

Section 5.2.7. Méthodes d'échantillonnage des chauves-souris

Elaboré par

Jonathan Epstein, EcoHealth Alliance

Matthew LeBreton, Metabiota

Melinda K Rostal, EcoHealth Alliance

et le Consortium PREDICT Une Santé

Objectif : Collecter les échantillons biologiques de chauves-souris en toute sécurité.

Ce document a été fait avec le soutien généreux du peuple américain à travers le programme PREDICT de l'Agence Américaine pour le Développement International (USAID). Il a été rédigé pour appuyer les activités menées dans le cadre du projet PREDICT et s'adresse aux professionnels qualifiés formés aux meilleures pratiques. Ce guide n'est pas destiné à être utilisé par des personnes non formées.

Le contenu de ce document est la responsabilité des auteurs et ne reflète pas nécessairement les opinions de l'USAID ou du Gouvernement des États-Unis. USAID, PREDICT et les auteurs de ce guide ne sont pas responsables des actions des personnes non affiliées à PREDICT qui mettent en œuvre le présent document.

Les auteurs affirment que les activités de capture animale et d'échantillonnage devraient toujours se dérouler conformément à toutes les lois et règlements applicables et ne devraient être entreprises qu'après avoir obtenu tous les permis et approbations nécessaires, y compris les approbations éthiques.

Pour plus d'informations sur le contenu de ce guide, bien vouloir contacter predict@ucdavis.edu.

Formulaire de citation suggéré : PREDICT One Health Consortium 2016. Manuel des Procédures de PREDICT : Technique d'échantillonnage des chauves-souris.

Table des matières : Échantillonnage des chauves-souris

[Section 5.2.7a. Contrôle de Connaissances](#)

[Section 5.2.7b. Bref aperçu de l'EPI](#)

[Section 5.2.7c. Collecte de données](#)

[Section 5.2.7d. Capture, manipulation, et échantillonnage des chauves-souris](#)

[Section 5.2.7e. Références](#)

[Section 5.2.7f. Liste des fournitures et des équipements](#)

Section 5.2.7a. Contrôle de Connaissances

Lorsque vous vous serez familiarisé avec les informations de ce guide, répondez au quizz [Section 8.4.6. Echantillonnage de chauve-souris](#) de PREDICT.

Section 5.2.7b. Bref aperçu de l'EPI

Tout le personnel manipulant les chauves-souris ou les produits de leur sang doit être vacciné contre la rage. Si possible, se rassurer qu'ils ont un titre d'anticorps de protection, et être prêt à instituer des mesures de prophylaxie post-exposition appropriées en cas de morsure ou de griffure de chauve-souris. Il est recommandé que le personnel en contact fréquent avec les chauves-souris suive les directives de contrôle de titrages de la CDC et de l'OMS tous les deux ans.

(www.who.int/rabies/WHO_Guide_Rabies_Pre_Post_Exposure_Prophylaxis_Humans_2013.pdf?ua=1).

EPI minimum requis pour la manipulation de chauves-souris vivantes

L'EPI **minimum** pour la manipulation des chauves-souris lors de la capture et de l'échantillonnage comprend :

1. Lunettes de protection
2. Respirateur N95 ou P100
3. Vêtements à longues manches appropriés
4. Gants en nitrile¹
5. Chaussures lavables

(Voir le Guide de [Biosécurité et EPI \(Section 4.\)](#) pour des instructions détaillées concernant l'utilisation des EPI)

