance à moins s'emmêler et à être plus faciles à libérer des filets de monofilament (J. Wilson, comm. pers. 2022).

5.3.2 Pièges-harpes

Les pièges-harpes sont recommandés lorsqu'on prévoit de capturer de nombreuses chauves-souris en peu de temps, par exemple, à proximité d'un gîte ou d'un hibernacle (Figure 6). Dans ces cas, il n'est pas recommandé de laisser les pièges sans surveillance, car les chauves-souris pourraient s'entasser, devenir agressives et se battre, augmentant les risques de lésions. Les pièges-harpes sont en outre utiles parce qu'ils peuvent être installés dans des couloirs de vol étroits, qu'ils nécessitent

une surveillance moins fréquente et qu'ils peuvent être laissés sans surveillance pendant de longues périodes. Il est toutefois conseillé de vérifier les pièges à des intervalles plus courts pour éviter l'entassement ainsi que le risque de prédation, de sorte que les chauves-souris capturées qui sont en mauvaise santé, les femelles en gestation, qui allaitent ou qui ont des petits et les espèces non ciblées puissent être rapidement traitées et remises en liberté (voir les sections 6.5.8 « Mauvaise santé » et 6.5.6.5 « État reproducteur »). Si des pièges-harpes sont installés à la sortie des gîtes ou à proximité de ceux-ci, il y a de fortes chances que de nombreuses chauves-souris soient capturées peu après l'émergence. L'entassement des chauves-souris peut faire en sorte qu'elles se battent ou se blessent et peut aussi attirer des prédateurs ou des humains curieux. Dans de tels cas, il ne faut pas laisser les pièges sans surveillance pendant de longues périodes, mais plutôt les vérifier régulièrement. De plus, les conditions météorologiques peuvent se détériorer au cours de la nuit. L'intérieur de la majorité des sacs de pièges-harpes a une doublure en plastique qui protège les chauves-souris des mauvaises conditions météorologiques. Les prédateurs opportunistes, comme les serpents et les rongeurs, peuvent être en mesure d'accéder aux chauves-souris capturées dans les sacs de pièges-harpes. Il est donc conseillé de vérifier les pièges toutes les heures (United States Fish and Wildlife Service [USFWS] 2016). Cet intervalle peut être prolongé de plusieurs heures (une à trois heures, jusqu'à deux fois par nuit) dans les zones où l'on sait que l'activité est faible, à moins que l'activité de piégeage n'ait lieu lorsque les femelles sont potentiellement en gestation tardive ou allaitent. Le nombre de pièges-harpes pouvant être déployés en toute sécurité dépend de la fréquence à laquelle ils seront vérifiés, tout en tenant compte du temps de déplacement entre les pièges ainsi que des temps de manipulation et de traitement. Si le temps de traitement total prévu risque de dépasser le temps de garde recommandé, il faut alors déplacer les pièges-harpes hors du couloir de vol ou les faire basculer pour qu'ils reposent à plat sur le sol, jusqu'à ce que la plupart des chauves-souris soient traitées et remises en liberté. Le retrait du sac de contention d'un piège-harpe peut également empêcher la capture, mais les chauves-souris pourraient heurter le piège et tomber au sol où elles pourraient avoir de la difficulté à prendre de l'élan pour voler et pourraient se faire piétiner ou être les proies d'un prédateur.

Un autre avantage des pièges-harpes est que les chauves-souris peuvent être remises en liberté assez rapidement et facilement. Cela étant dit, il faut faire preuve de précaution au moment de saisir une chauve-souris pour s'assurer que ses ailes sont pliées et que ses griffes ne sont pas accrochées au tissu du sac de contention avant de la libérer. Il ne faut jamais retirer une chauve-souris par ses avant-bras ou ses orteils. Comme pour les filets japonais, les membres du personnel doivent tenir compte du temps de garde total dans les pièges et des temps de manipulation et de traitement pour les paramètres de remise en liberté (voir la section 6.5 « Durée de manipulation »).

Dans les zones où le taux de capture est élevé, il pourrait être préférable de remplacer ou de désinfecter périodiquement les sacs des pièges-harpes au cours de la nuit pour ainsi réduire la transmission d'agents pathogènes et de parasites entre les individus capturés.

ÉBAUCHE

Figure 6. Piège-harpe (à gauche – Tessa McBurney; à droite – Brock Fenton).

5.3.3 Pièges portatifs

Des pièges portatifs (filets à main), comme les filets à insectes avec des mailles ou du tissu très fin, peuvent être utilisés pour capturer des chauves-souris sur les murs ou les plafonds des gîtes ou des hibernacles (Figure 7). Pour éviter que les chauves-souris ne s'échappent, on peut doubler l'intérieur du filet avec du plastique, un peu comme un sac de piège-harpe. Les pièges faits maison (Kunz et Kurta 1988;

Figure 8) peuvent être utiles à la sortie des gîtes. Il est déconseillé d'utiliser des filets à main pour capturer des chauves-souris en vol libre en raison du risque de lésion qui pourrait se produire si les chauves-souris entrent en collision avec les bords du filet à main (CCPA 2003; Jackson 2003). Si l'on adopte une telle stratégie, il est préférable de s'approcher de la chauve-souris en vol par-derrière avec le filet plutôt que par devant (CCPA 2003). Si l'on tente de capturer une seule chauve-souris ou un groupe de chauves-souris dans un habitat de repos, il faut s'approcher d'elles par en dessous et les couvrir rapidement avec le filet à main en s'assurant de ne pas coincer les chauves-souris entre le rebord extérieur du piège et la surface du gîte; elle tombera ou volera alors dans le filet. Il faut prendre ensuite la main non dominante pour fermer le dessus du filet et éviter que la chauve-souris ne s'échappe, puis faire glisser la main dominante à travers l'ouverture fermée pour libérer soigneusement la chauve-souris. Prendre soin de s'assurer que les ailes sont pliées et que les pouces et les orteils sont décrochés avec soin plutôt que de les dégager du filet en les tirant (Finnemore et Richardson 2004).

ÉBAUCHE

Figure 7. Filet à main (Avinet)

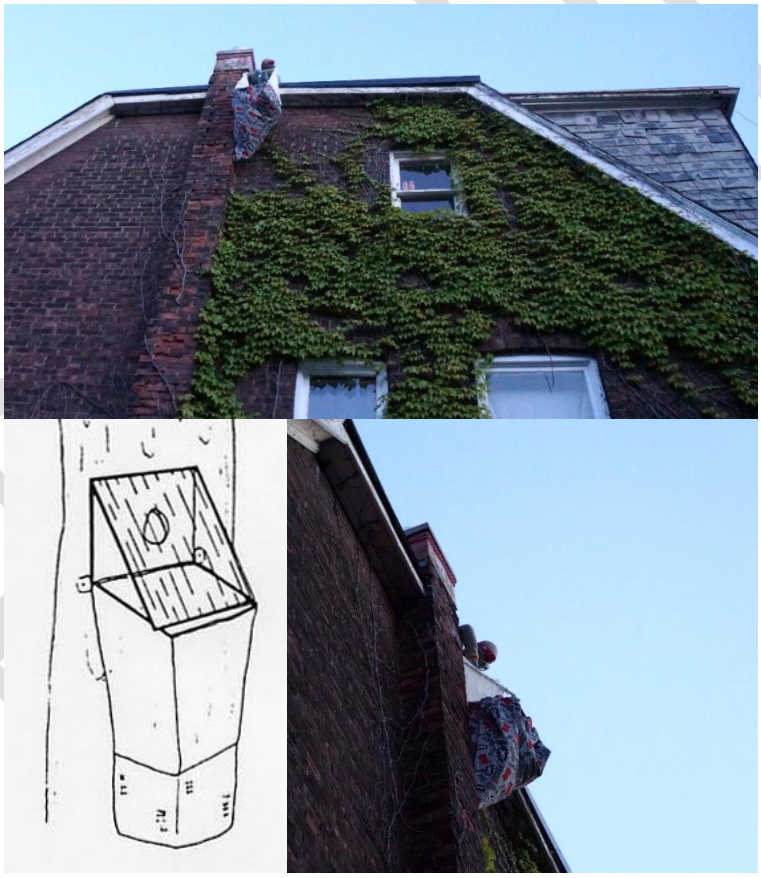

Figure 8. Piège pour gîte fait maison (en bas à gauche – Kunz et Kurta 1998; en haut et en bas à droite – Krista Patriquin).

Si l'on tente de capturer des chauves-souris dans leurs gîtes (p. ex. dans des bâtiments), il pourrait être pratique de le faire au cours de la journée. De cette façon, les chauves-souris peuvent être traitées le jour et remises en liberté juste à temps pour leur quête de nourriture pendant la nuit. Dans ce cas, il faut ramener les chauves-souris directement dans leurs gîtes une fois qu'elles ont été traitées ou les remettre en liberté sur le site de leur gîte au cours de la nuit. Si la capture se fait à la sortie d'un gîte, il faut s'assurer que le filet ou le piège crée un joint étanche autour de la sortie (dans la mesure du possible). Il est préférable d'installer le piège au moins 30 minutes avant le crépuscule; les membres du personnel doivent être très silencieux lorsqu'ils attendent que les chauves-souris émergent. Si une possible menace est détectée dans le gîte, les chauves-souris tarderont à sortir jusqu'à ce que la menace perçue disparaisse (Ancillotto *et al.* 2019). Si elles n'émergent pas dans l'heure suivant le crépuscule, on peut alors retirer le piège pour permettre aux chauves-souris de se nourrir. On peut aussi déplacer les pièges vers un endroit situé à proximité de la sortie d'un gîte et le remettre dans la sortie une fois que les chauves-souris commencent à émerger, en prenant soin de ne pas les écraser durant le processus.

5.3.4 Capture à la main

Les chauves-souris peuvent être capturées à la main dans les gîtes si elles sont accessibles (CCPA 2003). On peut également les faire sortir des crevasses étroites à l'aide de longues pinces à tissus à bout arrondi et coussiné (Sikes *et al.* 2016) en prenant soin d'éviter les contusions, les écorchures et les fractures. Pour ce faire, il suffit de tirer doucement sur l'avant-bras de la chauve-souris jusqu'à ce qu'elle commence à bouger dans la direction désirée et de la rapprocher graduellement en répétant cette action, jusqu'à ce qu'elle soit complètement sortie de la crevasse. Il faut faire preuve d'une extrême prudence lorsque l'on adopte cette technique pour éviter les lésions potentielles; si une chauve-souris résiste, il faut alors cesser toute tentative d'extraction.

5.4 Nombre de chauves-souris prévu

Les chercheurs doivent trouver un juste équilibre entre l'optimisation du succès de la capture et la réduction des risques pour le bien-être de l'animal si l'on capture plus de chauves-souris que le nombre pouvant être manipulé rapidement en toute sécurité. Il peut s'avérer extrêmement difficile de prévoir le nombre de chauves-souris pouvant être capturées à un moment donné, surtout lors de la première visite sur le site. En règle générale, l'activité et la capture des chauves-souris pendant une nuit donnée varient en fonction de la région géographique, du climat, de la saison, des conditions météorologiques et de l'habitat (voir ci-dessous). Il peut être utile d'examiner la documentation parallèle et celle revue par les pairs portant sur les espèces cibles d'un chercheur et la région. Le dénombrement des émergences pourrait s'avérer utile avant la capture dans les gîtes. Lorsque cela est possible, la surveillance acoustique peut fournir une idée approximative de l'activité dans une zone afin de permettre d'anticiper le succès de la capture de chauves-souris en vol libre.

5.4.1 Région géographique et climat

En règle générale, on trouve moins d'espèces et de chauves-souris individuelles aux latitudes situées plus au nord et à des altitudes élevées étant donné que les températures estivales moyennes au cours de la nuit sont souvent sous-optimales pour les chauves-souris dans ces régions (Alves *et al.* 2018). On trouve également moins d'individus dans les régions où le SMB est endémique, comme dans l'est du Canada, en raison du déclin important de la population (ECCC 2018). Cette situation a fait en

ÉBAUCHE

sorte que de nombreuses espèces touchées soient considérées comme des espèces en voie de disparition en vertu de la LEP (ECCC 2018).

5.4.2 Conditions météorologiques et saison

Dans toutes les régions, l'activité des chauves-souris dépend des conditions météorologiques et de la saison. Les chauves-souris sont généralement moins actives à des températures inférieures à 10 ˚C (sauf peut-être à des latitudes situées plus au nord et dans des zones d'altitude plus élevée), dans les régions où la vitesse du vent est élevée et lorsqu'il pleut (Erickson et West 2002; Gorman *et al.* 2021; Wolcott et Vulinec 2012). Il est déconseillé de capturer des chauves-souris sous la pluie en raison de la quantité accrue d'énergie nécessaire qu'elles doivent dépenser lorsqu'elles sont mouillées (Voigt *et al.* 2011). Le vent peut aussi faire en sorte que les filets ondulent, chose que les chauves-souris peuvent détecter plus facilement (USFWS 2007), et exposent les chauves-souris capturées dans les filets à de plus grands risques de lésions en raison de la tension accrue créée par l'étirement des mailles du filet sur les membres et les doigts des animaux. Par conséquent, si l'ondulation des filets est évidente, il faut les fermer. En raison de la température ambiante et des exigences alimentaires, les chauves-souris du Canada sont plus actives en été et hibernent à la fin de l'automne, en hiver et au début du printemps ou migrent vers le sud. Le moment exact de l'hibernation et de la migration dans une région donnée dépend en grande partie du climat temporel et est donc quelque peu variable d'une année à l'autre. Les chercheurs doivent donc consulter les experts locaux et les bulletins météorologiques pour établir le moment approximatif de l'hibernation et de la migration.

5.4.3 Habitat

L'activité des chauves-souris dépend également du type d'habitat au cours d'une saison donnée. L'occupation de l'habitat varie considérablement entre les espèces et sur le plan démographique au sein des espèces (Lintott *et al.* 2014). Quelques tendances clés sont néanmoins constantes entre les espèces. Par exemple, l'activité est souvent plus élevée au-dessus des étangs et d'autres plans d'eau calmes, notamment les mares, parce que les chauves-souris boivent de l'eau lorsqu'elles émergent de leur gîte (Ancillotto *et al.* 2019; Broders *et al.* 2003). De plus, de nombreuses espèces d'insectes au stade adulte, dont les chauves-souris canadiennes se nourrissent, sortent des plans d'eau et forment des essaims au-dessus de ceux-ci (Clare *et al.* 2011). Les hibernacles et les zones environnantes peuvent être des points chauds pour l'activité des chauves-souris, car certaines espèces s'y regroupent (c.-à-d. forment des essaims) pour s'accoupler avant le début de l'hibernation (Randall et Broders 2014). De même, les gîtes et leurs environs donneront probablement de bien meilleures chances de capture que d'autres sites de capture de chauves-souris en vol libre.

6.0 Retenue, manipulation et remise en liberté

6.1 Chauves-souris tenues dans la main

Il ne faut pas tenir les chauves-souris uniquement par le bout des ailes, les pouces ou les avant-bras, car elles se débattront, risquant d'endommager leurs muscles du vol et de se briser les os (Figure 9; Bat World Sanctuary). On peut utiliser différentes techniques pour tenir une chauve-souris en fonction du résultat souhaité. Par exemple, une prise courante qui permet de transférer facilement une chauve-souris entre les membres du personnel consiste à placer l'index entre les omoplates et, à l'aide du pouce et du majeur, à tenir les avant-bras sur les côtés (communément appelée la technique « Nelson »; Figure 10). Il faut toutefois veiller à ne pas trop étirer les avant-bras derrière le dos, car l'on croit que cela pourrait tendre les muscles des ailes (Figure 10).

Figure 9. Chauve-souris mal tenue par le bout des doigts et sans EPI approprié (Florent Valetti).

Il est également possible de tenir les chauves-souris en plaçant doucement l'index (ou le pouce) de la main non dominante sous la mâchoire et le pouce (ou l'index) sur le dessus du cou, puis de saisir doucement le corps de la chauve-souris dans la paume de la main (prise ou tenue dans la paume; Figure 11). On peut appuyer doucement le pouce (ou l'index) sur la tête de la chauve-souris pour maintenir sa mâchoire fermée et éviter les morsures. Cette prise permet d'exposer facilement les zones anatomiques pour l'inspection, la prise de mesures et l'échantillonnage en ajustant soigneusement la prise pour exposer les parties du corps désirées (Figure 11). On peut alors manipuler et mesurer la chauve-souris avec la main dominante. Pour plus de sécurité, on peut envelopper la chauve-souris dans un sac à chauve-souris en la tenant dans la paume de la main (Figure 12).

Figure 10. À gauche – Technique « Nelson » avec les ailes sur les côtés (Jared Hobbs). À droite – Chauve-souris tenue avec les bras tendus derrière le dos (d'après :

ÉBAUCHE

https://www.batcon.org/press/scholars-expand-research-capabilities-for-global-bat-conservation-2/).

Figure 11. Prise dans la paume de la main (en haut – Jordi Segers) avec les ailes ouvertes pour examen (en bas à gauche – Bob Brett) ou la prise de mesures.

Figure 12. Tenue d'une chauve-souris avec un sac à chauve-souris pendant le traitement à des fins d'illustration seulement (Krista Patriquin). Remarque : Il est DÉCONSEILLÉ de manipuler des chauves-souris sans gants.

6.2 Sacs et bacs de contention

On peut mettre les chauves-souris en attente de traitement dans un « sac à chauve-souris » en tissu perméable à l'air avec un cordon de serrage (p. ex. des sacs en coton de 20 x 30 cm avec cordon de serrage) (Vonhof 2006). On peut acheter ces sacs auprès de divers fournisseurs (annexe 1) ou les fabriquer facilement soi-même. Les cordons de serrage assurent une fermeture étanche et, accessoirement, le fait de nouer le cordon autour du haut du sac constitue la meilleure méthode pour empêcher les chauves-souris de s'échapper (Figure 13). Enfin, le fait de fixer une épingle à linge sous l'ouverture en haut du sac constitue une autre technique qui empêche les chauves-souris de s'échapper (Figure 13). En refermant ces sacs à l'aide de ces méthodes, il faut toutefois s'assurer de ne pas coincer, immobiliser ou écraser la chauve-souris avec l'épingle à linge. Il faut éviter d'utiliser des sacs dont les coutures sont effilochées ou dont les fils sont lâches (ou alors, les retourner avant l'utilisation) pour éviter que les pattes ou les pouces de la chauve-souris s'emmêlent. L'utilisation de sacs en tissu est recommandée pour les chauves-souris qui se tiennent dans des crevasses (c.-à-d. la majorité des espèces de chauves-souris du Canada) et qui sont habituées à être dans des espaces clos et protégés (Figure 13). L'utilisation de sacs à « fruits et légumes frais » à mailles fines (Figure 13) est recommandée pour l'espèce *L. cinereus*, car ce type de sac engendre moins de stress chez cette espèce contrairement à un sac en tissu (E. Baerwald et C. Lausen, comm. pers. 2022). Bien que les sacs en papier jetables aient été utilisés pour réduire la transmission d'agents pathogènes et de parasites, il est possible que les chauves-souris qui sont mises dans ce type de sac subissent un stress accru, car elles ne peuvent pas s'accrocher à un sac lisse en papier. Ce type de sac permet également aux chauves-souris de faire rapidement des trous pour s'échapper. Les sacs de papier doublés de mailles de plastique peuvent toutefois être une option appropriée. Éviter d'utiliser les sacs faits de matériaux étanches à l'air, comme les sacs de plastique, pour contenir les chauves-souris vivantes afin d'éviter l'étouffement.

Figure 13. Sacs de contention pour chauves-souris avec cordon de serrage autour du haut. En haut à gauche – Sac en tissu (Krista Patriquin); en haut à droite – Sac en filet pour chauve-souris (Cori Lausen). On peut ajouter une épingle à linge (en bas – Jordi Segers) pour éviter que la chauve-souris s'échappe (épingle à linge bleue en plastique) et pour étiqueter les sacs (épingle à linge en bois avec numéro).

Des dispositifs de retenue plus grands (p. ex. des sacs Myers, un filet en nylon fixé à une bouteille en plastique ou en métal, un seau à ménés, des contenants à déchets modifiés et des contenants en styromousse modifiés) ont été utilisés pour contenir des groupes de chauves-souris (Kunz et Kurta 1998). Cependant, il est actuellement recommandé de placer une seule chauve-souris dans chaque

dispositif de retenue (voir la section 6.3 « Nombre de chauves-souris par sac/bac ») pour éviter la transmission d'agents pathogènes et de parasites entre les chauves-souris.

Figure 14. Bac de contention avec sacs suspendus sur des tiges et bloc chauffant dans une chaussette au fond du bac (Jordi Segers).

Afin de faciliter la tenue de dossiers et la gestion des temps de garde, les sacs à chauves-souris doivent avoir des identifiants uniques, comme des numéros, des motifs, des couleurs ou des lettres qui permettent de faire le suivi du nombre de chauves-souris, des heures de capture, des espèces et des données démographiques (si celles-ci peuvent être évaluées rapidement au moment du retrait). Les sacs contenant des chauves-souris doivent être soigneusement attachés ou suspendus à une courte distance du site de capture, de préférence loin de la lumière, du bruit et de possibles prédateurs (p. ex. les souris, les hiboux et d'autres rapaces). On peut suspendre les sacs à des objets se trouvant à proximité à l'aide de mousquetons ou d'épingles à linge en plastique ou en faisant une boucle avec le cordon de serrage autour d'un objet. On peut également les attacher ou les fixer autour d'un poteau de filet à chauve-souris de rechange, d'une tige ou d'un tuyau en métal ou en PVC (c.-à-d. un matériau facile à désinfecter) posé sur une surface surélevée comme un plan de travail (pourvu que les sacs soient suspendus et qu'ils ne risquent pas d'être écrasés par les membres du personnel durant leurs activités), les placer dans des trous préperforés dans un grand bac en plastique avec un couvercle troué qui laisse entrer l'air (Figure 14) ou encore, les fixer entre deux arbres. On peut placer une bouteille d'eau chaude ou un bloc chauffant dans une chaussette de laine épaisse au fond du bac afin de fournir de la chaleur, d'éviter la léthargie ou de faciliter le réchauffement avant la remise en liberté. Il doit y avoir suffisamment d'espace dans le bac pour éviter tout contact direct entre les sacs contenant les chauves-souris et la source de chaleur, et ainsi

ÉBAUCHE

éviter la surchauffe ou les brûlures aux individus capturés. Si aucune bouteille d'eau ou aucun bloc chauffant n'est disponible pour réchauffer les chauves-souris en léthargie, on peut tenir les individus touchés dans des mains gantées de façon appropriée pour les réchauffer. Si cette méthode ne fonctionne pas, on peut, en dernier recours, mettre soigneusement la chauve-souris contenue dans un sac à l'intérieur de la veste ou de la chemise d'un chercheur en prenant soin de ne pas l'écraser et en veillant à ce que ses griffes ou ses dents ne puissent pas être en contact direct avec la peau du chercheur. Il est déconseillé de laisser les chauves-souris sans surveillance dans un espace clos (p. ex. un véhicule ou une pièce) où on pourrait les perdre ou où elles pourraient se blesser ou mordre une personne si elles s'échappaient de leur sac de contention.

