



*Méthodes d'échantillonnage des
oiseaux sur le terrain*



**Collecte de tissus pour
l'analyse du mercure
2024**



MÉTHODES D'ÉCHANTILLONAGE DES OISEAUX SUR LE TERRAIN

Collection of Tissues for Mercury Analysis

Octobre 2024



Biodiversity Research Institute

276 Canco Road

Portland, Maine, USA 04103

+1 (207) 839-7600

bri@briwildlife.org

www.briwildlife.org

Le Biodiversity Research Institute (BRI) est une organisation à but non lucratif de type 501(c)3 située à Portland, dans le Maine, aux États-Unis. Fondé en 1998, le BRI se consacre au soutien de la santé mondiale par le biais de la recherche écologique collaborative, de l'évaluation de la santé des écosystèmes, de l'amélioration de la sensibilisation à l'environnement et de l'information sur la prise de décision fondée sur la science.



TRACE

L'initiative TRACE (Tropical Research for Avian Conservation and Ecotoxicology) est un réseau international de recherche collaborative qui génère des connaissances scientifiques pour informer la conservation des oiseaux tropicaux par le biais d'un suivi écotoxicologique. TRACE s'est développé à partir de plus d'une décennie de recherche sur l'échantillonnage des oiseaux par le BRI en Amérique centrale et dans les Antilles. Aujourd'hui, TRACE soutient et encourage la collaboration directe avec les chercheurs du monde entier, en particulier les étudiants basés dans des institutions tropicales, qui collectent du sang entier, des plumes ou des oeufs d'oiseaux tropicaux. Contactez-nous pour plus d'informations.

Suggested Citation:

Evers DC, Savoy L, DeSorbo C, Regan K, Persico C, Sayers CJ II. 2024. Méthodes d'échantillonnage des oiseaux sur le terrain : collecte de tissus pour l'analyse du mercure (version française). Report BRI 2024-11, Biodiversity Research Institute, Portland, Maine, USA.

Cover photographs © BRI-Ed Jenkins: From top: Hamerkop Kimangop; Black-tailed Oriole; African Darter.

Table des matières

1.0 Prélèvement de sang total.....	1
1.1 Fournitures pour la ponction veineuse.....	2
1.2 Procédure de prélèvement direct à l'aide d'une seringue manuelle (grands oiseaux UNIQUEMENT).....	3
1.3 Procédure de prélèvement direct à l'aide d'une aiguille papillon (grands oiseaux UNIQUEMENT).....	5
1.4 Procédure de ponction.....	7
1.5 Procédure de conservation du sang sur carte Whatman®	
2.0 Collecte des plumes	10
2.1 Fournitures pour le prélèvement des plumes.....	11
3.0. Prélèvement d'œufs.....	11
3.1 Fournitures pour le prélèvement d'œufs.....	11
4.0 Tableaux de procédure.....	12
5.0 Exigences en matière de métadonnées.....	14
6.0 Stockage des échantillons.....	15
7.0 Expédition des échantillons.....	15
7.1 Permis requis.....	16
8.0 Références.....	17

1.0 Prélèvement de sang total

La collecte et l'analyse non létales d'échantillons de sang entier chez les oiseaux sont utilisées pour identifier l'absorption alimentaire récente de contaminants, tels que le mercure (Evers 2018), et divers isotopes stables (c'est-à-dire $\delta^{13}\text{C}$, $\delta^{15}\text{N}$, $\delta^{34}\text{S}$) qui permettent de reconstruire le régime alimentaire et d'identifier les origines migratoires. Les échantillons de sang peuvent être obtenus par deux techniques de ponction veineuse : le prélèvement direct et le perçage. La ponction directe est généralement utilisée sur les oiseaux de grande taille, tels que les oiseaux d'eau et les rapaces, et permet de prélever un plus grand volume de sang.

Le piercing convient mieux aux oiseaux de petite taille, tels que les passereaux migrateurs. Bien que le sang puisse être prélevé à n'importe quel endroit chez les oiseaux de plus grande taille et que le biologiste ou le vétérinaire sur place puisse le déterminer, le BRI recommande de prélever le sang au niveau du métatarse (jambe) ou de la veine cubitale cutanée (aile ; figure 1). Sur les oiseaux plus petits, le sang ne doit être prélevé qu'au niveau de la veine cubitale cutanée (figure 2).