Protocole de premier secours en cas de morsure, griffure ou piqure d'aiguille

1. La personne blessée doit aviser les autres membres de l'équipe et le travail doit être arrêté.
2. L'endroit mordu, griffé ou piqué doit être soigneusement lavé avec de l'eau et de la bétadine (povidone-iode) ou du chlorure de benzalkonium (ceci est reconnu létal pour le virus de la rage) pendant une période de 15 minutes entières. Il est recommandé que le chlorure de benzalkonium soit disponible dans la trousse de premiers secours à de telles fins.
3. Si la blessure (morsure ou griffure) est d'une chauve-souris, la vaccination post-exposition contre la rage doit être obtenue le plus rapidement possible. Il est recommandé que l'équipe de terrain élabore un plan de vaccination post-exposition avec leur médecin avant les travaux de terrain s'il s'agit d'un site éloigné, de tel sorte qu'une dose de rappel puisse être administrée directement après l'exposition. Sinon, le personnel exposé doit le signaler immédiatement à une clinique pour se faire administrer des doses de rappel. Voir les directives de l'OMS pour la prophylaxie post-exposition à :

<http://www.who.int/rabies/human/postexp/en/>

<http://www.who.int/rabies/human/prevaccperson/en/>

¹ Les gants en nitriles sont recommandés pour la manipulation des chauves-souris, en l'absence des gants en nitrile et en cas d'allergies au latex, les gants en latex doublés peuvent être considérés.

Section 5.2.7c. Collecte de données

Bien vouloir se référer aux **formulaires requis de collecte de données** pour les données à collecter. Ceux-ci inclus:

1. Formulaire P2 de collecte de données animales
2. Formulaires P2 de collecte des données de caractérisation du site et des événements
3. Formulaire P2 de collecte des données du spécimen

Pour plus d'informations sur le téléchargement des formulaires de EIDITH voir la [Section 5.2.3. Formulaires et applications de collecte des données générales](#)

Section 5.2.7d. Capture, manipulation, et échantillonnage des chauves-souris

Les techniques de capture varient en fonction de l'espèce ciblée et l'endroit où les échantillons sont recueillis et des détails sur les principales techniques, y compris les filets de brume, les pièges «Harp trap», et la capture par les mains sont disponibles dans d'autres documents tels que le guide de la FAO *Investigating the role of bats in emerging zoonoses: Balancing ecology, conservation and public health interests* (www.fao.org/docrep/014/i2407e/i2407e00.pdf). Notez que toutes les techniques de prélèvement d'échantillons dans ce guide ne sont pas recommandées pour PREDICT2 et le personnel de terrain devraient utiliser le guide PREDICT2 pour l'orientation lors de la collecte d'échantillons.

Remarque : Les exigences d'EPI pour la manipulation des animaux pendant la capture ou le traitement sont les mêmes. Toute capture, manipulation et échantillonnage d'animaux doit être fait en conformité avec les protocoles actuels de IACUC.

Procédures de manipulation

1. Chaque chauve-souris doit être placé dans un sac de coton poreux (avec fermeture à ficelle), suspendu à une corde solide au-dessus d'une feuille de polyéthylène (pour attraper l'urine), et conservé dans un endroit frais et sec jusqu'au moment du prélèvement.
2. Les chauves-souris doivent être pesés (en grammes) dans des sacs en utilisant une balance à ressort Pesola ou une balance à plate-forme avec ou sans récipient (tel qu'une tasse). Le récipient doit être taré et la chauve-souris et le sac doivent être pesés ensemble. Une fois que la chauve-souris est retirée du sac pour l'échantillonnage, le sac doit être pesé et soustrait du total précédent.
3. La chauve - souris doit être retiré du sac et les échantillons ci-dessous recueillis. L'ordre d'échantillonnage peut varier. Par exemple, l'urine peut être expulsée lors de la manipulation initiale et elle serait alors le premier échantillon recueilli.

Remarque : vérifier le sac pour les matières fécales fraîches avant de continuer. Si les matières fécales fraîches sont disponibles, elles peuvent être utilisées comme un échantillon et un prélèvement rectal n'est plus nécessaire. L'échantillonneur doit être certain que les matières fécales appartiennent à la chauve-souris échantillonnée. Les sacs

doivent être soit jetés après la première utilisation soit lavées/désinfectés entre les utilisations.