Une fois que les chauves-souris ont été remises en liberté (voir la section 6.7 « Remise en liberté des chauves-souris »), il faut retourner les sacs, les secouer pour éliminer le guano ou les parasites et les décontaminer avant de les réutiliser (voir la section 4.3 « Décontamination »).

6.3 Nombre de chauves-souris par sac/bac

Il ne faut jamais mettre plusieurs espèces dans un même sac et une seule chauve-souris devrait idéalement être mise dans chaque sac ou bac pour éviter la propagation d'agents pathogènes et de parasites entre les bêtes, et pour réduire au minimum le stress et les blessures découlant d'un combat (Edwards *et al.* 2022). Une femelle capturée avec un ou plusieurs petits attachés devrait être immédiatement libérée. Toutefois, si des données se rapportant aux femelles reproductrices ou aux petits sont nécessaires, il faut mettre la femelle et ses petits ensemble dans un sac. Idéalement, il faut éviter de réutiliser les sacs le même soir. Si le besoin se présente cependant, les sacs à réutiliser doivent être retournés, puis secoués afin d'éliminer le guano et les parasites; ils ne doivent pas être imbibés d'urine et doivent être uniquement utilisés pour la capture d'individus d'une même colonie.

6.4 Dispositifs de retenue

En ce qui concerne la prise de mesure (p. ex. la morphométrie des ailes), l'installation de dispositifs (p. ex. des radio-émetteurs ou des étiquettes à transpondeur passif intégré) et le prélèvement d'échantillons (p. ex. un emporte-pièce à biopsie), l'utilisation d'un dispositif de retenue s'avère très pratique. Le dispositif de retenue McMaster pour chauves-souris (Figure 15) s'est avéré très efficace pour manipuler l'*E. Fuscus* et les espèces plus grandes, et il peut être facilement modifié pour les petites espèces (Ceballos-Vasquez *et al.* 2014). L'avantage de ce dispositif est qu'il permet à une seule personne de retenir une chauve-souris et d'effectuer les procédures, alors que deux personnes sont souvent nécessaires si aucun dispositif n'est utilisé.

6.5 Durée de manipulation

6.5.1 Lignes directrices générales

On doit généralement garder les chauves-souris pendant le temps minimal nécessaire pour recueillir les données, puis les libérer immédiatement après. La méthode des trois R (voir la section 3.0 « Considérations générales ») peut aider les chercheurs à déterminer les durées appropriées de manipulation et de garde. Voici ce qu'il faut faire pour *réduire* le nombre d'individus, selon les objectifs du projet :

1) On doit libérer en premier tout individu de nouveau capturé qu'il est possible d'identifier (vérifier les étiquettes à transpondeur passif intégré, les bagues, la coupe du poil, les marques de biopsie ou d'autres identifiants; voir la section 7.0 « Marquage »). Si un individu est de nouveau capturé la même

ÉBAUCHE

nuit, on peut évaluer rapidement sa santé générale (p. ex. s'assurer qu'il n'y a aucune lésion découlant de la manipulation précédente), puis le remettre en liberté. Si un individu est de nouveau capturé au cours de la même saison, on peut évaluer rapidement sa santé générale (p. ex. sa masse), sa croissance (p. ex. le développement du petit) et son stade de reproduction avant de le remettre en liberté. Si un individu est de nouveau capturé au cours des années suivantes, l'obtention du protocole complet de prise de mesures (p. ex. données biométriques, données démographiques et échantillons biologiques) pourrait être justifiée.

2) On doit trouver un juste équilibre entre le stress cumulatif d'une colonie et le stress individuel. Dans certains cas, le temps de garde prolongé d'un individu pour répondre aux exigences d'un protocole pourrait être justifié afin de compenser le stress cumulatif si plusieurs nouvelles captures ou des visites subséquentes sont nécessaires pour obtenir les données en question.

Des suggestions générales sont proposées ci-dessous pour orienter les décisions en matière de manipulation.

Il est recommandé de garder les chauves-souris dans leur sac pendant au moins 10 minutes avant de procéder au traitement afin de réduire le stress. Normalement, il est préférable de limiter le temps de garde à 4 heures, incluant le temps dans le filet ou le piège (approximatif en fonction de la fréquence des vérifications du filet et du temps de retrait), l'acclimatation dans les sacs de contention, le temps d'attente pour le traitement et le temps de traitement. Si la durée de garde dépasse 2 à 3 heures, il faut penser à fournir de l'eau et de la nourriture aux chauves-souris avant de les remettre en liberté (voir la section 6.6 « Nourrissage des chauves-souris »). Le temps de garde maximal pourrait varier selon l'heure de la nuit, l'état du corps, les conditions environnementales locales, la saison, l'espèce, le sexe, l'âge, l'état de reproduction et la léthargie (voir ci-dessous), de même que les activités autorisées et les objectifs de la recherche. Par exemple, Edwards *et al.* (2022) recommandent de remettre en liberté l'espèce *M. lucifugus* dans les 30 minutes suivant sa capture, car elle subit un stress élevé si elle est gardée pendant une période prolongée.

ÉBAUCHE

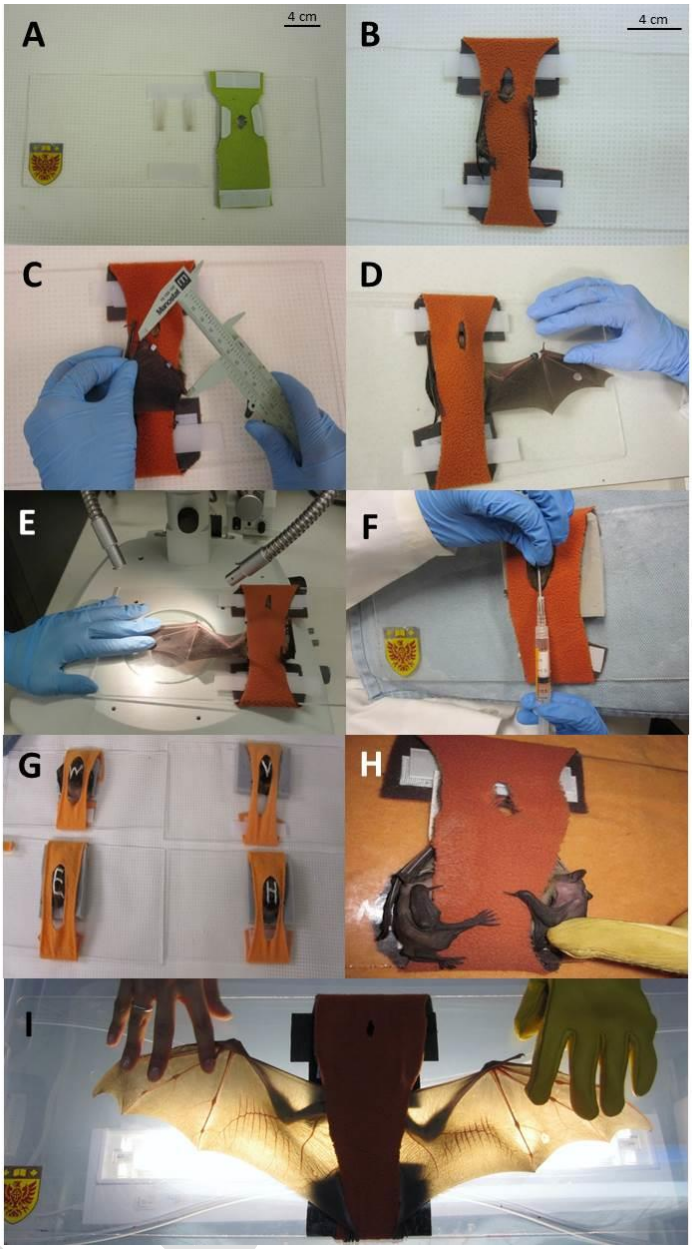

Figure 15. Dispositif de retenue McMaster pour chauves-souris (image fournie par Paul Faure).

L'expérience du personnel peut influencer grandement la durée de manipulation et doit donc être prise en considération. Le personnel doit aussi être au fait que les chauves-souris capturées devront être prises en charge au moyen d'une approche par « triage », c'est-à-dire que les chauves-souris seront priorisées en fonction du risque de morbidité ou de mortalité découlant d'une capture ou d'une manipulation prolongée (Tableau 1). En plus des recommandations figurant dans le présent document, l'utilisation de protocoles ayant déjà porté leurs fruits et la collaboration avec des experts des chauves-souris permettront de déterminer l'ordre de priorité de celles-ci.

6.5.2 Heure de la nuit

Dans la première heure suivant le coucher du soleil : Normalement, il est préférable de garder les chauves-souris pendant au plus deux heures, car elles doivent se nourrir et boire après avoir passé la journée dans leur habitat de repos. De la nourriture et de l'eau devraient être fournies si les chauves-souris doivent être gardées plus longtemps (pendant un maximum de quatre heures).

Dans l'heure suivant le lever du soleil : Les chauves-souris toujours en captivité doivent être remises en liberté immédiatement afin qu'elles puissent retourner à leur gîte sans risquer d'être exposées à leurs prédateurs diurnes. Si le temps le permet, pensez à leur fournir de la nourriture et de l'eau avant de les remettre en liberté.

En tout temps entre le coucher et le lever du soleil : Voir ci-dessus dans la section 6.5.1 « Lignes directrices générales », mais consulter ce qui suit à propos d'autres considérations.

Il est important de bien tenir compte de la durée de la nuit pour décider combien de temps garder les chauves-souris. Comme nous l'avons mentionné ci-dessus, il faut avoir suffisamment de temps pour effectuer soigneusement l'intervention auprès des chauves-souris et les remettre en liberté avant le lever du soleil. Cependant, cet aspect variera d'une saison à l'autre ainsi que d'un emplacement géographique à l'autre, car la durée de la nuit peut être considérablement plus courte à des latitudes plus nordiques en été.

6.5.3 Conditions environnementales locales

Comme nous l'avons mentionné ci-dessus, la capture de chauves-souris en vol libre ne se fait généralement pas les nuits où le mauvais temps pourrait réduire le succès de l'opération. Toutefois, dans certaines régions, les conditions environnementales peuvent changer rapidement. Le personnel doit être au courant des prévisions et des situations météorologiques locales et être prêt à affronter les intempéries. Si les températures chutent sous 10 °C, les chauves-souris doivent être remises immédiatement en liberté, car ces conditions météorologiques accroissent les besoins énergétiques découlant de la thermorégulation (Voigt *et al.* 2011). Les exceptions évidentes à ces suggestions incluent les travaux effectués en hiver (Slough et Jung 2008; Klüg-Baerwald *et al.* 2016), ainsi que ceux réalisés à des latitudes et des altitudes plus élevées, alors que les nuits sont plus froides et où les chauves-souris pourraient rester actives à moins de 10 °C (Patriquin et Barclay 2003, Wolbert *et al.* 2014, Slough et Jung 2008). De même, les chauves-souris doivent être relâchées dès le début d'une averse, car celle-ci peut elle aussi nuire à leur thermorégulation, ainsi qu'à leur orientation (Voigt *et al.* 2011). Cela étant dit, selon les prévisions, il pourrait être recommandé de garder les chauves-souris dans un endroit sec et chaud jusqu'à ce que la pluie cesse, plutôt que de les remettre en liberté sous une pluie forte. De même, il pourrait être préférable de garder les chauves-souris qui ont pris la pluie dans les filets pour les laisser se réchauffer avant de les remettre en liberté. De plus, la vitesse du vent doit être surveillée attentivement afin d'atténuer les risques que des chauves-souris se blessent après s'être emmêlées dans des filets ondulants. Si des chauves-souris se retrouvent emmêlées, celles dont le dégagement est long et difficile doivent être relâchées immédiatement ou dès que possible si elles sont stressées ou épuisées.

6.5.4 Saison

En règle générale, les températures nocturnes sont plus basses et la durée de la nuit est plus courte au printemps et à l'automne qu'en été, ce qui augmente la possibilité que les chauves-souris entrent

en léthargie. De plus, le budget énergétique d'une chauve-souris est limité pendant ces périodes, alors qu'elle tente de reconstituer ses réserves perdues durant l'hibernation ou de les constituer pour y entrer (Hranac *et al.* 2021). Les durées de manipulation et de garde doivent donc tenir compte de cet aspect pour réduire au minimum le stress supplémentaire découlant des besoins métaboliques des chauves-souris en réduisant la durée de leur manipulation (Tableau 1), en les gardant au chaud (mais voir la section 6.5.7 « Léthargie ») et en les nourrissant.

Il n'est généralement pas recommandé de capturer et de manipuler des chauves-souris en hiver, à moins que les chercheurs aient l'habitude de travailler pendant cette période crucialement délicate (ou qu'ils travaillent avec une personne possédant de l'expérience). La perturbation des chauves-souris en hibernation peut être très coûteuse parce que la vitesse de métabolisme que doivent atteindre les chauves-souris pour maintenir leur normothermie aux températures types de l'hibernacle pourrait être jusqu'à 400 fois plus élevée que ce qui est nécessaire pendant la léthargie (Thomas *et al.* 1990). De plus, les chauves-souris en vol libre capturées pendant l'hiver n'entrent pas facilement en léthargie malgré le froid ambiant (C. Lausen, comm. pers.). La capture et la manipulation de chauves-souris effectuées à ce moment-là les exposent donc à un risque considérable de dépenser une grande partie des réserves d'énergie qui leur sont fort nécessaires. Si les chercheurs prévoient de capturer et de manipuler des chauves-souris en hiver, ils devraient consulter des experts locaux et la documentation. Les durées de garde et de manipulation doivent être maintenues à un minimum absolu (moins d'une heure) pour réduire les répercussions négatives sur le budget énergétique d'hibernation des chauves-souris. On doit également leur procurer plus de chaleur à l'aide d'une bouteille d'eau chaude ou d'un coussin chauffant (voir la section 6.2 « Sacs et bacs de contention »), ainsi que leur fournir de l'eau et de la nourriture.

Si une chauve-souris se retrouve à l'extérieur de l'hibernacle en hiver, on encourage le personnel à consulter l'organisme qui a délivré le permis ou l'organisme fédéral, provincial ou territorial responsable de l'espèce, surtout s'il s'agit d'une espèce inscrite. Il existe une myriade de facteurs qui pourraient entraîner le réveil des chauves-souris en hiver, dont il faut tenir compte pour décider de la meilleure voie à suivre, comme la température ambiante, s'il s'agit du début ou de la fin de l'hiver, l'état du corps, les signes de mauvaise santé, la proximité de l'hibernacle connu, etc. On encourage les praticiens qui travaillent en hiver à prendre ces facteurs en considération afin qu'ils puissent se préparer. Dans certains cas, l'euthanasie pourrait être la voie la moins cruelle à suivre; dans ce cas, les chauves-souris devraient faire l'objet d'une nécropsie afin de déterminer si des problèmes de santé ont pu entraîner l'émergence ou toucher la population. Cependant, dans certains cas, la remise en liberté des chauves-souris pourrait être la meilleure solution, particulièrement si les praticiens n'ont pas le pouvoir ou l'assurance nécessaire pour procéder à l'euthanasie; les incidents devraient néanmoins être signalés aux autorités compétentes pour qu'elles mènent une enquête plus approfondie et effectuent un suivi au besoin.

6.5.5 Espèces

Espèces non ciblées : Recueillir des renseignements de base (espèce, sexe et état reproducteur; renseignements sur la bague ou l'étiquette à transpondeur passif intégré, le cas échéant) et remise en liberté. CEPENDANT, vous trouverez d'autres conditions ci-dessous.

M. lucifugus, *M. septentrionalis* et *P. subflavus* : Des permis de manipulation spéciaux pourraient être requis parce qu'il s'agit d'espèces inscrites sur la liste des espèces en voie de disparition en vertu de la

LEP au Canada. Ces exigences varient selon la région et les lois provinciales ou territoriales sur les espèces en péril.

C. townsendii : Pourrait bénéficier d'une période d'acclimatation d'environ 15 à 30 minutes dans un sac de contention pour réduire au minimum le stress avant toute autre manipulation (C. Lausen, comm. pers.).

L. borealis et L cinereus : ces chauves-souris se perchent généralement dans le feuillage plutôt que dans des espaces clos et, par conséquent, les sacs en filet suspendus dans un endroit calme sont probablement moins nombreux (RISC 2022). Une période d'acclimatation de 15 à 30 minutes avant de poursuivre la manipulation pourrait également leur être bénéfique (C. Lausen, E. Baerwald, comm. pers.). Ces mesures peuvent être particulièrement utiles au moment de manipuler des mâles pendant les périodes coïncidant avec la spermatogénèse (L. Bishop-Boros, comm. pers.). Ces espèces ont été évaluées par le COSEPAC comme étant en voie de disparition (2022). Par conséquent, d'autres recommandations et permis pourraient être émis.

L. noctivagans : Bien qu'il n'existe actuellement aucune considération spéciale de manipulation connue pour cette espèce, elle a été évaluée par le COSEPAC comme étant en voie de disparition (2022) et, par conséquent, des recommandations et des permis pourraient être émis.

6.5.6 Collecte de données morphométriques et démographiques

Les mesures morphométriques et les données démographiques, comme le sexe, l'état reproducteur et l'âge, sont souvent utiles pour identifier les espèces et évaluer la santé de la population. Cependant, pour obtenir ces renseignements, une manipulation supplémentaire doit être réalisée et, par conséquent, le stress que subit l'individu capturé augmente. Par conséquent, les chercheurs doivent évaluer avec soin l'importance d'obtenir chaque mesure supplémentaire en fonction de la durée de manipulation accrue afin de s'assurer de ne pas dépasser les seuils recommandés indiqués au Tableau 1.

6.5.6.1 Masse corporelle

Lorsqu'il faut obtenir une masse précise, il est recommandé de s'assurer que les chauves-souris sont à jeun pendant l'heure précédant leur pesée afin qu'elles éliminent les insectes récemment consommés. Il faut trouver un compromis entre la nécessité d'obtenir une masse précise à jeun et les risques associés à la garde des chauves-souris pendant le temps requis (voir la section 6.5 « Durée de manipulation »). Le jeûne n'est probablement pas nécessaire pour la plupart des dénombrements et il n'est pas requis lorsque des chauves-souris sont capturées au moment de l'émergence ou à l'approche de celle-ci, car elles sont sans doute déjà à jeun du fait qu'elles n'ont rien mangé depuis la veille.

ÉBAUCHE

Figure 16. Chauve-souris enveloppée dans un bas de nylon dans une main (à gauche – Krista Patriquin) et sur une balance (à droite – Brock Fenton).

Une balance à ressort (présentant des graduations d'au plus 1 g) ou une balance numérique (présentant des graduations de 0,1 g) peut être utilisée pour peser les chauves-souris dans les sacs de contention. Comme il peut être difficile d'obtenir une lecture stable lorsque les chauves-souris bougent, il pourrait être utile d'enrouler un autre sac ou un excédent de matériau autour des chauves-souris pour les immobiliser. Il est en outre possible de retenir temporairement les chauves-souris en les enveloppant dans des bas de nylon à hauteur de genoux comme un « burrito » (**Error! Reference source not found.**), ou bien en les plaçant sur la balance sous un gobelet en « mailles » (p. ex. un porte-crayons) ou en papier. Dans tous les cas, il ne faut pas oublier de tenir compte de la masse du sac de contention ou du matériel de retenue (le peser et le soustraire du poids total, ou prendre le poids à vide sur la balance) au moment de consigner la masse de la chauve-souris. De plus, tout le matériel doit être désinfecté avant de peser chaque chauve-souris (voir la section 4.3 « Décontamination »).

6.5.6.2 Longueur de l'avant-bras

La longueur de l'avant-bras est l'unité de mesure morphométrique habituellement utilisée pour indiquer la taille globale d'une chauve-souris; on a souvent recours à cette dernière pour faire la différence entre des congénères étroitement liés. Cette mesure peut également être utilisée conjointement avec la masse corporelle pour déterminer l'indice de l'état du corps de certaines espèces, bien qu'il ne s'agisse plus d'une pratique recommandée puisque l'on a démontré que l'utilisation de la masse corporelle à elle seule était le meilleur indicateur de la masse adipeuse chez les chauves-souris insectivores (McGuire *et al.* 2018). La longueur de l'avant-bras se mesure généralement à l'aide de pieds à coulisse à partir de la base du pouce jusqu'au coude (c.-à-d. toute la longueur du radius et du cubitus; voir l'encadré C de la Figure 15) à 0,1 ou 0,5 mm près (ministère des Forêts, de la Faune et des Parcs du Québec 2021; RISC 2021; Vonhof 2006). Il est important d'être conscient de la pression exercée pour resserrer le pied à coulisse afin d'éviter d'endommager l'aile. Certains protocoles recommandent de mesurer plusieurs fois la longueur de l'avant-bras et de

consigner la moyenne de toutes les mesures, car il s'agirait de la technique la plus précise (Vonhof, 2006).

6.5.6.3 Mesures morphométriques supplémentaires

La collecte de données morphométriques supplémentaires pourrait être essentielle dans les régions où il est difficile ou impossible de distinguer les espèces de manière visuelle, et pour lesquelles le recours à d'autres techniques d'identification précise pourrait même être nécessaire (p. ex. enregistrement acoustique, génétique; [RISC 2021]). Les mesures morphométriques supplémentaires pourraient comprendre la longueur du tragus, la longueur de l'oreille, la longueur totale, la longueur de la queue et la longueur du pied (RISC 2021; Vonhof 2006). Naughton *et al.* (2012). Il faut consulter la documentation propre aux espèces pour déterminer les mesures nécessaires en fonction de la diversité des espèces dans la région, ainsi que la technique exacte devant être utilisée pour obtenir les mesures. Comme toujours, les chercheurs doivent constamment être conscients du temps de manipulation supplémentaire requis pour prendre chaque mesure et éviter d'accroître le temps de garde au-delà du seuil prédéterminé dans le cadre du projet pour les obtenir.

6.5.6.4 Détermination du sexe

On peut reconnaître facilement les mâles et les femelles en examinant doucement les organes génitaux externes pour trouver le pénis ou la vulve (Ramey 2009).

6.5.6.5 État reproducteur

Ici, nous nous concentrons sur l'état reproducteur des femelles. Bien que l'état reproducteur des mâles puisse fournir des renseignements supplémentaires sur la santé de la population, le processus de détermination de leur stade de reproduction peut être difficile et très long (K. Patriquin, obs. pers.). Les chercheurs qui désirent évaluer l'état reproducteur des mâles devraient consulter Ramey (2009), mais ils doivent également être conscients du fait qu'ils devront consacrer beaucoup de temps pour obtenir ces renseignements.

À moins d'indication contraire, les descriptions suivantes des stades de reproduction des femelles sont tirées de Ramey (2009).

Femelles avec leurs petits attachés : Recueillir les renseignements de base (espèce) et les remettre en liberté immédiatement.

Femelles gestantes à un stade avancé (**Error! Reference source not found.**a) : Recueillir les renseignements de base et les remettre en liberté immédiatement afin d'éviter la mise bas des petits pendant la manipulation ou la garde. Il est possible de reconnaître les femelles gestantes à un stade avancé en fonction des facteurs suivants : 1) gros abdomen gonflé latéralement et ventralement, où la peau sous-jacente est visible à travers la fourrure; 2) masse accrue pouvant être 33 % supérieure à la fourchette normale attendue; 3) utérus nettement gonflé et distendu ou crâne du fœtus pouvant être facilement ressenti en palpant doucement l'abdomen et 4) expression possible de lait avec une légère palpation des tétines. Si une femelle donne naissance pendant la garde, placer le sac de contention dans lequel se trouvent la mère et les petits dans un endroit calme et sécuritaire pour leur permettre de tisser des liens (p. ex., permettre à la mère d'en prendre soin). S'assurer que le ou les petits sont accrochés aux mamelles avant de les remettre en liberté. (Voir la section 6.7 « Remise en liberté des chauves-souris » pour plus de détails.)

ÉBAUCHE

Femelles en début de grossesse : Garder pendant un maximum de 1 à 4 heures, selon l'heure de la nuit et l'état du corps (Tableau 1). Envisager de leur fournir de la nourriture et de l'eau si elles sont gardées pendant plus de 2 à 3 heures (voir la section 6.6 « Nourrissage des chauves-souris »). On peut faire la différence entre les femelles en début de grossesse et les femelles gestantes à un stade avancé en fonction de ce qui suit : 1) l'abdomen peut être gonflé latéralement, mais moins au niveau ventral, et la peau n'est pas encore visible à travers la fourrure; 2) la masse pourrait ne pas être très différente de la fourchette normale attendue, mais peut être environ 15 % plus grande (Kunz *et al.* 1995); 3) l'utérus, légèrement ou modérément gonflé et distendu, peut être senti en palpant doucement l'abdomen et 4) le lait ne devrait pas s'exprimer après une légère palpation des tétines.

Femelles qui allaitent (**Error! Reference source not found.**b) : Garder pendant un maximum de 1 à 2 heures (Tableau 1), car elles doivent regagner leur gîte pour allaiter leurs petits. Il est possible de reconnaître les femelles qui allaitent grâce à l'usure de leur fourrure ou à la région de peau nue entourant leurs tétines, à la peau squameuse (c.-à-d. kératinisée) de leurs tétines et à l'expression de lait après une légère palpation des tétines.

Femelles non reproductrices ou ne présentant aucun signe évident de grossesse : Garder pendant un maximum de 1 à 4 heures, selon l'heure de la nuit et l'état du corps. En cas de garde supérieure à deux heures, fournir de la nourriture et de l'eau avant la remise en liberté.

Femelles en période post-allaitement (**Error! Reference source not found.**c)/mâles (**Error! Reference source not found.**) : Garder pendant un maximum de quatre heures. Pour une garde supérieure à deux heures, fournir de la nourriture et de l'eau, puis toutes les heures par la suite. On peut faire la différence entre les femelles en période post-allaitement et les femelles allaitantes en fonction de la présence d'une certaine repousse de poils autour des tétines et du fait que les tétines ne permettent désormais plus d'exprimer du lait.

** Dans les cas où de nombreuses chauves-souris sont capturées en peu de temps, il pourrait être impossible d'en déterminer le statut démographique en les retirant des pièges, ce qui pourrait faire en sorte que certaines chauves-souris soient gardées plus longtemps que les délais suggérés. Par conséquent, il est fortement recommandé d'évaluer leur stade de reproduction dans l'heure suivant leur capture afin que celles qui ont besoin de soins plus rapidement puissent être traitées en temps opportun, par exemple les femelles gestantes à un stade avancé, les femelles allaitantes et les juvéniles volants (voir la section 6.5.6.6 « Classe d'âge »).

ÉBAUCHE

Figure 17. Comparaison des stades de reproduction des femelles : femelle gestante à un stade avancé (en haut à gauche – Jared Hobbs), femelle allaitante (en haut à droite – Jared Hobbs) et femelle en période post-allaitement (en bas – Brock Fenton).

Figure 18. Chauve-souris mâle (Jared Hobbs).

6.5.6.6 Classes d'âge

Juvéniles volants : On peut faire la différence entre les juvéniles volants et les adultes en fonction de la présence de plaques de croissance épiphysaires cartilagineuses au niveau des phalanges et des métacarpiens (aussi appelées « interstices épiphysaires ») et d'articulations de doigts effilées plutôt que d'articulations à l'apparence « bosselée » sur les doigts d'adultes une fois qu'elles sont ossifiées après la croissance (**Error! Reference source not found.**; Brunet-Rossini et Wilkinson 2009). Les plaques de croissance épiphysaires au niveau des phalanges et des métacarpiens peuvent être observées en éclairant les articulations des doigts; des zones translucides apparaissent alors, laissant passer plus de lumière à travers celles-ci. Le processus permettant de faire la différence entre les juvéniles volants plus âgés et les adultes en fonction de la présence d'interstices épiphysaires peut être difficile et long. L'examen de l'usure des dents est souvent une méthode fiable pour distinguer les jeunes volants plus âgés des adultes (voir ci-dessous). La pratique actuelle consiste à traiter les juvéniles volants d'une manière semblable à celle qui est décrite ci-dessus dans la section sur les femelles non reproductrices et les mâles adultes. Cependant, il pourrait être avantageux d'en prioriser le traitement, car ils ne volent pas très bien. (Buchler 1980).

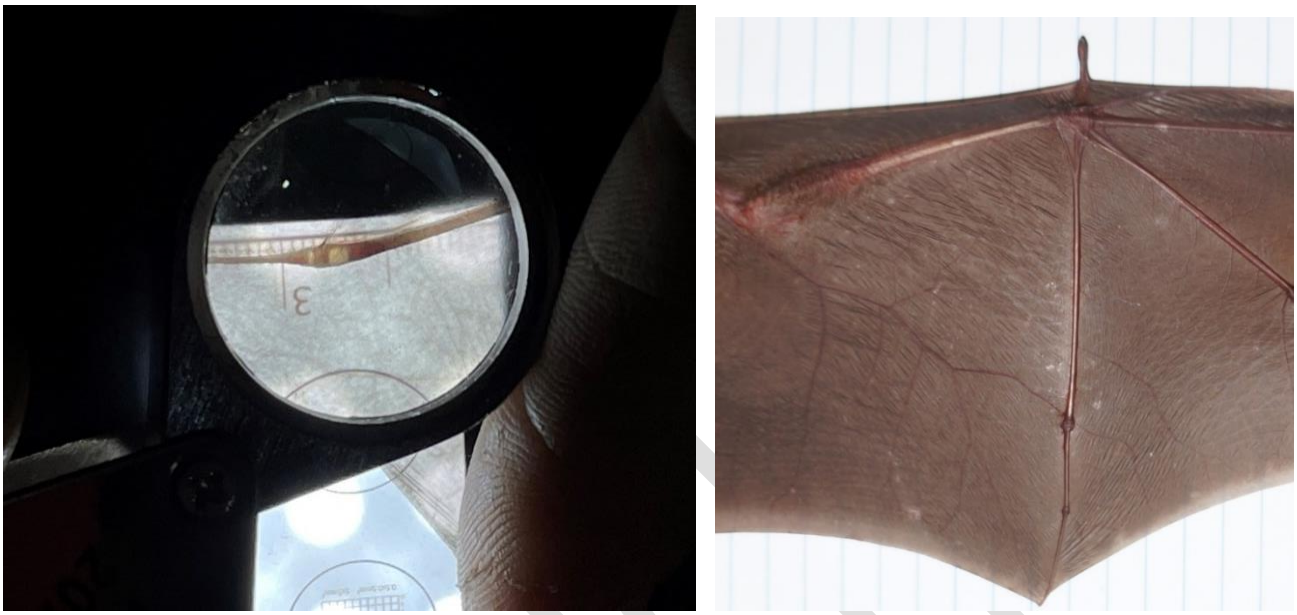

Figure 19. Métacarpiens d'une chauve-souris juvénile présentant un interstice épiphysaire (à gauche – Hildegard Gerhach) et chauve-souris adulte présentant des articulations métacarpiennes « bosselées » (à droite – Krista Patriquin).

À mesure que les chauves-souris vieillissent, leurs canines s'usent, ce qui peut alors servir d'indice relatif de l'âge (Brunet-Rossinni et Wilkinson 2009). L'échelle normalisée d'usure des dents contient sept ou huit catégories d'usure relative, mais l'usure varie selon le régime alimentaire, lequel est différent selon les espèces, ainsi que selon les régions en raison de la variation de la disponibilité des proies et d'autres facteurs (Christian 1956; Holroyd 1993). Par exemple, l'usure sera plus rapide et plus prononcée chez les chauves-souris qui consomment des insectes plus durs (p. ex. les coléoptères) que chez celles qui mangent des insectes plus mous (p. ex. les papillons de nuit et les diptères) (Brunet-Rossinni et Wilkinson 2009). Néanmoins, l'usure des dents peut fournir un indice relatif de l'âge au sein d'une population pour suivre le cycle vital des chauves-souris. Si le temps le permet, les chercheurs peuvent donc envisager d'utiliser une échelle grossière à quatre points pour évaluer l'âge relatif à l'aide des canines supérieures, la première catégorie correspondant aux jeunes de l'année et toutes les autres, aux adultes (**Error! Reference source not found.**; **Error! Reference source not found.**) :

1. Canines pointues
2. Canines légèrement aplaties
3. Canines manifestement plates ou angulaires; une grande partie de la dent est toujours présente
4. Moins de la moitié de la dent est toujours présente

On recommande d'utiliser une loupe offrant un grossissement de 10x pour examiner les canines supérieures, qui sont petites (**Error! Reference source not found.**). La façon la plus facile et la plus efficace de faire cet examen est de tenir la chauve-souris dans la paume de la main non dominante et

en plaçant l'index sous son menton et le pouce derrière sa tête. Pour exposer les dents, placer le pouce sur le haut de la tête et tirer doucement vers l'arrière (c.-à-d. faire glisser le pouce du haut de la tête jusqu'à la base; cette manœuvre permet de ramener la tête de la chauve-souris vers l'arrière et d'ouvrir sa bouche). Faire pivoter le poignet de façon à placer la tête de la chauve-souris devant vos yeux (en regardant avec la loupe). La tête de la chauve-souris est à l'envers, ce qui permet de voir facilement ses canines supérieures (**Error! Reference source not found.**). Il importe de noter que l'usure des dents doit être relativement similaire des deux côtés, car si une canine est beaucoup plus courte que l'autre, cela pourrait simplement avoir été causé par une fracture traumatique plutôt que par l'usure au fil du temps.

ÉBAUCHE

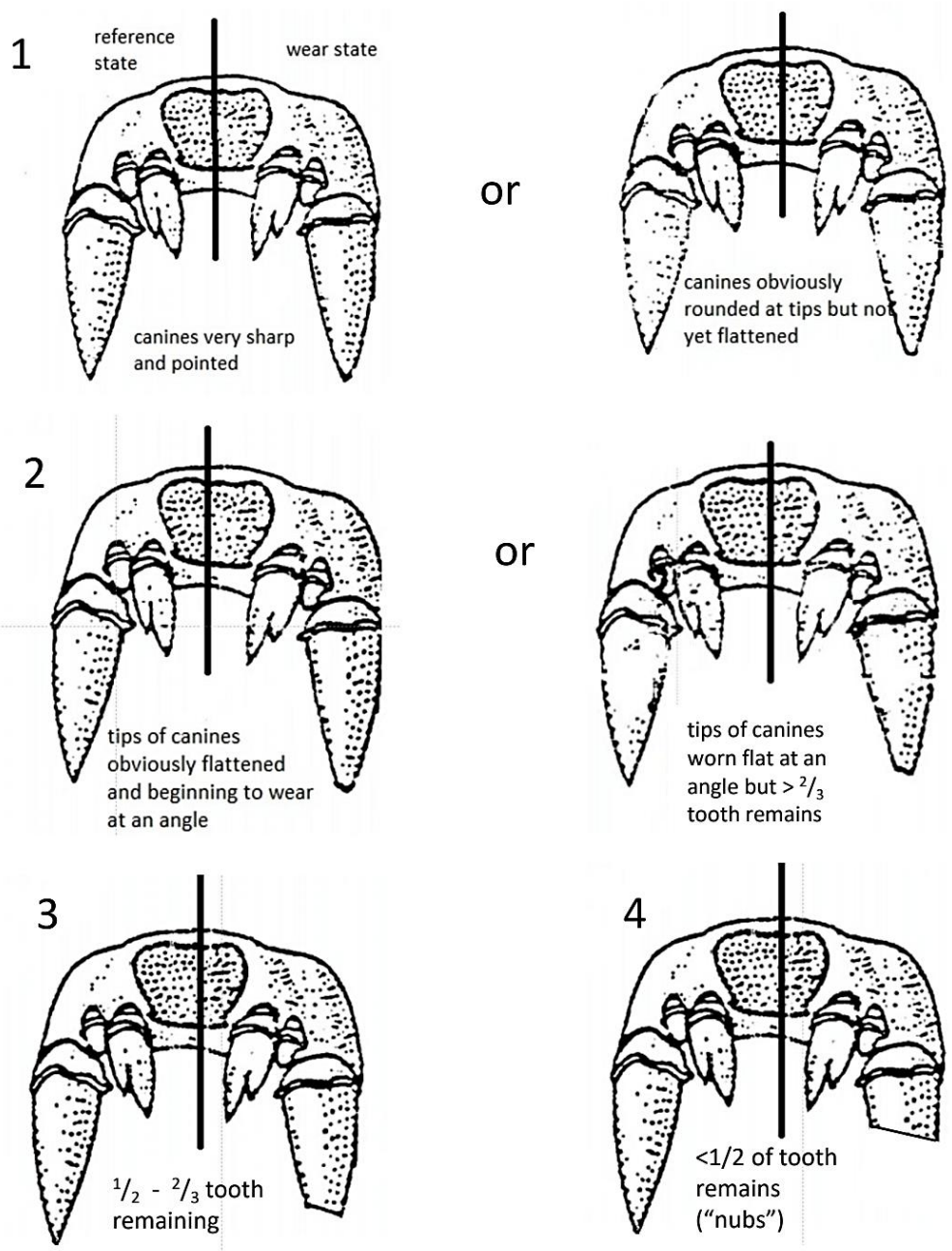

Figure 20. Schéma illustrant la catégorie des dents en fonction de l'usure des canines utilisée pour estimer approximativement l'âge (d'après Holroyd 1993).

Figure 21. Dent de catégorie n° 1 (Haut – Jason Headley), dent de catégorie n° 3 (en bas à gauche – Krista Patriquin), dent de catégorie n° 4 (en bas à droite – Krista Patriquin).

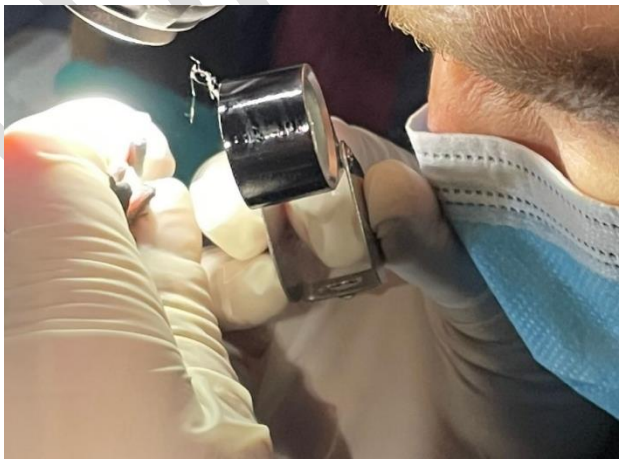

Figure 22. Examen des dents à la loupe (Cori Lausen).

6.5.7 Léthargie

La léthargie est une stratégie de thermorégulation utilisée par les chauves-souris pour économiser de l'énergie et est accomplie en diminuant leur température corporelle interne pour correspondre à celle des températures ambiantes plus basses, réduisant considérablement leur taux métabolique de base. Comme tous les mammifères, les chauves-souris doivent maintenir une température corporelle pour soutenir le taux métabolique requis pour les processus physiologiques essentiels qui sont optimisés dans une plage de températures corporelles connue sous le nom de zone thermoneutre . Le zone thermoneutre pour la plupart des chauves-souris canadiennes se situe entre ~27oC et 37oC, et elles doivent utiliser de l'énergie au repos lorsque les températures ambiantes tombent sous le seuil inférieur du zone thermoneutre, avec plus d'énergie nécessaire plus les températures ambiantes deviennent froides (Stones et Wiebers, 1965; Studier, 1981 ; Cryan et Wolf, 2003 ; Willies et al. 2005). Les chauves-souris peuvent ensuite choisir d'économiser de l'énergie à ces températures en entrant en léthargie. La fréquence et la profondeur de la léthargie varient en fonction de la taille et du stade de reproduction, ainsi que du contexte (Neubaum 2018). Les petites chauves-souris (p. ex. *M. ciliolabrum*, *M. californicus* et *M. leibii*), par exemple, présentent une zone de neutralité thermique beaucoup plus importante, ce qui fait en sorte qu'elles entrent rapidement en léthargie. Par contre, les femelles gestantes et les femelles allaitantes ont tendance à limiter la fréquence et la profondeur de la léthargie, car celle-ci inhibe le développement fœtal et la production de lait (Audet et Fenton 1988; Besler et Broders 2019). Quelle que soit leur taille, les chauves-souris en vol libre capturées en hiver limitent l'utilisation de la léthargie et, par conséquent, elles doivent rester au chaud afin de réduire au minimum les coûts métaboliques associés à la thermorégulation (C. Lausen, comm. pers.).

Les chauves-souris en léthargie sont plus faciles à manipuler, mais le réveil est coûteux sur le plan énergétique, particulièrement dans des conditions ambiantes froides. Les chercheurs doivent donc étudier avec soin la meilleure solution pour assurer le bien-être d'une chauve-souris en ce qui concerne les coûts énergétiques potentiels liés au fait de laisser une chauve-souris active pendant sa garde par rapport aux coûts liés à son réchauffement avant sa remise en liberté si elle entre en léthargie. Les chercheurs doivent également tenir compte de l'incidence de la collecte de données. Par exemple, il est beaucoup plus difficile de prélever du sang sur une chauve-souris en léthargie ou dont la température est froide (p. ex. *M. lucifugus* à des températures inférieures à 10 °C [T. McBurney, comm. pers.]). De plus, les chauves-souris qui sont récemment sorties de leur léthargie ne peuvent pas produire les appels d'écholocation types, de sorte que les appels recueillis aux fins de référence pour l'identification future de l'espèce pourraient ne pas être représentatifs de l'espèce. Comme nous l'avons mentionné ci-dessus, les chauves-souris peuvent être maintenues au chaud ou réchauffées (environ 15 à 20 minutes sont nécessaires pour les réchauffer) à l'aide de sources de chaleur exogènes (voir la section 6.2 « Sacs et bacs de contention »). Dans la mesure du possible, on doit fournir de l'eau et de la nourriture aux chauves-souris qui sortent de leur léthargie avant de les remettre en liberté (voir la section 6.6 « Nourrissage des chauves-souris »).

6.5.8 Mauvaise santé

Les chauves-souris en mauvaise santé doivent être manipulées le moins possible, n'avoir aucun contact avec d'autres individus capturés et être remises en liberté le plus rapidement possible. Les signes cliniques de mauvaise santé comprennent ce qui suit :

1. L'émaciation, lorsque la masse corporelle est inférieure à 60 % de la masse corporelle maximale déclarée pour les adultes de l'espèce à la fin d'août et au début de l'automne, tout

en reconnaissant que les juvéniles peuvent présenter un poids inférieur à celui de leurs homologues adultes. Il existe également des différences entre les mâles et les femelles, et la masse corporelle des chauves-souris fluctue considérablement au cours de l'année civile en fonction du métabolisme de leurs réserves d'énergie corporelle en corrélation avec leur cycle vital annuel, y compris l'appauvrissement et l'accumulation à divers moments associés à l'été, au rassemblement en essaim, à la migration et à l'hibernation (Jonasson et Guglielmo 2016; Gallant et Broders 2015; Lacki *et al.* 2015; Jonasson et Willis 2011; Kunz *et al.* 1998).

2. La déshydratation, marquée par la présence des différents signes cliniques suivants selon le degré de dessèchement : muqueuses sèches et collantes, croûtes ou mucus, membranes des ailes ternes, sèches et plissées, yeux enfoncés et peau qui demeure tendue lorsqu'on la pince (Lollar 2018).
3. L'apathie, c'est-à-dire un état dans lequel les yeux peuvent être ouverts, mais les chauves-souris montrent peu ou pas de réaction à des stimuli comme le toucher et la lumière (c.-à-d. qu'elles n'ouvrent pas la bouche, ne tentent pas de s'éloigner et ne produisent aucun son), et leur corps est mou lorsqu'on le tient. Bien que l'on puisse confondre certains de ces signes avec ceux des chauves-souris en léthargie (p. ex. l'absence de réaction), les yeux sont souvent fermés lorsqu'elles sont en léthargie et le corps n'est pas mou lorsqu'on le tient. De plus, la réactivité générale augmente à mesure que les chauves-souris en léthargie se réchauffent, et elles peuvent aussi émettre des sons distinctifs et audibles.
4. Le comportement anormal, dans le cadre duquel les chauves-souris peuvent se montrer extrêmement agressives en mordant et en se débattant; la maladresse et l'incapacité à voler ou un comportement très passif et sans réaction. Tous ces comportements peuvent être indicateurs de la rage (Constantine 2009), de sorte qu'un animal présentant de tels signes cliniques doit être examiné (voir la section 10.0 « Euthanasie ») par un professionnel de la santé de la faune ou un vétérinaire pour déterminer si la chauve-souris doit être euthanasiée et faire l'objet d'un examen post mortem et d'un test de dépistage de la rage. Si cela n'est pas possible, la chauve-souris en question doit être placée dans un site sécuritaire de repos au sein duquel il n'existe aucun risque de contact avec des humains et des animaux domestiques et être surveillée pendant les 24 à 72 heures suivantes. Après cette période d'observation, la chauve-souris doit faire l'objet d'un examen post mortem si elle meurt ou si les signes cliniques persistent ou s'aggravent, entraînant son euthanasie pour des raisons de compassion.