4. Les chauves-souris ne seront pas tenues plus de 6 heures. Les chauves-souris frugivores et nectarivores doivent recevoir 100% de jus de fruits ou d'eau sucrée avant la libération.

Procédures d'échantillonnage

Les échantillons de base suivant doivent être prélevés sur chaque animal lorsque cela est possible (Si un seul échantillon peut être collecté, alors le placer dans le VTM) :

1. **Deux écouvillons oraux** - un dans 500 µL de VTM et un dans 500 µL de Trizol
2. **Deux échantillons de matières fécales** - un avec maximum de 500 µL /0,5 cc de fèces dans 500 µL VTM et un avec maximum de 500 µL /0,5 cc de fèces dans 500 µL Trizol **ou**
Deux prélèvements rectaux - un dans 500 µL de VTM et un dans 500 µL de Trizol
3. **Deux échantillons de sang** - 2 aliquots x 500 µL, l'un dans 500 µL de VTM et un dans 500µL de Trizol
4. **Deux échantillons de sérum** - 2 aliquots x 500 µL (seulement si plus de 2ml de sang disponible), congelés sans milieu de conservation. Un minimum de 100 µL de sérum (un seul aliquot) devrait être collecté pour être utile pour les tests de diagnostic de PREDICT

Remarque : *Si les animaux sont trop petits pour recueillir deux tubes de sang (pour le sang total et le sérum), recueillir le sérum et garder le culot restant dans du VTM après la séparation de sérum*

5. **Deux écouvillons urogénitales / échantillons d'urine** - un avec un maximum de 500 µL d'urine dans 500 µL de VTM et un avec un max de 500 µL d'urine dans 500 µL de Trizol

Congeler immédiatement sur le terrain tous les échantillons dans de l'azote liquide et transférer dans un congélateur de -80 ° C au laboratoire.

S'il n'y a pas accès à **court terme** (c'est-à-dire dans les 24 heures) à la chaîne du froid, comme dans une situation d'urgence, des échantillons peuvent être prélevés dans 200 µL de RNAlater au lieu du Trizol ou du VTM. Les durées de stockage et des températures des échantillons dans le RNAlater sont les suivants :

- 1 jour à 37 ° C (c'est-à-dire à température ambiante)
- 1 semaine au réfrigérateur
- Dans une semaine congeler à -80 ° C pour le stockage jusqu'à l'analyse

Prélèvement d'échantillons de chauves-souris :

- a. **Deux écouvillonnages oraux : 1 dans le Trizol et 1 dans le VTM :** Utiliser des écouvillons stériles avec filtre de polyester et une tige en aluminium ou en plastique, frotter la pointe de l'écouvillon doucement mais complètement contre le fond de la gorge de l'animal, saturant l'écouvillon de la salive (écouvillons recommandés Puritan® Small Tapered Polyester-Tipped Swab de VWR, No de Catalogue : 89133-756).
 - i. Placer 1 écouvillon dans un 1mL cryotube à vice rempli de 500 µ L VTM et utiliser les ciseaux nettoyés à l'aide du tampon alcool (ou tampon éthanol), stérilisés à la flamme pour couper la tige de l'écouvillon à environ 1cm au-dessus de l'écouvillon.

Les écouvillons doivent être coupés le plus près possible de l'extrémité du tampon sans le toucher. Les ciseaux doivent être essuyés avec de l'éthanol ou de l'alcool isopropylique et de stérilisés à la flamme après la coupure de chaque tige.

- ii. Placez l'autre écouvillon dans 500 µL de Trizol dans un cryotube à vice et couper la tige comme ci-dessus.
- iii. Conserver dans une bombonne d'azote liquide ou un bombonne et transfert à -80 ° C congélateur plus tard.

b. Deux prélèvements rectaux : 1 écouvillon dans du VTM, 1 écouvillon dans du Trizol.

NE PAS UTILISER TRIZOL comme lubrifiant - IL EST HAUTEMENT IRRITANT POUR TISSUS. NE PAS FORCER le bout de l'écouvillon dans le Rectum, S'IL NE PEUT ENTRER FACILEMENT, NE PAS COLLECT CET ECHANTILLON.