On peut confondre les signes cliniques de passivité et d'absence de réaction associés à la rage avec l'apathie et la léthargie. Toutefois, une chauve-souris apathique devrait devenir plus alerte et plus réactive si on lui offre de la nourriture, de l'eau et du repos. Une chauve-souris en léthargie devrait devenir plus alerte lorsqu'elle est réchauffée.

6.6 Nourrissage des chauves-souris

Les chercheurs doivent toujours apporter de l'eau et de la nourriture pour nourrir les chauves-souris. Il est possible d'utiliser un compte-gouttes oculaire en plastique stérile ou une seringue pour donner de l'eau aux chauves-souris par voie orale. Pour ce faire, il faut laisser tomber une seule goutte dans la bouche de la chauve-souris; normalement, celle-ci réagit immédiatement en léchant l'eau. Si une chauve-souris ne boit pas après qu'on lui a offert de l'eau deux fois, il faut la remettre en liberté au lieu de prolonger le temps de garde (Gollar 2018). Toutefois, si l'on estime qu'une chauve-souris est

gravement déshydratée (voir la section 6.5.8 « Mauvaise santé »), il faut la remettre en liberté immédiatement.

La solution la plus simple et la plus nutritive pour nourrir des chauves-souris consiste à apporter de la nourriture pour chats en conserve vendue en cabinet vétérinaire, qui peut être diluée avec de l'eau et administrée avec un compte-gouttes oculaire en plastique ou une seringue. Les autres sources de nutrition sur le terrain comprennent la nourriture humide pour furet et les suppléments vétérinaires à teneur élevée en glucose (p. ex. Nutrical[MC]), bien que ces derniers ne soient pas aussi nutritifs. Les ténébrions meuniers sont également couramment utilisés pour nourrir les chauves-souris, mais il est possible que celles qui n'en ont jamais mangé refusent d'en consommer. Pour rendre la tâche plus facile, il pourrait être utile de retirer la tête de l'insecte et de presser sa carapace pour en extraire les viscères dans ou sur la bouche de la chauve-souris. Une fois que la chauve-souris lèche les viscères, elle acceptera souvent d'en manger plus. À ce moment-là, des insectes entiers peuvent lui être offerts. Toutefois, les petites chauves-souris (p. ex., qui pèsent moins de 5 g) peuvent avoir de la difficulté à mâcher et avaler les ténébrions meuniers entiers et il est possible qu'elles acceptent uniquement les viscères. Les pupes et les adultes (coléoptères) déplaisent aux chauves-souris et, par conséquent, seul le « ver » sous forme de larve devrait leur être offert (C. Lausen, comm. pers.). On recommande de nourrir les chauves-souris sur une surface propre afin de pouvoir récupérer plus facilement les ténébrions meuniers vivants qu'elles laissent tomber et, par conséquent, d'éviter de les remettre en liberté accidentellement dans l'environnement. Lorsqu'ils ne sont pas utilisés, on peut conserver les ténébrions meuniers au réfrigérateur ou dans une glacière pour retarder leur transformation en pupe et en adulte, mais il faut veiller à ne pas les exposer au gel, car cela les tuera. Il est possible d'utiliser des pinces pour réduire le risque de morsure au moment de nourrir les chauves-souris, mais il faut s'assurer que les chauves-souris ne mordent pas les pinces. Pour ce faire, il faut tenir les ténébrions meuniers tout au bout des pinces en s'assurant de tenir la majeure partie exposée de leur corps aussi loin que possible du bout des pinces, et placer la partie exposée près de la bouche de la chauve-souris.

Comme pour tout le matériel étant entré en contact avec des chauves-souris, il faut décontaminer les compte-gouttes, les seringues et les pinces après avoir nourri chaque chauve-souris (voir la section 4.3 « Décontamination »).

6.7 Remise en liberté des chauves-souris

Les chauves-souris doivent être relâchées sur le site de leur capture ou près de celui-ci dans des conditions météorologiques favorables (c.-à-d. temps chaud et sec et vents légers). Au moment de remettre en liberté les chauves-souris, si elles ne sont pas visiblement actives (c.-à-d. en train de produire des sons, de mordre ou de se tortiller), s'assurer qu'elles peuvent voler en effectuant un « vol d'essai » dans le cadre duquel les chauves-souris sont tenues près de la base de la queue pour les encourager à utiliser leurs ailes (**Error! Reference source not found.**). La chauve-souris prête à voler battra des ailes rapidement et avec force et peut être relâchée à hauteur d'homme, soit environ 1,5 à 2 m au-dessus du sol. Le personnel doit lever le bras tenant la chauve-souris au niveau de la tête pour s'assurer que la chauve-souris a une garde au sol suffisante avant de la remettre en liberté (Bowen 2020; Haarsma 2008). La hauteur à laquelle la chauve-souris sera relâchée devra être plus élevée pour les espèces plus grandes, les femelles gestantes, les femelles qui transportent leurs petits et les juvéniles volants. On peut le faire en se tenant debout prudemment sur une surface surélevée,

ÉBAUCHE

comme un véhicule, une table de pique-nique, une échelle ou une chaise. De plus, au moment de remettre en liberté une femelle avec ses petits attachés, il est préférable de ne pas avoir tendance à placer une main sous les petits pour des raisons de sécurité. Si un petit entre en contact avec la surface d'une main avant d'être relâché, il pourrait se décrocher de la mère. Suivre les chauves-souris à l'aide d'une source lumineuse pour s'assurer qu'elles se sont envolées.

Figure 23. Vol d'essai (à gauche – Krista Patriquin; à droite – Brock Fenton).

Si une chauve-souris ne réussit pas à s'envoler, il faut vérifier si cela est dû à une garde au sol insuffisante en effectuant une seconde tentative à un niveau plus élevé du sol. Dans ce cas, on doit également évaluer si les chauves-souris sont en léthargie et leur permettre de se réchauffer plus longtemps au besoin avant d'entreprendre une deuxième tentative de vol. Parfois, les membranes des ailes se « collent » l'une sur l'autre lorsque les chauves-souris sont gardées pendant de longues périodes. On peut remédier à la situation en ouvrant doucement les ailes manuellement plusieurs fois. Pour les séparer, il faut tirer doucement sur l'avant-bras et l'index de la chauve-souris. Si une chauve-souris en santé ne s'envole pas, on peut la placer en hauteur sur une plateforme, une corniche, un tronc d'arbre ou une branche dans un endroit où elle peut ramper pour atteindre un point ou un abri plus haut, mais loin d'éléments encombrants qui pourraient l'empêcher de voler (Battersby 2017; Bowen 2020). Il n'est pas recommandé de procéder ainsi à l'aube, car les chauves-souris courront un risque de prédation par les prédateurs crépusculaires. Dans la mesure du possible, les chauves-souris doivent être surveillées pour s'assurer qu'elles se sont envolées ou déterminer si d'autres mesures ou interventions sont nécessaires (voir la section 6.5.8 « Mauvaise santé »).

7.0 Marquage

Voici une liste de suggestions générales concernant les différents types de marquage qui peuvent être utilisés dans le cadre des dénombrements.

7.1 Techniques de marquage à court terme

7.1.1 Marqueur hydrosoluble

Des marqueurs hydrosolubles non toxiques peuvent être utilisés pour marquer les poils des chauves-souris capturées afin de faire le suivi des nouvelles captures durant la nuit. Cette technique peut ne pas être utile pour faire le suivi des nouvelles captures d'une nuit à l'autre, car la chauve-souris qui fait sa toilette pourrait effacer la marque. Comme pour tout autre équipement et matériel, les pointes des marqueurs doivent être désinfectées (voir la section 4.3 « Décontamination »).

7.1.2 Colorant capillaire temporaire non toxique

Les colorants capillaires temporaires non toxiques exempts de décolorant sont offerts en plusieurs couleurs. Ceux-ci peuvent permettre d'identifier des individus à court terme grâce à l'utilisation de combinaisons uniques de couleurs et à la disposition des couleurs sur le corps.

7.1.3 Étiquettes de marquage d'abeille

De petits disques colorés et numérotés servant habituellement à marquer les abeilles ont également été utilisés pour marquer temporairement des chauves-souris (T. McBurney et M. Jones, comm. pers.). Les étiquettes peuvent être collées sur les poils des chauves-souris à l'aide d'un adhésif chirurgical. On ignore pendant combien de temps ces étiquettes demeurent sur les chauves-souris.

7.1.4 Coupe de poils

La coupe de petites touffes de poils pourrait être utilisée pour faire le suivi des nouvelles captures au cours d'une saison à différents emplacements ou moments. La création de motifs lors de la coupe de poils pourrait ne pas convenir pour l'identification des chauves-souris lorsqu'un grand nombre de celles-ci sont capturées, car la surface poilue d'une chauve-souris limite le nombre de combinaisons particulières possibles. Dans la mesure du possible, les poils coupés peuvent être conservés aux fins d'autres études (p. ex. analyses d'isotopes stables ou de métaux lourds). À moins que les poils ne soient coupés pour fixer des radio-émetteurs, il est recommandé d'éviter la région scapulaire et de couper les poils qui se trouvent près de la queue, région qui est plus facilement accessible. De plus, la région scapulaire est plus exposée lorsque les chauves-souris se reposent; elle serait donc plus susceptible d'entraîner une perte de chaleur si des poils y étaient coupés. Les poils du côté ventral sont généralement plus difficiles d'accès et sont beaucoup plus courts, ce qui augmente le risque de coupure accidentelle de la peau. Il ne faut pas couper de poils près des ailes en raison du risque de lacération accidentelle des ailes. Si les poils sont aussi utilisés pour l'analyse des isotopes, les chercheurs doivent savoir qu'il pourrait être nécessaire d'utiliser jusqu'à 1 cm^3 de poils et que les signatures pourraient varier selon la région anatomique sur laquelle les poils ont été coupés (RISC 2022).

EBAUCHE

Figure 24. Ciseaux pour la coupe des poils. (p. ex. : http://www.roboz.com)

Utiliser de petits ciseaux à microdissection incurvés à pointe arrondie ou des ciseaux à cuticules (**Error! Reference source not found.**) pour couper les poils près de la peau en évitant de couper celle-ci. Il faut couper suffisamment de poils pour pouvoir voir la peau nue au moment de la nouvelle capture; pour s'en assurer, brosser les poils restants dans la région pour veiller à ce que la surface de poils coupée demeure visible (**Error! Reference source not found.**). Il faut éviter de couper trop de poils, car cela pourrait avoir une incidence négative sur la thermorégulation (jusqu'à 1 cm^3, soit la quantité nécessaire pour l'analyse des isotopes). Pour réduire au minimum la perte de chaleur et d'eau pendant l'hibernation, il n'est pas recommandé de couper les poils entre le 30 septembre d'une année donnée et le 31 mai de l'année suivante.

Figure 25. Superficie de poils coupés aux fins de marquage, de prélèvement d'échantillons de poils et de fixation de radio-émetteur (Lori Phinney). Remarque : La superficie serait plus petite si la coupe visait uniquement le marquage.

7.1.5 Emporte-pièce à biopsie pour les ailes ou la queue

Si des emporte-pièce à biopsie sont nécessaires dans le cadre du projet, il est possible de se baser sur les lésions récentes ou tout juste cicatrisées résultant de l'utilisation d'emporte-pièce pour identifier les nouvelles captures au cours d'une saison.

7.1.6 Étiquettes luminescentes

Des étiquettes chimiluminescentes, ou étiquettes luminescentes, peuvent être utilisées pour faire le suivi d'un individu après sa remise en liberté. Ce suivi peut être utile pour obtenir des appels

d'écholocation de référence ou pour observer le comportement de vol et de recherche de nourriture (Barclay et Bell 1988; Horvorka *et al.* 1996). Les avantages de cette technique de marquage doivent être soigneusement évalués par rapport à l'augmentation potentielle du risque de prédation, qui demeure inconnu. Cependant, au moins une étude a révélé que les étiquettes luminescentes demeuraient attachées pendant une période maximale de 48 heures et qu'elles continuaient à briller (Timofieieva *et al.* 2019). Il est possible de coller des bâtons lumineux miniatures non toxiques (2,9 x 24 mm) sur la fourrure de la chauve-souris à l'aide de bâtons de colle non toxique, comme ceux qu'utilisent les enfants pour réaliser des bricolages (RISC 1998, 2021). Il n'est pas nécessaire de couper les poils pour fixer les étiquettes luminescentes.

7.1.7 Radio-émetteurs pour localiser les gîtes

Pour localiser les gîtes aux fins de relevés, des radio-émetteurs peuvent être fixés aux chauves-souris capturées pendant leur déplacement ou leur recherche de nourriture (c.-à-d. pas dans les gîtes ni près de ceux-ci) pour ensuite les suivre au moment de retourner à leurs gîtes. Le plus petit radio-émetteur disponible doit être utilisé pour atteindre l'objectif de la recherche, tout en veillant à ce que son utilisation ne compromette pas le vol. Pour déterminer la masse maximale d'un émetteur pouvant être utilisé en toute sécurité, on applique souvent la « règle » des 5 %, selon laquelle la masse de l'émetteur ne doit pas être supérieure à 5 % de la masse à jeun d'une chauve-souris (Aldridge et Brigham 1988; O'Mara *et al.* 2014). La portée de l'application de la règle des 5 % demeure incertaine, car la capacité d'une chauve-souris à transporter une charge dépend de la morphologie de ses ailes par rapport à la taille de son corps, laquelle varie selon l'espèce, le sexe, l'âge et l'état reproducteur. En effet, dans le cadre de certaines études, des émetteurs pesant de 5 à 10 % de la masse d'une chauve-souris ont été utilisés sans conséquence négative apparente sur le mouvement (O'Mara *et al.* 2014). À moins que cela ne soit nécessaire pour atteindre les objectifs de la recherche, les chercheurs doivent éviter de placer des radio-émetteurs sur les individus suivants : 1) les femelles gestantes, parce qu'elles sont physiologiquement vulnérables; 2) les juvéniles capturés tôt dans la saison (c.-à-d. présentant un grand interstice épiphysaire), parce qu'ils ne peuvent pas encore voler très bien; 3) les espèces plus petites comme *M. ciliolabrum*, car il n'existait pas de radio-émetteurs assez petits au moment de la rédaction du présent document (RISC 2021).

Pour fixer un radio-émetteur :

- Activer le radio-émetteur et s'assurer qu'il fonctionne correctement.
- Placer la chauve-souris dans un dispositif de retenue, le côté dorsal vers le haut (Ceballos-Vasquez *et al.* 2014; Figure 15; **Error! Reference source not found.**) et le dos exposé, ou placer le ventre de la chauve-souris sur une surface douce mais ferme sur une table et tenir fermement la chauve-souris en repliant ses avant-bras sur les côtés. Placer un morceau de tissu sur la tête de la chauve-souris et laisser ses pieds s'agripper à une surface peut réduire le stress.
- Trouver le centre du dos entre les omoplates.
- Il est possible de couper les poils avant de fixer le radio-émetteur, selon les objectifs du projet.
    - Si des radio-émetteurs munis de capteurs de température sont utilisés, une zone de poils correspondant à la taille de l'émetteur doit être coupée pour exposer la surface de la peau (voir la section 7.1.4 « Coupe de poils ») afin d'obtenir une lecture précise

de la température. Ne *pas* fixer d'émetteur si la peau est accidentellement coupée. Appliquer une couche très mince d'adhésif chirurgical sur la plaie, laisser sécher la colle et remettre immédiatement en liberté la chauve-souris.
    - Si la température n'est pas enregistrée, les émetteurs peuvent mieux demeurer en place si l'on ne coupe pas les poils (Brigham, n.d.). Par ailleurs, cela peut entraîner une perte importante de poils au point de fixation et autour de celui-ci si le radio-émetteur se détache (c.-à-d. qu'il tombe).
- À l'aide d'un petit pinceau d'artisanat, appliquer une couche très fine d'adhésif au latex chirurgical* (voir la remarque concernant les adhésifs ci-dessous) entre les omoplates (soit directement sur la région des poils coupés ou non), ainsi que sur le côté plat de l'émetteur.
- Laisser la colle commencer à former des bulles et devenir collante avant de fixer l'émetteur. En règle générale, moins de cinq minutes sont nécessaires, mais il faut lire les directives du fabricant parce que les temps de séchage peuvent être considérablement inférieurs et que la colle pourrait en fait sécher plus rapidement que prévu (Carter *et al.* 2009).
    - Remarque : Le poids de l'adhésif est également un facteur à prendre en compte dans la règle des 5 %.
    - L'application d'une plus grande quantité de colle ne constitue pas une meilleure solution, puisque l'émetteur pourrait se détacher plus rapidement (Carter *et al.* 2009; Kunz 1988).
- Poser l'émetteur sur la chauve-souris en orientant l'antenne vers la queue et le maintenir en place pendant une à cinq minutes. Pousser les poils adjacents contre la colle autour des bords de l'émetteur, ou recouvrir les pointes des poils adjacents avec de l'adhésif chirurgical et les pousser contre les bords collés de l'émetteur pour assurer une fixation plus solide. Laisser sécher complètement la colle avant de remettre en liberté la chauve-souris (soit environ 15 à 30 minutes, selon le taux d'humidité). Une petite quantité de poudre pour bébés peut également être appliquée (à l'aide de la pointe d'une gomme à crayon) sur la colle une fois séchée pour éviter que des corps étrangers y adhèrent. Remarque : Toute cette étape peut être omise si l'objectif est de localiser la chauve-souris et de retirer l'émetteur après quelques jours.
    - Pour empêcher la chauve-souris de bouger ou de tenter de retirer le radio-émetteur pendant que la colle sèche, il est possible d'immobiliser la chauve-souris dans un sac à chauve-souris en enroulant l'excès de tissu et le cordon autour de la chauve-souris, tout en s'assurant que l'antenne demeure droite. Pour ce faire, insérer la tête de la chauve-souris en premier dans le sac en veillant à placer l'antenne face à l'ouverture du sac.
- Avant la remise en liberté :
    - S'assurer que la colle est sèche en essayant très doucement de détacher l'émetteur du dos de la chauve-souris.
    - Il est également recommandé de s'assurer que l'émetteur fonctionne toujours et qu'aucun glissement de fréquence n'est observé.
- Pour retirer les radio-émetteurs, on peut enlever doucement l'adhésif de la fourrure et de l'émetteur en grattant avec un ongle. Au besoin, un solvant (consulter la fiche de données de sécurité [FDS] de l'adhésif) peut être appliqué avec parcimonie.

ÉBAUCHE

* Remarque : De nombreux chercheurs ont utilisé l'adhésif chirurgical Skin-Bond, mais ce produit n'est plus offert. Les solutions de rechange comprennent l'adhésif cutané Vetbond, le ciment chirurgical Perma-Type [qui pourrait aussi ne plus être offert, C. Lausen, comm. pers.], le ciment adhésif Torbot et la colle Osto-Bond (Carter *et al.* 2009). Il existe également une marque en Europe : Sauer-HAUTKLEBER, type 50.01; Manfred Sauer GmbH (Timofieieva *et al.* 2019). Pour accroître leur efficacité, les adhésifs doivent être conservés au réfrigérateur lorsqu'ils ne sont pas utilisés. De nouvelles bouteilles doivent être achetées durant chaque saison sur le terrain, car la colle s'épaissit au fil du temps, ce qui en réduit l'efficacité (Kurta *et al.* 2009). Sinon, la colle peut être diluée avec un solvant approprié, généralement l'hexane, que l'on peut acheter auprès du même fabricant (mais voir la FDS du produit; Carter *et al.* 2009). Il faut éviter d'utiliser des adhésifs chirurgicaux composés de méthacrylate en raison de leurs réactions exothermiques et du risque d'attaquer les tissus par inadvertance. Certains praticiens ont utilisé de la colle forte pour fixer les émetteurs. Bien que certaines données recueillies dans le cadre de nouvelles captures indiquent qu'aucune conséquence négative visible n'est associée à cette utilisation (T. Buchanan, comm. pers.), cette pratique est généralement déconseillée. Les adhésifs chirurgicaux ont fait l'objet de tests approfondis pour assurer la sécurité des animaux, alors que ce n'est pas le cas pour les colles fortes. Par conséquent, on ignore s'il existe des conséquences potentiellement négatives.

ÉBAUCHE

Figure 26. Chauve-souris dans un dispositif de retenue avec un émetteur (Krista Patriquin).

7.2 Techniques de marquage à long terme

7.2.1 Bagues pour chauves-souris

Plusieurs fournisseurs commerciaux fabriquent des bagues qui peuvent être utilisées pour le marquage des chauves-souris (annexe I). En règle générale, tous les types de bagues peuvent endommager les ailes si on ne les met pas en place de manière appropriée. Il faut bien réfléchir à cela avant de choisir cette méthode (Baker *et al.* 2001; Lollar et Schmidt-French 2002). Certains projets de dénombrement pourraient justifier l'utilisation de bagues, car ces dernières peuvent faciliter la surveillance à long terme. Par exemple, les bagues permettent d'identifier visuellement les chauves-souris capturées précédemment sans qu'il soit nécessaire de les capturer et de les manipuler de nouveau. L'utilisation de combinaisons uniques de couleurs permet également de repérer rapidement les individus connus. De plus, les bagues pourraient constituer la solution de marquage privilégiée si un dénombrement a lieu pendant la saison de rassemblement en essaim à l'automne lorsque la mise en place d'étiquettes à transpondeur passif intégré n'est pas recommandée, car les plaies qui y sont

associées pourraient ne pas guérir aussi facilement à ce moment de l'année (voir la section 7.2.2 « Étiquettes à transpondeur passif intégré »).

Des bagues numérotées et colorées à anneau fendu en plastique conçues pour le marquage des oiseaux ont été utilisées pour effectuer le marquage des chauves-souris, car elles permettent d'identifier les individus de manière visuelle. En gros, pour savoir quelle taille utiliser, il faut choisir des bagues présentant un diamètre interne correspondant à environ 7 % de la longueur de l'avant-bras d'une chauve-souris*, la plus petite hauteur et la plus grande épaisseur possible. Cela fait en sorte que les bagues ne sont pas trop grosses, ce qui empêche les os des doigts de rester coincés. Il est préférable de modifier les bagues à anneau fendu en plastique avant leur mise en place, puisqu'elles sont dotées de bords tranchants qui peuvent endommager les membranes des ailes ou s'y encastrer (Lollar et Schmidt-French 2002). Pour ce faire, couper les coins à l'aide d'un coupe-ongles et utiliser une lime à ongles pour éliminer les angles vifs et élargir l'espace pour obtenir un ajustement plus lâche autour de l'avant-bras (**Error! Reference source not found.**). Puisque les chauves-souris peuvent ronger les bagues de plastique, on devrait envisager de jumeler l'utilisation des bagues avec des étiquettes à transpondeur passif intégré ou d'utiliser des bagues en aluminium dans le cadre des projets de surveillance à long terme.

* Remarque : Il n'existe aucune source ou donnée empirique permettant de déterminer si l'utilisation d'une bague d'un diamètre d'environ 7 % de la longueur de l'avant-bras d'une chauve-souris est appropriée. Des recherches ultérieures pourraient se pencher sur les tailles de bagues appropriées en utilisant la longueur de l'avant-bras comme indice. La valeur directrice de 7 % est utilisée dans l'Ouest du Canada et on l'arrondit parfois pour trouver la taille de bague appropriée (C. Lausen, comm. pers.). Plusieurs tailles de bagues doivent être à portée de main pendant la mise en place en raison de la variation de la longueur et du diamètre des avant-bras des espèces et des individus.

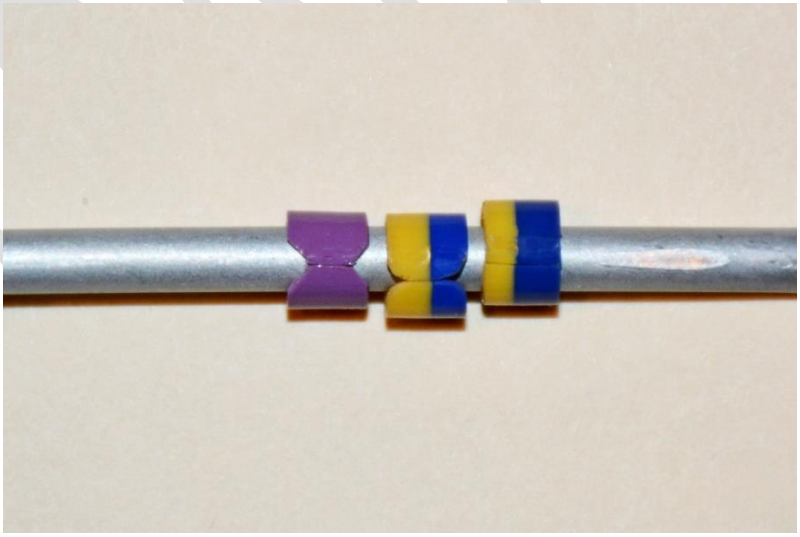

Figure 27. Bague à anneau fendu modifiée (Robert Barclay).

S'il n'est pas nécessaire d'identifier les individus à distance, la mise en place de bagues en aluminium à bord relevé sur l'avant-bras peut être un meilleur choix, car leur forme arrondie et leur bord relevé réduisent au minimum le risque d'endommager les ailes (**Error! Reference source not found.**).

Cela étant dit, les bagues en aluminium à bord relevé ne sont pas non plus sans risque (Baker *et al.* 2001). Les directives concernant le choix de la taille de bagues à anneau fendu en plastique dont il est question ci-dessus s'appliquent elles aussi aux bagues en aluminium. Les bagues en aluminium peuvent aussi porter un numéro ou une lettre pour permettre l'identification d'individus parmi les chauves-souris capturées de nouveau. Certains fournisseurs offrent également des bagues à bord relevé en alliage Incoloy plus résistantes à la corrosion. De plus, des bagues anodisées de couleur et à bord relevé sont également offertes. Celles-ci pourraient permettre, dans une certaine mesure, d'identifier un individu sans le capturer. Lorsque des bagues en métal sont utilisées, on recommande d'employer des pinces pour bagues de chauves-souris afin de veiller à ce que les bagues ne soient pas trop serrées. En outre, on recommande d'utiliser des pinces pour anneaux de retenue afin d'enlever les bagues (p. ex., si la bague est trop serrée, ou dans le cas de nouvelles captures). En cas de saignement pendant la mise en place ou le retrait d'une bague, exercer une pression directe ou appliquer un hémostatique peut permettre de l'arrêter (Kunz et Weise 2009).

Les bagues doivent être mises en place sur les avant-bras (c.-à-d. au-dessus du radius et du cubitus) des chauves-souris et être suffisamment serrées pour qu'elles puissent demeurer en place. En outre, elles doivent être suffisamment lâches pour pouvoir bouger librement le long de l'avant-bras sans causer d'éraflure ou de plaie (Kunz et Weise 2009). Pour ce faire, placer la bague au-dessus de la partie distale de l'avant-bras (c.-à-d. près du pouce), puis la faire glisser vers le corps, à mi-chemin de l'avant-bras, jusqu'au point d'attache distal du propatagium avant de la fermer en exerçant une légère pression avec les doigts. Après avoir mis en place la bague, étirer et refermer complètement l'aile plusieurs fois pour s'assurer que les doigts ou le propatagium de la chauve-souris ne restent pas coincés dans la bague et que la bague ne peut pas glisser par-dessus l'articulation du coude ou s'y coincer. On encourage le personnel sans expérience à s'exercer à mettre en place et à retirer les bagues sur une petite branche d'arbre ou un objet de taille similaire avant de tenter d'effectuer cette procédure sur une chauve-souris.

Sikes *et al.* (2016) suggèrent de pratiquer une petite incision dans la membrane de l'aile juste sous les os de l'avant-bras pour y insérer la bague pendant la mise en place, probablement pour empêcher la bague de trop bouger le long de l'avant-bras. Cette technique est généralement déconseillée pour la plupart des chauves-souris au Canada, car elle est invasive et inutile. Cependant, il pourrait être utile de pratiquer une petite fente dans la membrane de l'aile pour insérer l'anneau au moment de mettre en place les bagues à anneau fendu en plastique sur *L. cinereus* et *L. borealis*, parce que ces bagues peuvent se coincer sur leur propatagium, qui est doté de fourrure et est plus large que celui des autres espèces de chauves-souris canadiennes. Toutefois, les résultats à long terme de cette pratique n'ont pas été officiellement documentés et elle ne devrait donc être utilisée que par les praticiens ayant le plus d'expérience, en employant de préférence une méthode permettant d'en évaluer l'innocuité. Au moment de la rédaction du présent rapport (mars 2023), l'efficacité des bagues à bord relevé pour les espèces de chauve-souris *Lasiurus* était inconnue et elle mérite d'être étudiée parce qu'il y a un intérêt accru pour la mise en place de bagues sur ces espèces afin d'établir leurs voies migratoires au moyen d'études sur le marquage et la recapture.

ÉBAUCHE

Figure 28. Bague en aluminium à bord relevé sur une chauve-souris (Brock Fenton).

Quel que soit le type de bague, on recommande d'en vérifier l'intégrité avant la mise en place sur le terrain. Par exemple, les bords des bagues pourraient ne pas s'aligner correctement au moment de les fermer, ce qui pourrait causer des microdéchirures sur les membranes des ailes (ministère des Richesses naturelles et des Forêts de l'Ontario, MRNF, comm. pers.). De même, les pinces doivent aussi faire l'objet de tests et être étiquetées avant leur utilisation sur le terrain afin de veiller à utiliser la taille appropriée permettant de bien ajuster les bagues et de ne pas trop les serrer lorsqu'elles sont mises en place sur la chauve-souris.

7.2.2 Étiquettes à transpondeur passif intégré

L'utilisation d'étiquettes d'identification par radiofréquence, comme les étiquettes à transpondeur passif intégré et les micropuces, est largement répandue pour marquer les chauves-souris. Les étiquettes à transpondeur passif intégré sont injectées par voie sous-cutanée et sont assorties de codes alphanumériques uniques qui peuvent être détectés et enregistrés à l'aide de lecteurs portatifs ou permanents installés à la sortie des gîtes. L'injection d'étiquettes à transpondeur passif intégré augmente la durée de la manipulation, le stress ainsi que les coûts du projet, et le personnel doit suivre une formation supplémentaire. On déconseille donc d'utiliser les étiquettes à transpondeur passif intégré dans le cadre des études prévoyant l'identification des chauves-souris à court terme. Les étiquettes à transpondeur passif intégré conviennent mieux aux études populationnelles et comportementales à long terme dans le cadre desquelles des observations répétées sont probables.

ÉBAUCHE

Dans le cas des études nécessitant l'utilisation d'étiquettes à transpondeur passif intégré, le personnel devrait recevoir une formation sur les injections par voie sous-cutanée. Cette formation pourrait inclure un volet pratique à l'aide notamment de poitrines de poulet avec la peau. Au moment de réaliser l'injection d'étiquettes à transpondeur passif intégré, une personne peut retenir la chauve-souris avec ses mains pendant qu'une autre personne procède à l'injection. Sinon, l'utilisation d'un dispositif de retenue (p. ex. Ceballos-Vasquez *et al.* 2014; Figure 15; voir la section 6.4 « Dispositifs de retenue ») peut contribuer à limiter le mouvement d'une chauve-souris et donc à réduire le risque de blessure. Pour injecter une étiquette à transpondeur passif intégré :

- On ne recommande pas de couper les poils, car cela pourrait nuire à la thermorégulation, augmenter la durée de la manipulation et accroître le stress. Il faut plutôt utiliser un coton-tige pour appliquer de l'alcool isopropylique à 70 % entre les omoplates dans un mouvement circulaire pour pousser les poils vers l'extérieur et exposer la peau au site d'injection (van Harten *et al.* 2020).
- Créer une « tente » en pinçant la peau du dos de la chauve-souris et en la soulevant des deux côtés par rapport aux omoplates avec le pouce et l'index.
- Insérer lentement l'aiguille stérile contenant l'étiquette de manière longitudinale, le long du corps dans la « tente », en s'assurant que la pointe ne traverse pas la peau des autres côtés de la tente.
- L'aiguille doit être insérée de manière relativement superficielle et presque parallèle au corps de la chauve-souris pour veiller à ce qu'elle demeure sous la tente de peau et au-dessus du muscle sous-jacent et de la colonne vertébrale.
- Il y aura une première résistance lorsque l'aiguille pénétrera dans la peau, puis peu ou pas de résistance une fois que l'aiguille pénétrera dans l'hypoderme.
- Continuer à insérer l'aiguille avec précaution jusqu'à ce que la marque d'insertion sur la tige de l'aiguille atteigne la surface de la peau.
- Appuyer lentement sur le piston de la seringue et observer attentivement pour veiller à ce que l'étiquette soit insérée dans l'hypoderme de la tente, qu'elle demeure en place et qu'elle ne traverse pas la peau de l'autre côté.
- Retirer lentement l'aiguille en veillant à ce que l'étiquette soit entièrement insérée sous la peau; masser l'étiquette de manière à l'éloigner du point d'insertion dans l'hypoderme pour l'empêcher de sortir par l'orifice d'injection.
- En cas de perforation accidentelle de la peau de l'autre côté de la tente, fermer la plaie à l'aide de colle chirurgicale.
- Fermer le site de perforation à l'aide de colle chirurgicale pour éviter de perdre l'étiquette (van Harten *et al.* 2021).
- Laisser la chauve-souris se reposer jusqu'à ce que la colle ait séché.

Autres éléments à prendre en considération au moment d'utiliser des étiquettes à transpondeur passif intégré :

- Les étiquettes de 12 mm semblent offrir une détection à long terme plus fiable que les étiquettes de 9 mm (Sandilands et Morningstar 2021). Toutefois, les étiquettes plus petites pourraient se révéler aussi fiables (MRNF, comm. pers.), en particulier dans les cas où les

ÉBAUCHE

étiquettes de 12 mm peuvent être trop grandes pour être utilisées chez certaines espèces (p. ex. *M. leibii*).

- Faire preuve d'extrême prudence au moment de manipuler les juvéniles, car leur peau n'est pas aussi souple que celle des adultes, ou éviter complètement la technique s'il est impossible de créer une « tente » de peau en toute sécurité.
- L'utilisation d'adhésif chirurgical empêche de perdre des étiquettes, mais elle cause également une perte de poils qui doit être prise en considération (van Harten *et al.* 2019).
- On ne recommande pas d'injecter des étiquettes à transpondeur passif intégré juste avant l'hibernation ou pendant l'hiver parce que, durant ces périodes, la guérison pourrait prendre plus de temps, ce qui peut accroître le risque d'infections secondaires si ces plaies iatrogènes restent ouvertes.

7.3 Méthodes non recommandées

Plusieurs méthodes de marquage utilisées par le passé ne sont plus recommandées pour effectuer le dénombrement des chauves-souris, y compris le marquage à froid, le javellisant, la taille des ongles et des orteils, la taille des oreilles, la décoloration de la fourrure, le tatouage et l'utilisation de colliers à chaînette (CCPA 2003; Kunz et Weise 2009; Sikes *et al.* 2016). Plus précisément, le marquage à froid et la décoloration de la fourrure pourraient endommager les tissus sous-jacents. On n'encourage pas la taille des ongles, des orteils et des oreilles, car il s'agit de techniques très invasives qui peuvent nuire aux comportements de toilettage, de repos, de navigation et de recherche de nourriture (Kunz et Weise 2009), tandis que le tatouage nécessite une formation approfondie et peut prendre du temps. L'utilisation de colliers peut provoquer un étouffement, une éraflure, une irritation de la peau et une augmentation de la prédation (Jackson 2003; Kunz et Weise 2009; Losada *et al.* 2021). On ne favorise donc pas ces méthodes parce qu'elles sont inutilement invasives et présentent un risque de blessures aux chauves-souris. De plus, il existe de nouvelles méthodes (décrites ci-dessus) pour marquer les individus de façon sécuritaire.

8.0 Échantillons biologiques

Souvent, il n'est pas nécessaire de prélever des échantillons biologiques (p. ex. sang, fluide, tissu, poil, guano et ectoparasite) pour procéder au dénombrement des chauves-souris. Les chercheurs qui s'intéressent à ces techniques peuvent consulter les sources mentionnées dans le présent document, ainsi que Brewer *et al.* (2021). Des lignes directrices plus détaillées sont toutefois fournies pour les biopsies de membrane de vol et le prélèvement d'échantillons de fèces, car il s'agit de techniques courantes dans le cadre des dénombrements. Les chercheurs doivent également prendre note que des permis fédéraux, provinciaux, territoriaux, interprovinciaux, interterritoriaux ou internationaux peuvent être requis pour expédier des matières aux laboratoires appropriés à des fins d'analyse.

8.1 Échantillons d'urine

- Bassett (2004)
- Kunz et Parsons (2009b)
- Pilosof et Herrera M (2010)
- Greville *et al.* (2022)

ÉBAUCHE

En plus des suggestions présentées dans ces sources, d'autres chercheurs ont réussi à prélever des échantillons d'urine de chauves-souris avant de les retirer des filets japonais. Comme une chauve-souris capturée urine souvent lorsqu'on la touche pour la première fois, un chercheur peut tenir un tube capillaire sur les organes génitaux pour recueillir toute l'urine disponible avant de sortir la chauve-souris du filet. Cette technique peut ne pas être recommandée pour les espèces qui semblent présenter un stress aigu plus élevé au moment de leur capture (c.-à-d. *L. cinereus* et *C. townsendii*), et une période d'acclimatation de 30 minutes peut donc être nécessaire avant de prélever des échantillons.

8.2 Échantillons de lait

- Kunz et Parsons (2009b)

8.3 Échantillons de sang

- Kunz et Parsons (2009b)
- Eshar et Weinberg (2010)
- Hoffmann *et al.* (2010)
- Smith *et al.* (2010)
- Hooper et Amelon (2014)

* Remarque : Il est beaucoup plus difficile de prélever du sang sur une chauve-souris en léthargie ou dont la température est froide (p. ex., *M. lucifugus* à des températures inférieures à 10 °C [T. McBurney, comm. pers.]).

8.4 Emporte-pièce à biopsie

Des biopsies effectuées sur les membranes des ailes ou de la queue des chauves-souris peuvent être utilisées à des fins d'analyse génétique (p. ex. identification des espèces, lien de parenté) et, à l'occasion, aux fins de diagnostic du SMB. Comme pour les autres interventions, on recommande fortement au personnel de suivre une formation appropriée avant d'utiliser des emporte-pièce à biopsie sur des chauves-souris vivantes, y compris un exercice sur un modèle autre qu'un animal, comme un gant de chirurgie légèrement étiré.

Les membranes des ailes sont plus faciles d'accès (pour une seule personne) et sont moins vascularisées que les membranes de la queue, ce qui réduit le risque d'endommager les gros vaisseaux sanguins (Hoffmann *et al.* 2010). Toutefois, les membranes de la queue guérissent plus rapidement et les échantillons de tissu qui y sont prélevés présentent une concentration plus élevée d'ADN que les échantillons de taille similaire prélevés sur la membrane de l'aile (Faure *et al.* 2009). Cela étant dit, Broders *et al.* (2013) ont relevé un incident durant lequel *M. septentrionalis* est involontairement demeuré coincé lorsqu'une antenne de voiture est passée à travers la membrane de la queue au site de biopsie, ainsi qu'un cas de membrane de queue déchirée au site de biopsie (Broders *et al.* 2013). Le risque de causer des dommages supplémentaires après la remise en liberté pourrait être plus important pour les espèces qui dépendent fortement des membranes de la queue pour capturer des proies et, par conséquent, la possibilité de prélever des échantillons sur les membranes des ailes doit être considérée attentivement.

Des instructions détaillées pour effectuer des biopsies de membranes de vol sont exposées dans Vonhof (2006) et sont brièvement mises à jour dans le présent document. Pour prélever un

ÉBAUCHE

échantillon, on étire une membrane d'aile ou de queue de la chauve-souris sur une surface rigide (p. ex. planche à découper, surface du dispositif de retenue McMaster) préalablement désinfectée (voir la section 4.3 « Décontamination »). On recommande d'utiliser un emporte-pièce de 2 mm pour les chauves-souris *Myotis*, tandis qu'un emporte-pièce de 3 ou 4 mm peut être utilisé sur les espèces plus grandes (RISC 2021).

Placer l'emporte-pièce à biopsie sur une région qui évite les gros vaisseaux sanguins (que l'on peut repérer en éclairant l'aile); certains chercheurs préfèrent utiliser une région près du genou (**Error! Reference source not found.**). S'assurer que la peau est tendue de manière que le trou qui sera créé est de la même taille que celui de l'emporte-pièce, et non plus grand (**Error! Reference source not found.**). Appuyer fermement sur l'outil et le faire pivoter plusieurs fois pour assurer une coupe nette.

Figure 29. Schéma illustrant le « triangle magique » (surligné en rouge) pour les biopsies (adapté de la photo de Brock Fenton).

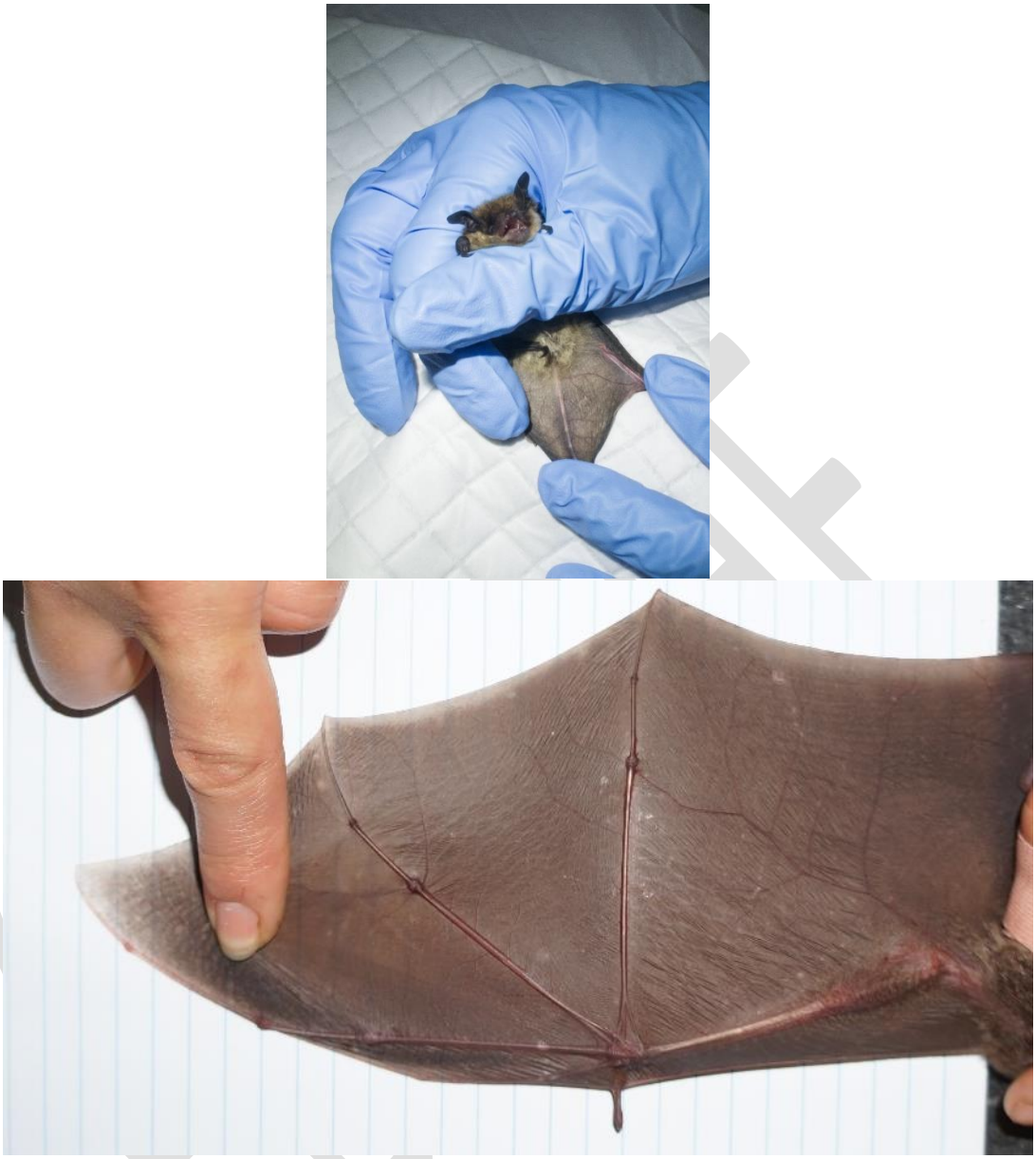

Figure 30. Queue (en haut – Jordi Segers) et aile (en bas – Krista Patriquin; prise avant l'utilisation répandue des gants) de chauve-souris étirées à des fins de biopsie.