Insérer doucement le bout d'un écouvillon stérile dans le rectum de l'animal, un à la fois. Placer 1 écouvillon dans un cryotube contenant de 500µL de VTM et à l'aide du tampon d'alcool isopropylique (ou tampon éthanol), stériliser les ciseaux par la flamme et couper la tige de l'écouvillon au-dessus de la pointe (ou couper comme mentionné ci-dessus). Placez l'autre écouvillon dans un cryotube contenant 500µL de Trizol. Stocker dans un dewar ou une bonbonne d'azote vapeur et transférer dans un congélateur à -80 ° C lorsque cela est possible.

- c. **Vous pouvez également recueillir des fèces fraîches :** Ajouter 500 µL ou de la matière fécale de la taille d'un pois directement dans deux flacons, l'un contenant 500 µL VTM (= ratio final de 1: 1) et l'autre contenant 1 ml Trizol (= rapport maximal finale de 1:2) et bien mélanger chaque tube. Congeler dans une bombonne d'azote vapeur ou bombonne contenant de l'azote liquide et transférer dans un congélateur à -80 ° C lorsque cela est possible.

d. Le sang total dans le VTM et le Trizol, et le sérum divisé en deux aliquots ;

- i. Manutentionner les chauves-souris lors de la collecte de sang. Pour les plus grandes chauves-souris, deux ou trois personnes de préférence sont nécessaires pour ces manipulations : une personne pour retenir en toute sécurité la chauve-souris, un autre pour prélever des échantillons, et un troisième pour gérer les tubes (ie dévissant les couvercles, les tenant au préleveur, et s'assurant que les couvercles sont refermés hermétiquement et conservés dans l'ordre) et enregistrer les échantillons. Les petites chauves-souris insectivores peuvent être retenus et échantillonnés par une seule personne. Toute personne échantillonnant les chauves-souris devrait avoir suivi une formation préalable en ponction veineuse de chauve-souris pour éviter de blesser l'animal. En outre :
 - Il est recommandé que les grandes roussettes (*Pteropus*, *Aceradon*, et d'autres grandes espèces) soient anesthésiées par injection en utilisant soit le médétomidine (50 ug / kg) + Kétamine (5 mg / kg) ou de l'anesthésie au gaz (isoflurane à 4-5% par induction, maintenir à 2%).

- La personne qui retient la chauve-souris est responsable de la surveillance de la respiration et de communication de l'état respiratoire de manière appropriée.
- ii. Les chauves-souris doivent être prélevées avec prudence pour maintenir un ratio ne dépassant pas 10 µL de sang collecté à 1 g de poids corporel (équivalent à 1% du poids corporel).
REMARQUE: pour les chauves-souris <100g nous utilisons le montant maximum de 6 µL par gramme de poids corporel.
- iii. **Pour les chauves-souris > 100 g:** Utiliser une seringue non héparinée pour recueillir le sang (ne pas dépasser 1% du poids total du corps). Les lieux de ponction veineuse recommandés incluent la veine pro-pétagiale (céphalique), la veine uropétagiale (saphène), ou la veine brachiale (Figure 1.) Si le volume permet, placer un peu de sang dans un tube EDTA (bouchon lavande) et l'autre partie dans un tube vacutainer (bouchon rouge) contenant le facteur de coagulation du sérum. Recueillir dans un tube lavande 500 µL de sang total et dans 500 µL de VTM, et 500 µL de sang total dans 500 µL de Trizol. Après avoir laissé le sang coaguler dans les tubes à bouchon rouge, dans une centrifugeuse ou laisser le tube verticalement sur la glace durant la nuit. Collecter le serum à l'aide d'un pistolet et un embout et placer les aliquots dans 2 cryotubes (minimum 60 µL).

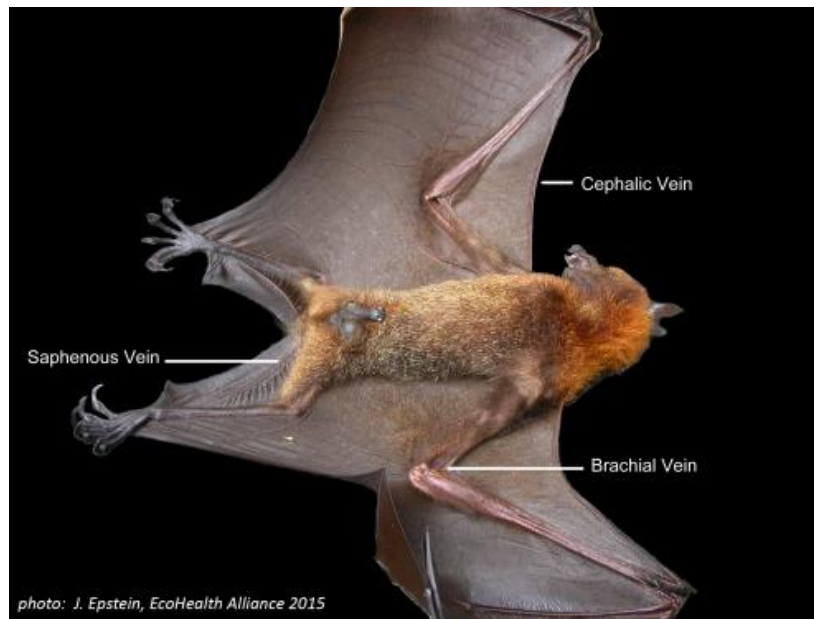


Figure 1. Préférence des sites de ponction veineuse pour les grandes chauves-souris (> 100g). Remarque: Appliquer une pression avec une boule de coton pour obtenir l'hémostase après le prélèvement de sang, en particulier avec la veine ou l'artère brachiale, qui sont étroitement associées aux veines à pression plus élevée comparée à la veine céphalique ou saphène. (de Newman, Field, de Jong and Epstein, FAO 2011)

- v. **Pour les chauves-souris <100 g:** Utiliser un tube hématocrite en verre hépariné de 75 µL pour recueillir le sang. La chauve-souris est retenue dans une main et l'aile est légèrement prolongée par le poignet. L'artère ou la veine radiale est perforée à l'aide d'une aiguille stérile 25G (jauge) et une goutte de sang va se former. Collecter du sang jusqu'à 0,6% de masse corporelle (par exemple, 6µL par gramme) en utilisant des tubes d'hématocrite. Utiliser une ampoule pour expulser le sang total dans un cryotube contenant 500µL de VTM. **A l'aide du coton, appliquer une pression sur le site de la piqûre jusqu'à ce qu'à l'arrêt du saignement (environ 1 minute).** Les tubes hématocrite peuvent être centrifugés en utilisant une centrifugeuse à hématocrite portable pour séparer le sérum. Marquer les tubes en verre (en utilisant une lame de rasoir ou un couteau X-acto) où le sérum rencontre les fractions de globules rouges et briser soigneusement le tube. Utilisez une ampoule pour expulser le sérum dans le micro-cryotube et congeler. Si deux ou plusieurs tubes capillaires sont remplis, recueillir deux aliquots de sérum. Préserver les caillots de globules rouges restants dans un cryotube séparé et congelé.
 - vi. **Ne pas récapuchonner l'aiguille.** Placez l'aiguille dans la boîte à élimination des objets tranchants et la seringue dans le sac à ordures biologique. Déverser des déchets médicaux dans un incinérateur ou un autre conteneur à élimination sécurisée des déchets médicaux lorsque cela est possible.
 - vii. Les chauves-souris doivent être totalement sorties de l'anesthésie avant d'être libérée pour éviter les blessures.
- e. **Écouvillonnage urogénitales / Urine** -. Lors de la manipulation des chauves-souris, collecter deux écouvillons urogénitales et placer un dans 500 µL de VTM et l'autre dans 500 µL de Trizol. Si la chauve-souris urine, recueillir deux échantillons de 500 µL d'urine à un rapport optimal de 1 partie d'urine : 1 partie VTM et 1 partie d'urine : 1 partie Trizol (par exemple, ~ 500 µL d'urine de chauves-souris dans 500 µL de Trizol). Conserver les échantillons dans une bombonne contenant la vapeur d'azote ou de l'azote liquide et transférer dans un congélateur à -80 ° C lorsque cela est possible.
- Note:** *les Grandes chauves-souris ont tendance à uriner quand elles sont retirées du sac en coton. L'urine peut être recueillie à cet instant à l'aide d'une pipette ou d'un tube. L'urine peut également être recueillie à l'aide d'une pipette à partir d'une surface mais la contamination est plus probable et cela devrait être évité.*
- f. **Échantillonnage Nécropsie** - En cas de décès accidentel avant ou pendant l'échantillonnage des animaux, ou lorsque les animaux morts sont disponibles pour l'échantillonnage opportuniste, **prélever des échantillons de tissus** - environ 200mg des parties adjacentes (taille d'un pois) de chaque type de tissu: congeler une partie à -80 ° C, et stocker l'autre partie à la température ambiante, dans 10% de formol. Dans ces cas, recueillir autant de sang que possible. La ponction cardiaque est recommandée.