L'échantillon demeure souvent à l'intérieur de la lumière de l'emporte-pièce à biopsie. Si l'échantillon est entreposé dans un flacon contenant une solution de conservation, placer la pointe de l'outil dans le flacon et tapoter délicatement l'extrémité opposée de l'outil jusqu'à ce que l'échantillon tombe. Si l'échantillon n'est pas entreposé dans une solution de conservation, une méthode similaire pourrait être utilisée en plaçant la pointe de l'outil dans un petit flacon d'eau, puis en récupérant l'échantillon avec des pinces stériles. Il est également possible de récupérer l'échantillon à l'intérieur de l'outil à l'aide de pinces stériles à embout fin, tout en prenant soin d'éviter de pousser l'échantillon plus loin à l'intérieur de la lumière et dans la tige. Des pinces stériles peuvent en outre être utilisées pour retirer l'échantillon s'il demeure sur la surface de coupe. On recommande fortement d'utiliser un

emporte-pièce à biopsie différent pour chaque chauve-souris, surtout en cas de recherches de nature génétique. Cependant, il est possible de réutiliser les emporte-pièce à biopsie au besoin jusqu'à ce qu'ils soient émoussés et qu'ils ne permettent plus de réaliser des coupes nettes. Les emporte-pièce à biopsie usés (s'ils sont réutilisés) et les pinces doivent être stérilisés entre chaque chauve-souris pour s'assurer que l'ADN prélevé sur les chauves-souris déjà échantillonnées ne contamine pas l'échantillon actuel. On peut stériliser les outils par flambage, les laisser refroidir, les plonger dans de l'éthanol et les laisser sécher (American Museum of Natural History 2018). Il est aussi possible de les stériliser en les plongeant d'abord dans un javellisant, puis dans de l'eau et enfin dans de l'éthanol, puis en les laissant sécher à l'air libre.

8.5 Poils

Consulter la section 7.1.4 « Coupe de poils ».

8.6 Échantillons de fèces

Les échantillons de fèces sont souvent faciles à prélever à l'aide des sacs de contention dans lesquels des chauves-souris ont été gardées pendant 30 à 60 minutes si elles ont été capturées au moins une heure après l'émergence. L'entreposage des échantillons dépend des objectifs du projet. Par exemple, les échantillons réservés à l'analyse d'ADN sont entreposés différemment de ceux réservés à l'analyse du régime alimentaire (Brewer *et al.* 2021; USFWS 2020).

8.7 Ectoparasites

La collecte d'ectoparasites est parfois nécessaire dans le cadre de certaines études. La meilleure forme de prélèvement dépend des espèces de parasites. Par exemple, les petits acariens sur les ailes (*Spinturnix americanus*) et les oreilles (*Trombiculidae*) peuvent être prélevés en passant sur l'aile un coton-tige ayant été plongé dans de l'éthanol, technique qui peut également fonctionner avec les puces (*Myodopsylla insignis)*. Les punaises de la chauve-souris (*Cimex adjunctus*) peuvent être retirées avec précaution à l'aide de pinces. L'utilisation de pinces flexibles à tête plate permet d'éviter d'écraser les ectoparasites et d'arracher ou de gratter les acariens qui s'accrochent à la peau ou aux poils de la chauve-souris ainsi que les puces qui se déplacent rapidement dans la fourrure. Avant le SRAS-CoV-2, le fait de souffler sur la fourrure de la chauve-souris permettait d'écarter les poils pour voir la peau sans perturber les éventuelles puces à échantillonner. Les autres techniques décrites ci-dessus (voir la section 5.3.1 « Filets japonais ») peuvent remplir une fonction similaire.

9.0 Photographie

Il peut être justifié de prendre des photographies dans les circonstances suivantes : éducation, formation (p. ex. démonstration des techniques de manipulation et de marquage des chauves-souris), vérification des espèces, obtention de données sur la morphologie des ailes ainsi que documentation des blessures, des cicatrices sur les ailes dues à *P. d.*, des blessures traumatiques ou d'autres caractéristiques particulières. Il est important de se rappeler que la photographie augmente le temps de manipulation et de garde des chauves-souris; les photos de type « trophées » sont donc déconseillées. Des conseils pour prendre des photos de chauves-souris sont accessibles à l'adresse www.whitenosesyndrome.org.

ÉBAUCHE

10.0 Euthanasie

L'euthanasie est définie comme une bonne mort et, dans le contexte de la manipulation des chauves-souris en vol libre, cela signifie de mettre fin intentionnellement à la vie d'un individu de manière à éliminer la douleur ou la détresse (American Veterinary Medical Association [AVMA] 2020). Étant donné que le présent document vise à promouvoir de bons principes en matière de bien-être animal, on suppose que les chercheurs et les organisations participant aux activités qui y sont décrites auront prévu de façon appropriée l'éventualité d'une euthanasie au cours de leurs travaux. Il s'agit notamment de prendre en compte les paramètres appropriés de l'euthanasie, d'obtenir les autorisations nécessaires pour la réaliser, de recevoir une formation adéquate sur les méthodes prévues et d'obtenir le matériel nécessaire avant de commencer les travaux. Ils devront également reconnaître que toute procédure utilisée pour l'euthanasie doit aussi prévenir ou réduire au minimum les risques pour la sécurité du personnel et de l'environnement (AVMA 2020). C'est pourquoi les chercheurs et les organisations doivent élaborer des protocoles de fonctionnement normalisés concernant les meilleures techniques d'euthanasie afin de garantir un niveau élevé de soins aux chauves-souris, le respect des principes de bien-être animal et la mise en place de mesures de biosécurité appropriées. Les protocoles normalisés des chercheurs ou des organisations doivent être évalués régulièrement (c.-à-d. tous les deux ou trois ans) pour s'assurer qu'ils sont à jour en ce qui concerne la formation du personnel, documentent les techniques les plus récentes et utilisent les toutes dernières technologies et pratiques en matière de bien-être des animaux.

Bien que cela soit rare, il pourrait arriver que, pendant le travail sur le terrain, des chauves-souris doivent être euthanasiées. Par exemple, les chauves-souris gravement blessées lors de leur capture ou de leur manipulation pourraient ne pas être aptes à être remises en liberté. Les blessures graves peuvent inclure notamment des fractures du crâne ou des grands os du squelette appendiculaire (p. ex. l'humérus ou le fémur), de longues déchirures de la peau qui ne peuvent pas être immédiatement soignées, des lacérations profondes de la paroi du corps avec exposition des organes sous-jacents dans les cavités corporelles, des déchirures des membranes alaires qui empêchent un vol normal et des saignements importants (p. ex., une perte de sang importante chez un *M. lucifugus* correspond à plus de 10 % du poids corporel ou à environ 1 ml). On trouve fréquemment des chauves-souris présentant des lésions traumatiques graves durant les relevés menées à proximité des éoliennes. Les chauves-souris moribondes ou malades trouvées au sol ou incapables de voler peuvent être capturées et soumises à l'examen d'un vétérinaire spécialisé dans la faune sauvage ou d'une personne certifiée en réhabilitation de la faune. Toutefois, si aucun d'eux n'est disponible, l'euthanasie est à envisager.

La technique d'euthanasie choisie doit provoquer une perte de conscience rapide, suivie d'un arrêt cardiaque ou respiratoire immédiat et, enfin, d'une perte des fonctions cérébrales (Lollar 2018). L'euthanasie est donc souvent réalisée en deux étapes : la première prévoit l'utilisation d'un agent pour réduire ou éliminer le fonctionnement du système nerveux central et la seconde consiste à arrêter le cœur (Sikes *et al.* 2016). La première étape rend l'animal inconscient et insensible à la douleur, tandis que la seconde entraîne sa mort. Bien qu'il soit possible d'atteindre les deux objectifs avec un seul agent, la principale préoccupation est le temps supplémentaire que cela peut prendre et la nécessité dans certains cas (p. ex. les blessures traumatiques graves) de soulager immédiatement la douleur (Sikes *et al.* 2016). Par conséquent, la méthode à privilégier pour obtenir ces résultats dans le contexte de l'euthanasie des petites chauves-souris insectivores (c.-à-d. de moins de 30 g) consiste à

utiliser une surdose de gaz anesthésique inhalé suivie d'une dislocation cervicale manuelle pour assurer la mort, alors que seule une surdose de gaz anesthésique inhalé est recommandée pour les chauves-souris de plus grande taille (CCPA 2003). Cela étant dit, les données relatives aux animaux domestiques donnent à penser que la dislocation cervicale manuelle sans l'utilisation d'outils peut être appropriée pour les rongeurs de moins de 200 g (AVMA 2020). La dislocation cervicale manuelle peut alors s'avérer une méthode secondaire appropriée pour garantir l'euthanasie des chauves-souris pesant plus de 30 g, notamment la *L. cinereus*, la plus grande espèce de chauve-souris du Canada, qui pèse 35,7 g (Naughton *et al.* 2012). **Par conséquent, il est fortement suggéré d'utiliser la méthode à deux étapes (c.-à-d. une surdose de gaz anesthésiant inhalé suivie d'une dislocation cervicale manuelle) comme technique la plus appropriée d'euthanasie de toutes les espèces de chauves-souris au Canada.** Cependant, il est reconnu que la souplesse est nécessaire sur le terrain et que certains événements imprévus pourraient faire en sorte que la dislocation cervicale manuelle soit la seule option viable pour pratiquer l'euthanasie.

La surdose de gaz anesthésique inhalé consiste dans ce cas à utiliser un agent pharmaceutique volatil, l'isoflurane, dans une chambre étanche à l'air (voir la section 10.1 « Méthode en circuit ouvert ») pour provoquer une réduction généralisée de l'activité du système nerveux central de la chauve-souris, conduisant finalement à un arrêt de la respiration et à la mort (Institutional Animal Care and Use Committee [IACUC] 2023; AVMA 2020). Le sévoflurane est un gaz anesthésique inhalé similaire, mais il n'est pas recommandé pour la méthode ouverte, car sa concentration ne peut pas être contrôlée avec précision lors de cette procédure (IACUC 2023). Bien que l'isoflurane ne soit pas un médicament contrôlé, il ne peut être acheté que sur ordonnance. Par conséquent, il est nécessaire d'obtenir une ordonnance aux fins d'euthanasie en établissant une relation de travail avec un vétérinaire privé local, un vétérinaire fédéral, provincial ou territorial spécialisé dans la faune sauvage, ou le vétérinaire de votre organisation ou université. En outre, il est nécessaire de se familiariser avec la fiche de données de sécurité (FDS) de l'isoflurane pour assurer la biosécurité et protéger le personnel qui l'utilise. Il est primordial que l'isoflurane ne soit utilisé que dans un environnement extérieur bien ventilé (ou sous une hotte) en raison des risques pour la santé humaine liés à son utilisation, en particulier pour les femmes enceintes. Par conséquent, un flacon contenant de l'isoflurane ne doit jamais être transporté dans des espaces clos, tels que le cockpit ou la cabine d'un avion ou la cabine d'un véhicule. Il doit plutôt être placé dans un compartiment extérieur du véhicule de transport (c.-à-d. le coffre, la soute à bagages ou le plateau d'un camion) dans un contenant protecteur fermé, de préférence enveloppé dans un matériau protecteur supplémentaire absorbant les chocs pour éviter que le flacon ne se brise. En outre, l'isoflurane ne doit jamais être introduit dans des espaces clos où se trouvent des chauves-souris, tels que les hibernacles et les gîtes.

10.1 Méthode en circuit ouvert

La méthode en circuit ouvert requiert peu de matériel et d'équipement, qui comprennent l'isoflurane, des gants jetables, des lunettes de protection, une chambre étanche à l'air de taille appropriée pour l'espèce cible, des tampons d'ouate, une seringue de 5 ml et un récipient métallique solide et perforé (p. ex. une boule à thé). Compte tenu de la taille des espèces de chauves-souris insectivores au Canada, une chambre de 250 à 500 ml est suffisante pour accueillir confortablement un individu. Elle peut être en plastique ou en verre, mais la chauve-souris à euthanasier doit toujours être entièrement visible à l'intérieur de la chambre pour qu'on puisse évaluer les signes de détresse. Certains plastiques (p. ex. le plastique dur transparent) peuvent fondre lors de l'exposition à

l'isoflurane et piéger la chauve-souris enfermée dans le plastique fondu collant, ce qui la met en détresse (S. McBurney, obs. pers.). Si une chambre en verre est choisie, elle doit être soigneusement protégée contre tout bris pendant le transport sur le terrain. L'un des auteurs (S. McBurney) a constaté que les bocaux Mason de 250 ml et 500 ml se prêtent bien à cette technique; lorsque le joint en caoutchouc du couvercle à pression se dégrade (c.-à-d. qu'il devient collant), il peut être remplacé facilement et à un prix abordable par un nouveau joint.

Aucune concentration d'isoflurane nécessaire pour euthanasier une chauve-souris n'a été déclarée, mais une concentration d'au moins 5 % de gaz anesthésique doit être atteinte dans un contenant pour euthanasier un oiseau (Daoust *et al., en préparation*). L'IACUC (2023) indique qu'une quantité de 0,25 ml d'isoflurane dans un récipient de 1 litre produit une concentration de 5 % (c.-à-d. 0,0625 ml d'isoflurane/récipient de 250 ml ou 0,125 ml d'isoflurane/récipient de 500 ml). Cependant, si un chercheur a des doutes quant au volume d'isoflurane à utiliser, il devrait opter pour un volume plus important (Daoust *et al., en préparation*). Par conséquent, après avoir enfilé des gants jetables et des lunettes de protection dans un endroit bien ventilé, le chercheur peut utiliser la seringue pour prélever de 1 à 2 ml d'isoflurane dans le flacon et l'appliquer en quantité suffisante pour saturer un tampon d'ouate maintenu dans la boule à thé ouverte, de sorte qu'aucun liquide ne stagne ou ne s'écoule. Il doit ensuite fermer la boule à thé avant de la placer dans la chambre dans laquelle sera placée la chauve-souris. Cela évitera le contact direct de la chauve-souris avec l'isoflurane liquide (IACUC 2023), qui irrite la peau et les yeux (voir la FDS du produit). Lorsque la chauve-souris est placée dans la chambre, il faut la surveiller pour détecter tout signe de détresse. Il est possible de recouvrir la chambre d'un tissu ou d'une serviette entre les périodes d'observation pour réduire le stress au minimum. Il faut attendre au moins 15 minutes pour que la surdose d'anesthésique entraîne la perte de conscience et l'arrêt respiratoire. On peut laisser la chauve-souris dans la chambre d'anesthésie pendant une période plus longue pour s'assurer que l'effet désiré est atteint, mais l'arrêt respiratoire n'est pas un critère suffisant de la mort. Parmi les techniques appropriées, mentionnons l'examen de suivi pour confirmer la mort (Sikes *et al.* 2016). Chez les petites chauves-souris insectivores, les signes habituels de la mort comprennent notamment l'absence de réflexe nociceptif et palpébral (c.-à-d. l'absence de réaction au pincement d'un orteil ou au toucher de l'œil respectivement) ainsi que la perte de tonus musculaire entraînant le relâchement des ailes et des pattes lorsqu'elles sont étendues. Même lorsque tous ces critères sont remplis, la méthode d'euthanasie à deux étapes, qui comprend la dislocation cervicale manuelle secondaire (voir la section 10.2 « Dislocation cervicale manuelle »), assure la mort de la chauve-souris.

La biologie et l'écologie des chauves-souris soulèvent des considérations supplémentaires concernant l'utilisation de la méthode en circuit ouvert chez ces espèces. Les chauves-souris qui sont dans un état de léthargie, soit pendant l'hibernation, soit à des températures ambiantes froides (généralement égales ou inférieures à 10 °C), ont une respiration nettement réduite, de sorte que l'arrêt respiratoire peut être difficile à évaluer. Dans de telles circonstances, il serait préférable de transporter la chauve-souris dans un endroit chaud et bien ventilé (c.-à-d. à une température égale ou supérieure à 20 °C) pour la sortir de sa léthargie avant l'euthanasie. Toutefois, s'il n'est pas possible d'y parvenir rapidement sans causer du stress à l'animal, la dislocation cervicale manuelle pourrait être pratiquée sur le terrain comme seule méthode d'euthanasie. Les températures froides présentes dans les hibernacles et durant la nuit aux latitudes canadiennes, même en été, pourraient ne pas permettre à l'isoflurane de se vaporiser suffisamment pour être inhalé dans le but d'anesthésier ou

ÉBAUCHE

d'euthanasier les chauves-souris. Dans de telles circonstances, une méthode similaire à celle qui est décrite pour les chauves-souris dans un état de léthargie peut être utilisée comme méthode d'euthanasie la moins cruelle.

10.2 Dislocation cervicale manuelle

Comme nous l'avons décrit ci-dessus, la dislocation cervicale manuelle est de préférence utilisée comme technique secondaire dans la méthode d'euthanasie à deux étapes des chauves-souris, mais elle peut être utilisée comme technique principale par des personnes compétentes dans certaines circonstances. Cette méthode sépare le cerveau de la moelle épinière et déchire les vaisseaux sanguins qui alimentent le cerveau, entraînant ainsi la mort. La dislocation cervicale manuelle ne nécessite aucun équipement en particulier, si ce n'est des gants pour protéger les mains des morsures ou des égratignures pendant l'intervention. Cette technique requiert cependant des compétences, une formation et une force physique appropriées. Les nouveaux praticiens doivent donc d'abord s'entraîner sur des carcasses afin de s'assurer qu'ils sont capables d'exécuter la technique et ont acquis un certain degré de compétence pour éviter la détresse de l'animal (AVMA 2020). Idéalement, les carcasses doivent provenir de chauves-souris qui sont mortes récemment ou qui ont été euthanasiées par une personne qualifiée avec une surdose de gaz anesthésiant inhalé. On évite ainsi l'influence de la rigidité cadavérique et de la décomposition post mortem, qui peuvent altérer considérablement la sensation anatomique de la technique.

Avec les mains gantées, il faut tenir la chauve-souris à l'horizontale de manière que son abdomen, sa poitrine et son menton reposent sur une surface plane solide (p. ex. une planchette à pince, un couvercle de boîte, une planche en bois ou un rocher plat). Placer le pouce et le majeur de votre main dominante latéralement de chaque côté de la base du crâne de la chauve-souris. À l'aide de l'index de la même main, exercer une pression ferme vers le bas sur la face dorsale de la première vertèbre cervicale à l'endroit où elle s'attache à la base du crâne. De l'autre main, saisir la base de la queue et tirer rapidement vers l'arrière de façon que la pression dorsale de l'index de l'autre main sépare la première vertèbre cervicale de la base du crâne. Un bruit sec peut être entendu ou ressenti lors de la séparation, et la dislocation cervicale peut être confirmée par la palpation du cou. Comme nous l'avons indiqué ci-dessus, observer l'animal pour vérifier qu'il ne réagit pas et qu'il ne respire plus, et confirmer la mort par un examen de suivi approprié.

10.3 Élimination des chauves-souris et des déchets

Dans la méthode en circuit ouvert, après que la chauve-souris a été retirée de la chambre et tuée par dislocation cervicale manuelle (voir les sections 10.1 « Méthode en circuit ouvert » et 10.2 « Dislocation cervicale manuelle »), la chambre doit rester fermée jusqu'à ce qu'elle puisse être placée dans un environnement extérieur sûr et bien ventilé pour permettre l'évaporation complète de l'isoflurane restant. Une fois que le tampon d'ouate est sec, il peut être jeté à la poubelle. La chambre et la boule à thé peuvent être nettoyées à l'eau chaude avec un désinfectant approprié. Les autres déchets peuvent être éliminés en tant que déchets biodangereux. Les anesthésiques inhalés peuvent laisser des résidus pendant des jours chez les animaux euthanasiés; c'est pourquoi leur utilisation pour l'euthanasie ne convient pas aux animaux destinés à l'alimentation (AVMA 2020). Par conséquent, les carcasses de chauves-souris euthanasiées par la méthode en circuit ouvert doivent être éliminées en toute sécurité afin d'éviter un empoisonnement secondaire chez les animaux d'autres espèces de charognards qui pourraient les consommer. La meilleure façon d'y parvenir est

de les recueillir et de les soumettre à des fins de surveillance médicale vétérinaire (voir la section 11.0 « Surveillance médicale »). Même si la dislocation cervicale manuelle est la seule méthode utilisée pour l'euthanasie, il est fortement recommandé de recueillir et de soumettre la chauve-souris morte à des fins de surveillance médicale vétérinaire. Sur demande, il peut s'agir d'une évaluation post mortem de la tête et du cou pour déterminer si une technique efficace a été utilisée à des fins de validation ou d'amélioration individuelle ou organisationnelle.

10.4 Techniques d'euthanasie inacceptables

Les techniques d'euthanasie qui ignorent les progrès technologiques récemment réalisés et qui ne réduisent pas au minimum les risques pour le bien-être des animaux, la sécurité du personnel et l'environnement dans des circonstances données sont inacceptables (AVMA 2020). Par conséquent, plusieurs méthodes d'euthanasie des chauves-souris utilisées dans le passé ne sont plus considérées comme des pratiques acceptables. En règle générale, elles s'appliquent à la plupart des mammifères et comprennent l'embolie gazeuse, les coups à la tête, les brûlures, l'hydrate de chloral, le cyanure, la décompression, la noyade, l'exsanguination (sauf si le sang est prélevé sur l'animal inconscient dans le cadre du protocole approuvé), le formol, divers produits ménagers, l'hypothermie, les curarisants, la congélation rapide, la congélation par refroidissement lent, la strychnine et l'étourdissement (Sikes *et al.* 2011). D'autres méthodes spécifiquement jugées inacceptables pour les chauves-souris pour diverses raisons comprennent le gaz carbonique, le T61, la kétamine, le Telazol, le diazépam, le Ketaset^{MD}/PromAce, les produits de combustion et les composés inhalés contenant de l'éther, de l'oxyde nitreux ou des nitrites d'alkyle, tels que l'essence pour briquets, l'allume-feu liquide et les désodorisants (Lollar 2018; Bat World Sanctuary [BWS] 2010).