Recueillir environ 200 mg (petit pois) d'échantillons des tissus suivants:

- Surréal
- Côlon
- Cœur
- Foie
- Ganglion lymphatique
- Ovaire
- Testicules
- Caecum
- Duodénum
- Un rein
- Poumon
- Rate
- Pancréas
- Autre, si nécessaire

200 mg de chaque tissu devrait être placé dans un cryotube sec et congelé immédiatement. Quand la taille permet, un deuxième échantillon de chaque organe, 1cm³ environ devrait être placé dans un petit tube contenant 10% de formol et conservé à la température ambiante pour histopathologie

Si l'euthanasie est nécessaire voir le AAZV et [les directives de l'AVMA \(section 8.5.2\)](#).

Données supplémentaires à collecter:

L'identification supplémentaire et les mesures biométriques peuvent être collectées à la discrétion de la partie d'échantillonnage, même si elles ne sont pas obligatoires (sauf si elles sont nécessaires pour l'identification des espèces).

- Photographie du corps entier
- Identifier les photos caractéristiques
- Classe d'âge *
- Sexe
- Poids
- L'état corporel **
- Mesures biométriques (voir la section Biométrie ci-dessous pour plus de détails)
- Mesures morphométriques supplémentaires
- Le statut de la reproduction

* **Les classes d'âge** - Pour certaines espèces de chauves-souris, il sera possible de les classer dans l'une des trois classes d'âge:

- **Juvenile pré-sevré** - le bébé est encore accroché à la mère et suce le lait.
- **Juvenile** - bébé est indépendant de la mère, peut être de taille adulte, mais sexuellement immatures. Absence de caractéristiques sexuelles secondaires telles que les mamelons allongées, pas gravides au moment de la capture, et pour les chauves-souris Ptéropodes mâles, minuscules barbules présents sur le gland du pénis. Fusion incomplète de symphyse phalangienne (tête de la phalange pas encore fusionnée avec l'arbre de la phalange comme vu quand l'aile est rétro - éclairé - cela est plus évident avec de plus grandes chauves-souris).
- **Adulte** - caractéristiques sexuelles secondaires présents, gravide ou allaitantes, la taille adulte. Fusion complète de la symphyse phalangienne.

**** l'état corporel :** Pour les grandes chauves-souris frugivores, il est également utile d'évaluer la condition physique basée sur la masse des muscles pectoraux - une mesure rapide et subjective de l'état et la robustesse nutritionnelle, qui est un outil utile pour évaluer l'état de santé dans le contexte de l'infection. Enregistrer la masse des muscles pectoraux comme l'une des trois catégories suivantes: «Pauvre» (émacié, sternum proéminent), "Juste" (plat sur les muscles pectoraux et le sternum), "Bon" (les muscles pectoraux sont arrondis et étendus / renflement au-delà du sternum).

L'identification des espèces :

1. Les photographies numériques suivantes * doivent être prises de chaque chauve-souris où il y a incertitude quant à l'identification des espèces :
 - a. Tout le corps en présentation antéro-postérieure et les ailes étendues avec une carte d'identité où figurent le numéro d'identification unique
 - b. Tout le visage antérieur (réglage macro)
 - c. Tout le visage / tête latérale (réglage macro)
 - d. Vue séparant le Pelage ventral et dorsal (réglage macro)

** Un EPI adéquat doit être porté à tout temps lorsqu'on tient les animaux, y compris lors de la prise des photos ou des mesures.*

2. Les mesures biométriques (en millimètres) énumérées ci-dessous devraient être prises. Cependant, la collecte de ces mesures ajoute le temps de l'effort d'échantillonnage. Pour les micro-chauves-souris, ces mesures sont communes et utiles pour l'identification ; néanmoins les besoins spécifiques varient selon l'espèce et par région. Si vous êtes dans le doute d'une identification, consulter les textes de référence pour le genre ou la famille et essayer de déterminer quelles caractéristiques sont pertinentes pour ce groupe. Quelqu'un avec une expérience dans l'identification Microchiroptères dans la région est généralement nécessaire pour cela.

Les mesures biométriques des microchiroptères (selon Menzel et al., 2002)

- a. La longueur de l'avant-bras/radius (du coude au poignet)
- b. La longueur de l'oreille (la plupart de la pointe distale de l'oreille jusqu'au milieu de la base)
- c. La longueur du *Tragus* (haut de *tragus* à la base de l'oreille)
- d. La longueur du corps (mesurée avec la chauve-souris en décubitus ventral de la pointe du nez à la base de la queue).
- e. Longueur postérieure du pied (de la cheville aux orteils)
- f. La longueur de la queue (de la base au sommet)
- g. La longueur du Tibia (du genou à la cheville)

Les mesures biométriques Megachiroptères (selon Menzel et al., 2002)

- a. La longueur de l'avant-bras/radius (coude au poignet)
- b. La longueur de la tête
- c. La longueur du corps

Pour les plus grands chauves-souris frugivores, il est également utile d'évaluer la condition physique basée sur la masse des muscles pectoraux - une mesure rapide et subjective de l'état et la robustesse nutritionnelle, ce qui est utile pour évaluer l'état de santé dans le contexte de l'infection. Enregistrer la masse des muscles pectoraux comme l'une des trois catégories suivantes: «Pauvre» (émacié, sternum proéminent), "Juste" (plat sur les muscles pectoraux et le sternum), "Bon" (muscles pectoraux sont arrondis et étendus / renflement au-delà du sternum).

3. Sur la base de ces caractéristiques morphométriques et d'autres caractéristiques uniques appropriées, identifier les chauves-souris au genre, espèce (si possible), classe d'âge et le sexe. Pour les chauves-souris femelles, déterminer le statut de la grossesse en palpant délicatement l'état de l'abdomen et l'allaitement en essayant doucement faire couler le lait des mamelons.
4. Libérer les chauves-souris le plus près possible de leur site de capture.
5. Si un dispositif d'enregistrement sonore est disponible, pour les Microchiroptères, enregistrer des appels de la chauve-souris lors de la libération. Ces enregistrements peuvent aider à l'identification des spécimens et la compilation des ressources pour identifier les chauves-souris dans la région.