11.0 Surveillance médicale

Les chauves-souris étant des espèces cryptiques, les individus malades ou morts sont souvent difficiles à trouver. Les projets qui prévoient la capture et la manipulation de chauves-souris offrent une occasion unique d'identifier les spécimens appropriés à des fins de surveillance médicale. Plusieurs espèces de chauves-souris canadiennes sont actuellement inscrites en tant qu'espèces menacées ou en voie de disparition en vertu de la LEP. Il est donc important de déceler les problèmes de santé qui pourraient contribuer à leur déclin ou en être la cause. Il est également impératif de déterminer les causes anthropiques de mortalité pour élaborer et mettre en œuvre des stratégies de prévention ou d'atténuation. Plus important encore, les protocoles et les techniques de recherche peuvent contribuer aux blessures et à la mortalité des sujets d'étude. Il incombe donc aux personnes concernées de veiller à ce que les animaux capturés et manipulés qui meurent par la suite fassent l'objet d'une nécropsie pour déterminer si un élément lié à la procédure de recherche est à l'origine de leur mort. On peut ainsi évaluer minutieusement les protocoles et les techniques de recherche pour fournir une méthode fondée sur des données probantes en matière de changements et d'améliorations qui permettent de prévenir des effets négatifs similaires sur la santé dans le cadre de futurs travaux. Enfin, l'examen post mortem des chauves-souris permet de déceler les problèmes de santé nouveaux et émergents, surtout les maladies infectieuses (p. ex. le SMB, plus récemment), et de mieux comprendre la maladie pour assurer la protection de la santé des chauves-souris et des humains (p. ex. la rage).

Les chercheurs doivent signaler les chauves-souris observées en dehors des hibernacles en hiver et les chauves-souris malades, blessées ou mortes aux organismes locaux de protection de la faune afin

ÉBAUCHE

de déterminer la meilleure marche à suivre. Souvent, les organismes suggèrent de soumettre les spécimens morts au centre régional du RCSF (http://www.cwhc-rcsf.ca/report_and_submit.php) ou à un autre laboratoire diagnostique pour un examen post mortem complet et gratuit. Pour ce faire, remplir un formulaire de soumission (téléchargé sur la page Web de votre centre régional du RCSF) et suivre les instructions relatives à l'expédition et à la manipulation des spécimens (http://www.cwhc-rcsf.ca/docs/CWHC%20Shipping%20and%20Handling%20Instructions.pdf). Veiller à ce que les spécimens soient conservés au frais jusqu'à leur expédition. Si les spécimens doivent être conservés plus longtemps, ils peuvent être congelés. Le formaldéhyde ne doit pas être utilisé pour conserver les spécimens. Nombre de territoires et de provinces ont adopté une loi sur les espèces sauvages qui réglemente l'importation et l'exportation d'animaux sauvages, dont les chauves-souris, et peuvent donc exiger un permis pour le déplacement de ces spécimens. Veuillez consulter les autorités locales pour connaître la politique et les permis nécessaires à l'importation et à l'exportation légales des spécimens et des échantillons d'espèces sauvages.

Si vous avez des questions concernant une chauve-souris malade ou morte, vous pouvez appeler le personnel d'un centre régional du RCSF ou lui envoyer un courriel pour obtenir les conseils appropriés ou des renseignements supplémentaires.

12.0 Lacunes sur le plan des connaissances

- Fente pour les bagues : Certains praticiens ont utilisé cette pratique pour améliorer le baguage des chauves-souris migratrices. Cependant, les résultats à long terme ne sont pas connus et justifient une étude.

- Utilisation d'antibiotiques : Les conséquences négatives imprévues de la résistance aux antibiotiques résultant de leur usage inconsidéré sont bien documentées et doivent constituer le critère le plus important à prendre en compte lorsqu'on envisage leur utilisation. Dans les techniques décrites ci-dessus, les antibiotiques ne sont pas considérés comme nécessaires. Cependant, certains praticiens ont placé de petites quantités d'antibiotiques sur les plaies ouvertes de chauves-souris afin de prévenir les infections et de favoriser la cicatrisation. L'efficacité et le risque pour le bien-être des chauves-souris ne sont pas connus. Il est probable que les individus touchés, ainsi que les membres du groupe, ingèrent tout ce qui est appliqué par voie topique. Il est donc peu probable qu'une application topique soit bénéfique. En outre, la plupart des traitements topiques nécessitent des applications répétées pour être efficaces. En outre, les effets néfastes (le cas échéant) de l'ingestion sont inconnus. Le miel de Manuka non collant, sous forme de crème, peut s'avérer une solution viable. Ce produit tue les bactéries, n'est pas nocif en cas d'ingestion et ne favorise pas la résistance aux antimicrobiens.

- Stress des juvéniles : On a souvent supposé que les juvéniles étaient plus sensibles au stress lors de la capture et de la manipulation. Cependant, aucune recherche connue ne soutient ou ne réfute cette hypothèse. Une étude plus approfondie est donc justifiée.

- Cicatrisation des plaies causées par les étiquettes à transpondeur passif intégré et repousse des poils en automne/hiver : On suppose généralement que la cicatrisation et la repousse des

poils sont limitées en automne et en hiver, lorsque le métabolisme et le système immunitaire des chauves-souris sont régulés à la baisse pendant leur léthargie. Cependant, aucune recherche connue ne soutient ou ne réfute cette hypothèse. Une étude plus approfondie est donc justifiée.

- Règle des 5 % : Historiquement, la règle des 5 % a été utilisée lors de la fixation d'émetteurs radio sur les chauves-souris. Cependant, il n'est pas certain que cette règle puisse s'appliquer à toutes les espèces et à tous les groupes démographiques dont la charge alaire est très différente et dont la morphologie influe sur la capacité des chauves-souris à supporter ces charges.

- Taille de la bague : Certains chercheurs ont utilisé un diamètre de bague correspondant à environ 7 % de la longueur de l'avant-bras pour choisir la taille appropriée. Cependant, aucune donnée empirique ne vient étayer cette pratique. Une étude plus approfondie est donc nécessaire.

- Risque de prédation associé aux balises lumineuses : Certaines données donnent à penser que les balises lumineuses peuvent rester attachées et allumées pendant au moins 48 heures. Actuellement, on ignore si cela pourrait attirer les prédateurs.

ÉBAUCHE

14.0 Bibliographie

ALDRIDGE, H. D. J. N. et R. M. BRIGHAM. « Load carrying and manoeuvrability in an insectivorous bat: a test of the 5% 'rule' of radio-telemetry », *Journal of Mammalogy*, vol. 69, n° 2 (1988), p. 379-382, https://doi.org/10.2307/1381393.

Agence Parcs Canada. *Permis de recherche et de collecte*, 2022, https://parcs.canada.ca/nature/science/recherche-research/permis-permits.

ALLARD, A., D. DÉCARIE, J.-L. GRENIER, M.-C. LACOMBE et F. LEVAC. « Histoplasmosis outbreak associated with the renovation of an old house - Quebec, Canada, 2013 », *Morbidity and Mortality Weekly Report*, vol. 62, nos 51 et 52 (2014), p. 1041-1044.

ALVES, D. M. C. C., J. A. F. DINIZ-FILHO, K. DA SILVA E SOUZA, S. F. GOUVEIA et F. VILLALOBOS. « Geographic variation in the relationship between large-scale environmental determinants and bat species richness », *Basic and Applied Ecology*, n° 27 (2018), p. 1-8, https://doi.org/10.1016/j.baae.2017.12.002.

American Museum of Natural History (AMNH). « Wing punch and hair sampling protocols », 2018, www.amnh.org/research/vertebrate-zoology/mammalogy/collection- information/tissues.

American Veterinary Medical Association (AVMA). *AVMA Guidelines for the Euthanasia of Animals: 2020 Edition*, American Veterinary Medical Association, 2020, 121 p., www.avma.org/sites/default/files/2020-02/Guidelines-on-Euthanasia-2020.pdf.

ANCILLOTTO, L., L. BOSSO, V. SALINAS-RAMOS et D. RUSSO. « The importance of ponds for the conservation of bats in urban landscapes », *Landscape and Urban Planning*, n° 190 (2019), pp. 1-13, https://doi.org/10.1016/j.landurbplan.2019.103607.

ANDERSON, H., L. HONISH, G. TAYLOR, M. JOHNSON, C. TOVSTIUK, A. FANNING, G. TYRRELL, R. RENNIE, J. JAIPAUL, C. SAND et S. PROBERT. « Histoplasmosis Cluster, Golf Course, Canada », *Emerging Infectious Diseases*, vol. 12, n° 1 (2006), p. 163-165.

Animal Behaviour Society. « Guidelines for the treatment of animals in behavioural research and teaching », *Animal Behaviour*, n° 183 (2022), p. I–XI, https://doi.org/10.1016/S0003-3472(21)00389-4.

ARNETT, E. B. et E. F. BAERWALD. « Impacts of Wind Energy Development on Bats: Implications for Conservation », dans Rick A. Adams et S. C. Pedersen (éd.), *Bat Evolution, Ecology, and Conservation*, New York, Springer, 2013, p. 435-456, https://doi.org/10.1007/978-1-4614-7397-8_21.

ASHRAF, N., R. C. KUBAT, V. POPLIN, A. A. ADENIS, D. W. DENNING, L. WRIGHT, O. MCCOTTER, I. S. SCHWARTZ, B. R. JACKSON, T. CHILLER et N. C. BAHR. (2020). « Re-drawing the Maps for Endemic Mycoses », *Mycopathologia*, vol. 185, n° 5 (2020), p. 843-865, https://doi.org/10.1007/s11046-020-00431-2.

AUDET, D. et M. B. FENTON. « Heterothermy and the Use of Torpor by the Bat Eptesicus fuscus (Chiroptera: Vespertilionidae): A Field Study », *Physiological Zoology*, vol. 61, n° 3 (1988), p. 197-204.

DRAFT

AVENA, C. V., L. W. PARFREY, J. W. LEFF, H. M. ARCHER, W. F. FRICK, K. E. LANGWIG, A. MARM KILPATRICK, K. E. POWERS, J. T. FOSTER et V. J. MCKENZIE. « Deconstructing the Bat Skin Microbiome: Influences of the Host and the Environment », *Frontiers in Microbiology*, n° 7 (2016), p. 1753, https://doi.org/10.3389/fmicb.2016.01753.

BAKER, G. B., L. F. LUMSDEN, E. B. DETTMANN, N. K. SCHEDVIN, M. SCHULZ, D. WATKINS et L. JANSEN. « The effect of forearm bands on insectivorous bats (Microchiroptera) in Australia », *Wildlife Research*, vol. 28, n° 3 (2001), p. 229-237, https://doi.org/10.1071/WR99068.

BARCLAY, R. M. R. et G. P. BELL. « Marking and observational techniques », dans T. H. Kunz (éd.), *Ecological and behavioral methods for the study of bats*, Smithsonian Inst. Press, 1988, p. 59-76).

BASSETT, J. E. « Role of urea in the postprandial urine concentration cycle of the insectivorous bat *Antrozous pallidus* », *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular and Integrative Physiology*, vol. 137, n° 2 (2004), p. 271-284, https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.cbpb.2003.10.002.

Bat World Sanctuary (BWS). « Insectivorous Bat Euthanasia », 2010, https://batworld.org/wp-content/uploads/2011/02/BWSposition_statement-euthanasia.pdf.

BATTERSBY, J. *Guidelines for surveillance and monitoring of European bats*, *EUROBATS*, Publication Series No. 5, UNEP/EUROBATS Secretariat, 2010.

BCCDC. *British Columbia Center for Disease Control - Health Info - Diseases and Conditions: Rabies*, 2022, http://www.bccdc.ca/health-info/diseases-conditions/rabies.

BESLER, N. K. et H. G. BRODERS. « Combinations of reproductive, individual, and weather effects best explain torpor patterns among female little brown bats (*Myotis lucifugus*) », *Ecology and Evolution*, vol. 9, n° 9 (2019), p. 5158-5171, https://doi.org/10.1002/ece3.5091.

BLEHERT, D. S. « Fungal disease and the developing story of bat white-nose syndrome », *PLoS ONE*, vol. 8, n° 7 (2012), https://doi.org/10.1371/journal.

BOWEN, L. E.. « Natural History and Medical Management of Chiroptera », dans S. M. Hernandez, H. W. Barron, E. A. Miller, R. F. Aguilar et M. J. Yabsley (éd.), *Medical Management of Wildlife Species: A Guide for Practitioners*, Wiley-Blackwell, 2020, p. 353-362, https://doi.org/10.1002/9781119036708.ch27.

BREWER, C. T., W. A. RAUCH-DAVIS et E. E. FRASER. « The Use of Intrinsic Markers for Studying the Migratory Movements of Bats », *Animals*, vol. 11, n° 12 (2021), p. 3477, https://doi.org/10.3390/ani11123477.

BRODERS, H. G., G. M. QUINN et G. J. FORBES. « Species Status, and the Spatial and Temporal Patterns of Activity of Bats in Southwest Nova Scotia, Canada », *Northeastern Naturalist*, vol. 10, n° 4 (2003), p. 383-398, https://doi.org/10.2307/3858655.

BRUNET-ROSSINNI, A. K. et G. S. WILKINSON. « Methods for Age Estimation and the Study of Senescence in Bats », dans T. H. Kunz et S. Parsons (éd.), *Ecological and Behavioral Methods for the Study of Bats*, Johns Hopkins University Press, 2009, p. 315-325.

BUCHLER, E. R. « The Development of Flight, Foraging, and Echolocation in the Little Brown Bat (*Myotis lucifugus*) », *Behavoral Ecolology and Sociobiology*, vol. 6, n° 3 (1980), p. 211-218.

CARTER, C. C., T. J. SICHMELLER et M. G. HOHMANN. « A Field- and Laboratory-based Comparison of Adhesives for Attaching Radiotransmitters to Small Insectivorous Bats », *Bat Research New*, vol. 50, n° 4 (2009), p. 81-85.

CCHST. *Centre canadien d'hygiène et de sécurité au travail : Histoplasmose*, 2022, https://www.cchst.ca/oshanswers/diseases/histopla.html.

CCPA. *Conseil canadien de protection des animaux – Recommandations propres aux espèces d'animaux sauvages du CCPA : Les chauves-souris*, 2003, p. 1-9, https://ccac.ca/Documents/Standards/Guidelines/Add_PDFs/Wildlife_Bats.pdf.

CCPA. *Conseil canadien de protection des animaux – Trois R : Remplacement, réduction, raffinement*, consulté le 28 mars 2022, https://ccac.ca/fr/trois-r/remplacement-reduction-raffinement.html.

CEBALLOS-VASQUEZ, A., J. R. CALDWELL et P. A. FAURE. « A Device for Restraining Bats », *Acta Chiropterologica*, vol. 16, n° 1 (2014), p. 255-260, https://doi.org/10.3161/150811014X683453.

Centers for Disease Control and Prevention. *Animals and Rabies*, 6 janvier 2022, https://www.cdc.gov/rabies/animals/index.html.

CHRISTIAN, J. J. « The Natural History of a Summer Aggregation of the Big Brown Bat, *Eptesicus fuscus* », *The American Midland Naturalist*, vol. 55, n° 1 (1956), p. 66-95.

CLARE, E. L., B. R. BARBER, B. W. SWEENEY, P. D. N. HERBERT et M. B. FENTON. « Eating local: Influences of habitat on the diet of little brown bats (*Myotis lucifugus*) », *Molecular Ecology*, vol. 20, n° 8 (2011), p. 1772-1780, https://doi.org/10.1111/j.1365-294X.2011.05040.x.

CONSTANTINE, D. G. « Bat Rabies and Other Lyssavirus Infections », dans D. S. Blehert (éd.), *United States Geological Survey*, vol. 1329, 2009, 68 p.

COOK, J. D., E. H. CAMPBELL GRANT, J. T. H. COLEMAN, J. M. SLEEMAN et M. C. RUNGE. « Evaluating the risk of SARS-CoV-2 transmission to bats in the context of wildlife research, rehabilitation, and control », *Wildlife Society Bulletin*, vol. 46, n° 3 (2022), p. e1262, https://doi.org/10.1002/wsb.1262.

COSEPAC. Évaluations des espèces sauvages, Mai 2023. https://cosewic.ca/index.php/fr/processus-d-evaluation/version-detaillee-mai-2023.html

COUPER, D. « Bats », dans E. Mullineaux et E. Keeble (éd.), *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*, British Small Animal Veterinary Association, 2016, p. 175-191.

Cryan, P. M. & Wolf, B. O. (2003). Sex differences in the thermoregulation and evaporative water loss of a heterothermic bat, *Lasiurus cinereus*, during its spring migration. *The Journal of experimental biology*, 206(19), 3381–3390. https://doi.org/10.1242/jeb.00574

FRANÇAIS

CZENZE, Z. J. et H. G. BRODERS. « Ectoparasite Community Structure of Two Bats (*Myotis lucifugus* and *M. septentrionalis*) from the Maritimes of Canada », *Journal of Parasitology Research*, vol. 2011 (2011), https://doi.org/10.1155/2011/341535.

DAOUST, P. Y., M. E. B. JONES et D. MCRUER. *Guidelines for euthanasia and humane killing of migratory birds in Canada, under scientific permits*, manuscrit en préparation, 2021.

DINGLE, T. C., M. A. CROXEN, S. FATHIMA, S. SHOKOPLES, A. SONPAR, L. LYNORA SAXINGER et I. S. SCHWARTZ. « Histoplasmosis acquired in Alberta, Canada: an epidemiological and genomic study », *The Lancet*, vol. 2, n° 5 (2021), p. e191-e197, https://doi.org/10.1016/S2666-5247(20)30229-9

DUTHEIL, F., M. CLINCHAMPS et J. B. BOUILLON-MINOIS. « Bats, Pathogens, and Species Richness », *Pathogens*, vol. 10, n° 2 (2021), p. 98, https://doi.org/10.3390/pathogens10020098.

ECCC. *Programme de rétablissement de la petite chauve-souris brune (*Myotis lucifugus*), de la chauve-souris nordique (*Myotis septentrionalis*) et de la pipistrelle de l'Est (*Perimyotis subflavus*) au Canada*, *Loi sur les espèces en péril* : Série de Programmes de rétablissement, 2018, https://publications.gc.ca/collections/collection_2018/eccc/En3-4-308-2018-fra.pdf.

EDWARDS, P. D., R. BOONSTRA, C. O. BOSSON, N. JANE HARMS, P. M. KUKKA, C. K. R. WILLIS et T. S. JUNG. « Effects of capture on stress-axis measures in endangered little brown bats (*Myotis lucifugus*) », *Journal of Mammalogy*, vol. 103, n° 1 (2022), p. 91-99, https://doi.org/10.1093/jmammal/gyab135.

ERICKSON, J. L. et S. D. WEST. « The Influence of Regional Climate and Nightly Weather Conditions on Activity Patterns of Insectivorous Bats », *Acta Chiropterologica*, vol. 4, n° 1 (2002), p. 17-24, https://doi.org/10.3161/001.004.0103.

ESHAR, D. et M. WEINBERG. « Venipuncture in bats », *Lab Animal*, vol. 39, n° 6 (2010), p. 175-176, https://doi.org/10.1038/laban0610-175.

FAURE, P. A., D. E. RE et E. L. CLARE. « Wound Healing in the Flight Membranes of Big Brown Bats », *Journal of Mammalogy*, vol. 90, n° 5 (2009), p. 1148-1156, https://academic.oup.com/jmammal/article/90/5/1148/871632.

FENTON, M. B., A. C. JACKSON et P. A. FAURE. « Bat bites and rabies: The Canadian scene », *FACETS*, vol. 5, n° 1 (2020), p. 367-380, https://doi.org/10.1139/FACETS-2019-0066.

FERRARA, F. et P. LEBERG. « Influence of investigator disturbance and temporal variation on surveys of bats roosting under bridges », *Wildlife Society Bulletin*, n° 33 (2005), p. 1113-1122, https://doi.org/10.2307/3785049.

FINNEMORE, M. et P. W. RICHARDSON. « Catching bats », dans A. J. Mitchell-Jones et A. P. McLeish (éd.), *Bat Workers' Manual*, Joint Nature Conservation Committee, 2004, p. 41-47.

FROIDEVAUX, J. S. P., K. L. BOUGHEY, C. L. HAWKINS, G. JONES et J. COLLINS. « Evaluating survey methods for bat roost detection in ecological impact assessment », *Animal Conservation*, vol. 23, n° 5 (2020), p. 597-606, https://doi.org/10.1111/acv.12574.

GALLANT, A. J. et H. G. BRODERS. « Body condition explains little of the interindividual variation in the swarming behaviour of adult male little brown myotis (*Myotis lucifugus*) in Nova Scotia, Canada », *Canadian Journal of Zoology*, vol. 93, n° 6 (2015), p. 469-476, https://cdnsciencepub.com/doi/abs/10.1139/cjz-2014-0249.

Global Alliance for Rabies Control *Bats and Rabies*, 19 mars 2014, https://www.youtube.com/watch?v=Zjg_FHqlFnU.

GORMAN, K. M., E. L. BARR, L. RIES, T. NOCERA et W. M. FORD. « Bat activity patterns relative to temporal and weather effects in a temperate coastal environment », *Global Ecology and Conservation*, Elsevier B.V., n° 30 (2021), https://doi.org/10.1016/j.gecco.2021.e01769.

Gouvernement du Canada. *Les risques de contracter la rage*, 2018, https://www.canada.ca/fr/sante-publique/services/maladies/rage/risques.html#a1.

Gouvernement du Canada. *Système de permis de la Loi sur les espèces en péril*, 2022, https://wildlife-species.canada.ca/SPLEP-SARAPS/index.cfm?fuseaction=home.main&lang=En.

Gouvernement du Canada. *Vaccin contre la rage : Guide canadien d'immunisation*, janvier 2015, https://www.canada.ca/fr/sante-publique/services/publications/vie-saine/guide-canadien-immunisation-partie-4-agents-immunisation-active/page-18-vaccin-contre-rage.html.

GUAN, X., E. R. BRITZKE, A. J. PIAGGIO, D. L. BERGMAN, L. VAN PELT et R. F. LANCE. « Genetic assays for guano-based identification of species and sex in bats of the United States and Canada », *Journal of Mammalogy*, vol. 101, n° 4 (2020), p. 970-978, https://doi.org/10.1093/jmammal/gyaa059.

HAARSMA, A.-J. *Manual for assessment of reproductive status, age and health in European Vespertilionid bats*, 2008.

HOFFMANN, A., J. DECHER, F. ROVERO, J. SCHAER, C. VOIGT et G. WIBBELT. « Field methods and techniques for monitoring mammals », dans J. Eymann, J. Degreef, C. Häuser, C. Monie, Y. Samyn et D. VandenSpiegel (éd.), *Manual on field recording techniques and protocols for all taxa biodiversity inventories and monitoring – Part 2*, Abc Taxa, vol. 8 (2010), p. 482-529.

HOOPER, S. E. et S. K. AMELON. « Handling and blood collection in the little brown bat (*Myotis lucifugus*) », *Lab Animal*, vol. 43, n° 6 (2014), p. 197-199, https://doi.org/10.1038/laban.543.

HORVORKA, M. D., C. S. MARKS et E. MULLER. « An improved chemiluminescent tag for bats », *Wildlife Society Bulletin*, vol. 24, n° 4 (1996), p. 709-712, https://www.jstor.org/stable/3783162.