Section 5.2.7e. References

Food and Agriculture Organization of the United Nations. 2011. Investigating the role of bats in emerging zoonoses: Balancing ecology, conservation and public health interests. Edited by S.H. Newman, H.E. Field, C.E. de Jong and J.H. Epstein. FAO Animal Production and Health Manual No. 12. Rome. <http://www.fao.org/docrep/014/i2407e/i2407e00.pdf>

Heard D., J. Towles , and D. LeBlanc. (2006) Evaluation of medetomidine/ketamine for shortterm immobilization of variable flying foxes (*Pteropus hypomelanus*). *Journal of Wildlife Diseases* 42(2) 437-41.

Jonsson N. N., S.D. Johnston, H. Field, C. De Jong, and C. Smith (2004) Field anaesthesia of three Australian species of flying fox. *The Veterinary Record* 154:664.

LeBreton, M., J. D. LeDoux and J.M. Takuo (2009) GVFI-Cameroon Field Sample Collection and Processing Protocol Bats, Rodents and Shrews, Cameroon. September 2009.

Menzel M.A., J. M. Menzel, S. B. Castleberry, J. Ozier, W.M. Ford and J.W. Edwards (2002) Illustrated Key to Skins and Skulls of Bats in the Southeastern and Mid-Atlantic States. USDA Forest Service, PA. 10p (Accessed 25.04.09 : http://www.fs.fed.us/ne/newtown_square/publications/research_notes/pdfs/2002/rnne376.pdf)

Smith,C., C. DeJong and H.E. Field (2010) Sampling small quantities of blood from microbats. *Acta Chiropterologica*. 12(1): 255-258.

Section 5.2.7f. Annexe I. Fourniture et liste d'équipement

Remarque: les détails de l'offre, la disponibilité, et les sources des fournisseurs peuvent varier.

EPI

- Vêtements dédiés (par exemple, une combinaison ou d'autres vêtements qui peuvent être portés avant l'échantillonnage et enlevés après l'échantillonnage)
- Écran facial flexible ou autre protection oculaire
- Respirateur N95 ou P100
- Gants d'examen en nitrile
- Chaussures Lavables

Premiers secours

- Bétadine ou (ou chlorure de benzalkonium)
- Trousse de premier secours (avec un vaccin prophylactique post-exposition si l'on travaille dans des zones reculées où le vaccin n'est pas rapidement accessible)

Collecte de données

- Fiches techniques (ou tablette EIDITH pour la saisie directe de données)
- Des crayons
- GPS

Captage et Manipulation

- Filets japonais, des poteaux et des cordes
- bande de repérage
- Des gants en cuir
- Les sacs de contention
- Balance électronique/à ressort
- Pied à coulisse
- Règles en acier inoxydable pour mesure de l'aile
- Grand sac à fermeture étanche
- Equipement de restriction chimique
- Caméra
- Guides d'identification

Échantillonnage

- Plateaux pour manipulation
- Marqueurs permanents de laboratoire pour la numérotation des tubes
- Cryotubes
- Aiguilles 25G, 27G
- Les aiguilles et les seringues pour collecter le sang
- Écouvillons stériles (dacron / polyester)

v.28nov2016

Modes opératoires PREDICT: chauves-souris - 13

- Etiquettes résistantes pour cryotube
- Crémaillère pour cryotube
- Cryoboîtes et diviseurs
- Tubes hématocrites en verre héparinés de 75 µL
- Vacutainers plastique (EDTA et sec)
- Pipettes et embouts jetables
- Tampons
- Centrifugeuse portable pour vacutainers
- Centrifugeuse portable pour tubes hématocrite
- Cryogants
- Pince à pointe fine
- Ciseaux
- Kit de Dissection
- Réactif Trizol
- Milieu de Transport des Virus (VTM)
- Réactif RNAlater
- Formol tamponné
- Éthanol à 95%
- Allumettes/briquet
- Bombonne d'azote liquide / azote liquide

Élimination des déchets et décontamination

- Papier essuie-tout
- Conteneurs d'objets tranchants
- Eau de Javel
- Éthanol à 95%
- Sacs poubelle pour déchets biologiques
- Pulvérisateurs