HRANAC, C. R., C. G. HAASE, N. W. FULLER, M. L. MCCLURE, J. C. MARSHALL, C. L. LAUSEN, L. P. MCGUIRE, S. H. OLSON et D. T. S. HAYMAN. « What is winter? Modeling spatial variation in bat host traits and hibernation and their implications for overwintering energetics », *Ecology and Evolution*, vol. 11, n° 17 (2021), p. 11604-11614, https://doi.org/10.1002/ece3.7641.

Institutional Animal Care and Use Committee (IACUC). *Vertebrate Animal Research. University of Iowa*, 2020, http://animal.research.uiowa.edu/iacuc-guidelines-anesthesia.

ÉBAUCHE

Iowa Department of Natural Resources (IDNR). *Iowa multiple species inventory and monitoring program: Technical manual*, Iowa Department of Natural Resources, 2016.

IRVING, A. T., M. AHN, G. GOH, D. E. ANDERSON et L. F. WANG. « Lessons from the host defences of bats, a unique viral reservoir », *Nature*, recherche en sciences naturelles, n° 589 (2021), p. 363-370, https://www.nature.com/articles/s41586-020-03128-0.

JACKSON, S. M. « Bats », *Australian mammals: Biology and captive management*, CSIRO Publishing, 2003, p. 297-350, https://www.publish.csiro.au/ebook/4027.

JOFFRIN, L., M. DIETRICH, P. MAVINGUI et C. LEBARBENCHON. « Bat pathogens hit the road: But which one? », *PLoS Pathogens*, vol. 14, n° 8 (2018), https://doi.org/10.1371/journal.ppat.1007134.

JONASSON, K. A. et C. G. GUGLIELMO. « Sex differences in spring migration timing and body composition of silver-haired bats *Lasionycteris noctivagans* », *Journal of Mammalogy*, vol. 97, n° 6 (2016), p. 1535-1542, https://doi.org/10.1093/jmammal/gyw119.

JONASSON, K. A. et C. K. R. WILLIS. « Changes in Body Condition of Hibernating Bats Support the Thrifty Female Hypothesis and Predict Consequences for Populations with White-Nose Syndrome », *PLoS ONE*, vol. 6, n° 6 (2011), https://doi.org/10.1371/journal.pone.0021061.

JUNG, T. S., R. BOONSTRA, C. J. KREBS et C. PAVEY. « Mark my words: Experts' choice of marking methods used in capture-mark-recapture studies of small mammals », *Journal of Mammalogy*, vol. 101, n° 1 (2020), p. 307-317, https://doi.org/10.1093/jmammal/gyz188.

KLÜG-BAERWALD, B. J., L. E. GOWER, C. L. LAUSEN et R. M. BRIGHAM. « Environmental correlates and energetics of winter flight by bats in Southern Alberta, Canada », *Canadian Journal of Zoology*, vol. 94, n° 12 (2016), p. 829-836, https://doi.org/10.1139/cjz-2016-0055.

KUNZ, T. H. et A. KURTA. « Capture methods and holding devices », dans *Ecological and Behavioral Methods for the Study of Bats*, Smithsonian Institution Press, 1988, p. 1-29.

KUNZ, T. H. et C. D. WEISE. « Methods and devices for marking bats », dans *Ecological and Behavioral Methods for the Study of Bats*, 2e éd., John Hopkins University Press, 2009, p. 35-56.

KUNZ, T. H. et S. PARSONS. *Ecological and Behavioral Methods for the Study of Bats*, 2e éd., Johns Hopkins University Press, 2009.

KUNZ, T. H., J. O. WHITAKER JR. et M. D. WADANOLI. « Dietary energetics of the insectivorous Mexican free-tailed bat (*Tadarida brasiliensis*) during pregnancy and lactation », *Oecologia*, n° 101 (1995), p. 407-415, https://doi.org/10.1007/BF00329419.

KURTA, A., T. C. CARTER, T. J. SICHMELLER et M. G. HOHMANN. « A Field- and Laboratory-based Comparison of Adhesives for Attaching Radiotransmitters to Small Insectivorous Bats », *Bat Research News*, vol. 50, n° 4 (2009).

LACKI, M. J., L. E. DODD, R. S. TOOMEY, S. C. THOMAS, Z. L. COUCH et B. S. NICHOLS. « Temporal Changes in Body Mass and Body Condition of Cave-Hibernating Bats During Staging

ÉBAUCHE

and Swarming », *Journal of Fish and Wildlife Management*, vol. 6, n° 2 (2015), p. 360-370, https://doi.org/10.3996/042015-JFWM-033.

LEWIS, S. E. « Roost Fidelity of Bats: A Review », *Journal of Mammalogy*, vol. 76, n° 2 (1995), p. 481-496, https://doi.org/https://doi.org/10.2307/1382357.

LINTOTT, P. R., N. BUNNEFELD, E. FUENTES-MONTEMAYOR, J. MINDERMAN, R. J. MAYHEW, L. OLLEY et K. J. PARK. « City life makes females fussy: Sex differences in habitat use of temperate bats in urban areas », *Royal Society Open Science*, vol. 1, n° 3 (2014), https://doi.org/10.1098/rsos.140200.

LOLLAR, A. et B. A. SCHMIDT-FRENCH. *Captive care and medical reference for the rehabilitation of insectivorous bats*, Bat World Sanctuary, 2002.

LOLLAR, A. *Standards and Medical Management for Captive Insectivorous Bats*, Bat World Sanctuary, 2010.

LOLLAR, A. *The Rehabilitation and Captive Care of Insectivorous Bats*, Bat World Sanctuary, 2018.

LOSADA, D., S. MCBURNEY, T. MCBURNEY, J. SEGERS et M. JONES. *Literature review for the safe care and handling of bats in research and management within Parks Canada places and beyond*, Réseau canadien pour la santé de la faune, région de l'Atlantique, 2021.

LUO, J., G. LU et J. FENG. « Diurnal capture reduces the colony size of *Hipposideros armiger* (Chiroptera: Hipposideridae) », *Mammalia*, vol. 76, n° 4 (2012), p. 447-449,. https://doi.org/10.1515/mammalia-2011-0091.

MARQUES, J. T., M. J. RAMOS PEREIRA, T. A. MARQUES, C. D. SANTOS, J. SANTANA, P. BEJA et J. M. PALMEIRIM. « Optimizing Sampling Design to Deal with Mist-Net Avoidance in Amazonian Birds and Bats », *PLoS ONE*, vol. 8, n° 9 (2013), https://doi.org/10.1371/journal.pone.0074505.

MCGUIRE, L. P., L. A. KELLY, D. E. BALOUN, W. A. BOYLE, T. L. CHENG, J. CLERC, N. W. FULLER, A. R. GERSON, K. A. JONASSON, E. J. ROGERS, A. S. SOMMERS et C. G. GUGLIELMO. « Common condition indices are no more effective than body mass for estimating fat stores in insectivorous bats », *Journal of Mammalogy*, vol. 99, n° 5 (2018), p. 1065-1071, https://doi.org/10.1093/jmammal/gyy103.

Ministère des Forêts, de la Faune et des Parcs. « Procédures normalisées de fonctionnement (PNF) – Chauves-souris – Capture et manipulations de chauves-souris », 2021, https://mffp.gouv.qc.ca/nos-publications/procedure-normalisee-fonctionnement-chauve-souris/.

NAUGHTON, D., P. GERAGHTY, J. CSOTONYI, B. CARTER, M. BEAULIEU-BOUCHARD et A. MCDONALD. *The Natural History of Canadian Mammals*, University of Toronto Press, 2012, 824 p., http://www.jstor.org/stable/10.3138/j.ctt5hjx9d.

NEUBAUM, D. J. « Unsuspected retreats: autumn transitional roosts and presumed winter hibernacula of little brown myotis in Colorado », *Journal of Mammalogy*, vol. 99, n° 6 (2018), p. 1294-1306, https://doi.org/10.1093/jmammal/gyy120.

ÉPREUVE

NICOLLE, L. E., C. ROTSTEIN, A. M. BOURGAULT, G. ST-GERMAIN, G. GARBER et Canadian Infectious Diseases Society Invasive Fungal Registry. « Invasive fungal infections in Canada from 1992 to 1994 », *Canadian Journal of Infectious Diseases*, vol. 9, n° 6 (1998), p. 347-352.

O'MARA, M. T., M. WIKELSKI et D. K. N. DECHMANN. « 50 years of bat tracking: Device attachment and future directions », *Methods in Ecology and Evolution*, British Ecological Society, vol. 5, n° 4 (2014), p. 311-319, https://doi.org/10.1111/2041-210X.12172.

PATRIQUIN, K. J. et R. M. R. BARCLAY. « Foraging by bats in cleared, thinned and unharvested boreal forest », *Journal of Applied Ecology*, vol. 40, n° 4 (2003), p. 646-657, https://doi.org/https://doi.org/10.1046/j.1365-2664.2003.00831.x.

PILOSOF, S. et M. L. G. HERRERA. « Variability in urine concentration and fecal water content of bats in a tropical deciduous forest », *Journal of Mammalogy*, vol. 91, n° 3 (2010), p. 580-585, https://doi.org/10.1644/09-MAMM-A-370.1.

Piramal Critical Care. *Isoflurane, USP. Material Safety Data Sheet*, 3 janvier 2011.

RACEY, P. A. « Reproductive assessment in bats », dans T. H. Kunz (éd.), *Ecological and Behavioral Methods for the Study of Bats*, 2e éd., Johns Hopkins University Press, 2009, p. 249-264.

RANDALL, J. et H. G. BRODERS. « Identification and Characterization of Swarming Sites used by Bats in Nova Scotia, Canada », *Acta Chiropterologica*, vol. 16, n° 1 (2014), p. 109-116, https://doi.org/10.3161/150811014x683327.

RAO, A. K., D. BRIGGS, S. M. MOORE, F. WHITEHILL, D. CAMPOS-OUTCALT, R. L. MORGAN, R. M. WALLACE, J. R. ROMERO, L. BAHTA, S. E. FREY et J. D. BLANTON. « Use of a Modified Preexposure Prophylaxis Vaccination Schedule to Prevent Human Rabies: Recommendations of the Advisory Committee on Immunization Practices — United States, 2022 », *Morbidity and Mortality Weekly Report*, vol. 71, n° 18 (2022), p. 619-627.

RCSF. *Histoplasmosis Fact Sheet*, s.d., http://fr.cwhc-rcsf.ca/docs/fact_sheets/Histoplasmosis_Fact_Sheet.pdf?v=20220804.

RCSF. *Recommendations for WNS decontamination during summer activities*, s.d., www.cwhc-rcsf.ca.

RCSF. *Santé de la faune et SRAS-CoV-2 au Canada : chauves-souris – Orientations provisoires pour les organismes de gestion de la faune – Résumé*, 2021, http://www.cwhc-rcsf.ca/bat_health_resources.php#covid-19-resources.

RCSF. *Syndrome du museau blanc : Prévention et atténuation*, 2022, http://www.cwhc-rcsf.ca/bat_health_resources.php#white-nose-syndrome.

Resources Information Standards Committee (RISC). *Inventory Methods for Bats: Standards for Components of British Columbia's Biodiversity No. 20.*, Ministry of Land, Water and Resource Stewardship, Ecosystems Branch, Victoria, C.-B., version 3.0, 1998.

Resources Information Standards Committee (RISC). *Inventory Methods for Bats, Standards for Components of British Columbia's Biodiversity No. 20.*, Ministry of Land, Water and Resource Stewardship, Ecosystems Branch, Victoria, C.-B., version 3.0, 2022,

EBAUCHE

https://www2.gov.bc.ca/gov/content/environment/natural-resource-_stewardship/laws-policies-standards-guidance/inventory-standards/terrestrial-_ecosystems-biodiversity.

SANDILANDS, A. et D. MORNINGSTAR. « Relative efficacy of 9-mm and 12-mm PIT tags for studying little brown myotis (*Myotis lucifugus*): a cautionary note », *Bat Research News*, octobre 2021, p. 49-50.

Santé publique Ontario. *Management of patients with suspected rabies exposure: Guidance for health care providers working with your local public health unit*, 2017, https://www.publichealthontario.ca/-/media/documents/R/2017/rabies-exposure-guidance-hcps.pdf.

SEGERS, J., S. MCBURNEY, M. JONES et P. ZIMMER. *The Canadian Wildlife Health Cooperative National Bat Health Report – 2021*, 2021, http://www.cwhc-rcsf.ca/docs/technical_reports/CWHC%20National%20bat%20health%20report%202021.pdf.

SHELLEY, V., S. KAISER, E. SHELLEY, T. WILLIAMS, M. KRAMER, K. HAMAN, K. KEEL et H. A. BARTON. « Evaluation of strategies for the decontamination of equipment for *Geomyces destructans*, the causative agent of white-nose syndrome (WNS) », *Journal of Cave and Karst Studies*, vol. 75, n° 1 (2013), p. 1-10, https://doi.org/10.4311/2011LSC0249.

SIKES, R. S. et Animal Care and Use Committee of the American Society of Mammalogists. « 2016 Guidelines of the American Society of Mammalogists for the use of wild mammals in research and education », *Journal of Mammalogy*, vol. 97, n° 3 (2016), p. 663-688, https://doi.org/10.1093/jmammal/gyw078.

SIKES, R. S., W. L. GANNON et Animal Care and Use Committee of the American Society of Mammalogists. « Guidelines of the American Society of Mammalogists for the use of wild mammals in research », *Journal of Mammalogy*, vol. 92, n° 1 (2011), p. 235-253, http://dx.doi.org/10.1644/10-MAMM-F-355.1.

SLOUGH, B. et T. JUNG. « Observations on the natural history of bats in the Yukon », *Northern Review*, n° 29, p. 127-150, https://www.researchgate.net/publication/235728605.

Stone, R. C., and Wiebers, J. E. (1967). Temperature regulation in the little brown bat, *Myotis lucifugus*. In *Mammalian hibernation III (pp. 97-109)*. American Elsevier.

Studier, E. H. (1981). Energetic advantages of slight drops in body temperature in little brown bats, *Myotis lucifugus*. *Comparative Biochemistry & Physiology*. 70A, 537-540.

SMITH, C. S., C. E. DE JONG et H. E. FIELD. « Sampling Small Quantities of Blood from Microbats », *Acta Chiropterologica*, vol. 12, n° 1 (2010), p. 255-258, https://doi.org/10.3161/150811010X504752.

THOMAS, D. W., M. DORAIS et J.-M. BERGERON. (1990). « Winter Energy Budgets and Cost of Arousals for Hibernating Little Brown Bats, *Myotis lucifugus* », *Journal of Mammalogy*, vol. 71, n° 3 (1990), p. 475-479, https://www.jstor.org/stable/1381967.

TIMOFIEIEVA, O., V. HUKOV, V. KOVALOV et A. VLASCHENKO. « How to make a bat's life easier: a new method for chemiluminescent light tags attachment », *Journal of Bat Research & Conservation*, vol. 12, n° 1 (2019), p. 5-9, http://dx.doi.org/10.14709/BarbJ.12.1.2019.01.

ÉBAUCHE

TYRE, E., D. EISENBART, P. FOLEY et S. BURTON. « Histoplasmosis in a dog from New Brunswick », *Canadian Veterinary Journal*, vol. 48, n° 7 (2007), p. 734-736.

United States Fish and Wildlife Service (USFWS). *Indiana Bat (Myotis sodalis): Bat survey protocol for assessing use of potential hibernacula*, 2016, https://www.fws.gov/midwest/endangered/mammals/inba/inba_srvyprtcl.html.

United States Fish and Wildlife Service (USFWS). *Range-wide Indiana bat survey guidelines*, 2020.

VAN HARTEN, E., P. E. LENTINI, D. L. EASTICK, R. BENDER, L. F. LUMSDEN, C. VISINTIN et S. R. GRIFFITHS. « Low rates of PIT-tag loss in an insectivorous bat species », *Journal of Wildlife Management*, vol. 85, n° 8 (2021), p. 1739-1743, https://doi.org/10.1002/jwmg.22114.

VAN HARTEN, E., T. REARDON, P. H. HOLZ, R. LAWRENCE, T. A. A. PROWSE et L. F. LUMSDEN. « Recovery of southern bent-winged bats (*Miniopterus orianae bassanii*) after PIT-tagging and the use of surgical adhesive », *Australian Mammalogy*, vol. 42, n° 2 (2020), p. 216-219, https://doi.org/10.1071/AM19024.

VOIGT, C. C., K. SCHNEEBERGER, S. L. VOIGT-HEUCKE et D. LEWANZIK. « Rain increases the energy cost of bat flight », *Biology Letters*, vol. 7, n° 5 (2011), p. 793-795, https://doi.org/10.1098/rsbl.2011.0313.

VONHOF, M. *Handbook of Inventory Methods and Standard Protocols for Surveying Bats in Alberta*, Alberta Fish and Wildlife Division, 2006, https://open.alberta.ca/publications/4795089.

WIBBELT, G., S. SPECK et H. FIELD. « Methods for assessing diseases in bats », dans *Ecological and Behavioral Methods for the Study of Bats*, 2e éd., John Hopkins University Press, 2009, p. 775-794.

Willis, C.K.R., J.E. Lane, E.T. Liknes, D.L. Swanson and R.M Brigham. (2005). Thermal energetics of female big brown bats (*Eptesicus fuscus*). *Canadian Journal of Zoology,* 83, 871-879. https://doi.org/10.1139/z05-074

WOLBERT, S. J., A. S. ZELLNER et H. P. WHIDDEN. « Bat activity, insect biomass, and temperature along an elevational gradient bat activity, insect biomass, and temperature along an elevational gradient », *Northeastern Naturalist*, vol. 21, n° 1 (2014), p. 72-85, https://doi.org/10.2307/26453632.

WOLCOTT, K. A. et K. VULINEC. « Bat Activity at Woodland/Farmland Interfaces in Central Delaware », *Northeastern Naturalist*, vol. 19, n° 1 (2012), p. 87-98, https://www.jstor.org/stable/41429418?seq=1&cid=pdf-reference#references_tab_contents.

ÉBAUCHE

Annexe I. Fournisseurs d'équipement de relevé pour la capture de chauves-souris

Filets

- Avinet Research Supplies, 276 Canco Rd., Portland, ME 04103, https://www.avinet.com/en/mist-nets/usa.
- Bat Conservation & Management, 1263 Claremont Dr. Carlisle, PA 17015, https://batmanagement.com/.
- Ecotone Stryjska, 24, 81-506 Gdynia, Pologne, http://www.mistnets.com/ultra_mistnets.html.
- Ron Redman (Arkansas) – ensembles de poteaux à triple hauteur, batman72015@yahoo.com.
- Titley Scientific, https://www.titleyscientific.com/us/, www.BatNets.com.
- Faunatech Austbat, 1055 Bullumwaal Road, Mount Taylor, 3875, Victoria, Australie, http://www.faunatech.com.au/products/harptrap.html?fbclid=IwAR3FX_KZfKgnw1nwi_E3nO1hrWljUIgpERbxN9TDPGpUYEFHrCbZ5GEL1aU.

Sacs de contention

- Avinet Research Supplies, 276 Canco Rd., Portland, ME 04103, https://avinet-avian-research-supplies.myshopify.com/collections/banding-supplies-tools/products/holding-bag-various-patterns-and-colors.
- NHBS Ltd, 1-6 The Stables, Ford Road, Totnes, Devon, TQ9 5LE, R.-U., https://www.nhbs.com/1/bat-holding-bags?q=&fR[hide][0]=false&fR[live][0]=true&fR[shops.id][0]=1&fR[subsidiaries][0]=1&hFR[subjects_equipment.lvl1][0]=Bat%20Survey%20%26%20Monitoring%20%3E%20Bat%20Worker%27s%20Accessories%20%3E%20Bat%20Handling%20%26%20Measuring%20%3E%20Bat%20Holding%20Bags.
- Legend Wholesale Distributors of Products to Mining Professionals, 988 Packer Way, Sparks, NV 89431, Legend Heavy Duty Cloth Bags: Legend Inc. Sparks, Nevada USA (lmine.com).

Baguage

- Porzana Ltd, Elms Farm, Pett Lane, Icklesham, East Sussex, TN36 4AH, R.-U., http://www.porzana.co.uk/bat_rings.html.
- BATS Research Center, 107 Meadow View Court, Shohola, PA 18458-3444, bureau et télécopieur : 570 409-0395, batresearch@yahoo.com, personne-ressource : John Gumbs

Étiquettes à transpondeurs passifs intégrés

- Avid Identification Systems, Inc., 185 Hamner Ave, Norco, CA 92860, https://avidid.com/solutions/wildlife.
- Biomark, 705 S. 8th St. Boise, ID 83702, https://www.biomark.com/contact/.

ÉBAUCHE

- Identification Solutions, www.uidevices.com.
- Oregon RFID, 4246 SE Ogden St., Portland, OR 97206-8452, https://www.oregonrfid.com/.
- Trovan Ltd, http://www.trovan.com/en; Eidap Inc., tél. : +1 780 467-2707, téléc. : +1 780 467-5160, courriel : info@eidap.com; Pacific Veterinary Sales, tél: +1 800 663-6644, téléc. : +877 850-1510, courriel : trevor@pacificpet.net.
- Manruta, Room 2011, Zhong Xin Ming Zuo Building, Zhongxin Rd, Shaijing Town, Bao'an District, Shenzhen, Guangdong, Chine 518104, http://www.manruta.com/?fbclid=IwAR3MLcL5fbk2LBAHD0MDvjJYbrx0QM-iCILObTA3Ehily1NO3oOut3WrN6A.

Emporte-pièce à biopsie

- Stevens Medical Supplies, 8188 Swenson Way, Delta, C.-B., V4G 1J6, https://stevens.ca/.
- Surgo Surgical Supply, http://www.surgo.com/z_homepage.htm.

Radiotélémesure

- ATS Track, 470 First Ave NW, Isanti, MN 55040, https://atstrack.com/trackingsystems/entomologists-and-bat-package.aspx.
- Lotek Wireless Inc., 115, Pony Dr., Newmarket, Ontario, L3Y 7B5, http://www.lotek.com/avian.htm.
- Holohil Systems Ltd, 112, John Cavanaugh Dr., Carp, Ontario, K0A 1L0, https://www.holohil.com/.

Détecteurs de chauves-souris

- Land-based Learning, https://landbasedlearning.ca/shop/.
- Wildlife Acoustics, https://www.wildlifeacoustics.com/.
- Titley Scientific, https://www.titley-scientific.com/us/.
- Pettersson Electronik, https://batsound.com/.
- Bat Conservation and Management, https://batmanagement.com/.

ÉBAUCHE