Les tubes capillaires à microhématocrite sont préférables pour les analyses de laboratoire, mais ils nécessitent des dispositions spécifiques en matière de stockage et d'expédition (voir 6.0 Stockage des échantillons et 7.0 Expédition des échantillons). Si les tubes capillaires ne sont pas disponibles, les vacutainers constituent une solution de remplacement adéquate et permettent de stocker un volume d'échantillon plus important.

IMPORTANT:

- Les analyses de contaminants nécessitent que le sang soit conservé dans des récipients héparinés au lithium, tandis que les analyses d'isotopes stables nécessitent que le sang soit conservé dans des récipients stériles. Pour faciliter le stockage et l'expédition des échantillons, le sang séché sur des cartes Whatman peut être utilisé pour les analyses des contaminants et des isotopes stables (Perkins et Basu 2018 ; Barst et al. 2020).
- En cas d'importation d'échantillons provenant de pays concernés par la maladie exotique de Newcastle (END) ou le sous-type H5N1 de l'influenza aviaire hautement pathogène (IAHP) dans des laboratoires non certifiés BSL-2, l'IRB recommande vivement de prélever le sang à l'aide de cartes Whatman afin d'éviter les restrictions à l'importation/exportation. Cependant, le BRI est un laboratoire certifié BSL-2 et peut accepter du sang total dans n'importe quel récipient.

Règle empirique pour le volume maximum de sang : L'extraction de sang ne devrait jamais dépasser 1 % du poids corporel total de l'oiseau (Fair et al. 2010). Le sang représente environ 10 % du poids d'un oiseau (McGuill et Rowan 1989) ; on peut donc prélever jusqu'à 10 % du volume de sang d'un oiseau. Par exemple, un Plongeon huard (*Gavia immer*) adulte de 5 000 g contient environ 500 g de sang. On peut donc prélever au maximum 50 g de sang (1 g = 1 ml). Un oiseau chanteur de 20 g a 2 g de sang ; on peut donc prélever au maximum 0,2 ml ou 200 μl de sang.

IMPORTANT:

Le BRI ne recommande pas de prélever la quantité maximale pour une espèce donnée. Les procédures spécifiques de prélèvement de sang pour les différents groupes taxonomiques sont examinées dans les sections 1.2 à 1.4.

1.1 Fournitures pour la ponction veineuse*

Liste de contrôle pour la procédure générale
<input type="checkbox"/> Data sheet
<input type="checkbox"/> Carte du pays/site d'échantillonnage
<input type="checkbox"/> Glacière portable (~5L)
<input type="checkbox"/> Bloc réfrigérant
<input type="checkbox"/> Tampons d'alcool isopropylique
<input type="checkbox"/> Boules de coton sèches
<input type="checkbox"/> Marqueur permanent Sharpie™ ultra-fin
<input type="checkbox"/> Sandwich-size Ziploc™ plastic bags
<input type="checkbox"/> Conteneur portable pour objets tranchants
<input type="checkbox"/> Optional: Cartes de sang Whatman
<input type="checkbox"/> Optional: Sachets de gel de silice déshydratant (pour le stockage des cartes Whatman uniquement)

Liste de contrôle pour le prélèvement de sang	
Procédure de prélèvement direct à l'aide d'une seringue manuelle (pour les grands oiseaux uniquement)	Pour la procédure de perçage
<input type="checkbox"/> Seringues de 3 cc avec aiguilles de calibre 21-25 ou aiguilles papillon de calibre 21-25 avec tubulure de 7 pouces avec porte-tubes de prélèvement sanguin	<input type="checkbox"/> Aiguilles hypodermiques de calibre 22-25 (pour les grands oiseaux) ou de calibre 26-27 (pour les petits oiseaux)
<input type="checkbox"/> Vacutainers héparinés au lithium de 6 mL (bouchon vert, uniquement pour les analyses de contaminants)	<input type="checkbox"/> Tubes capillaires micro-hématocrites (héparinés pour les contaminants, stériles pour les isotopes stables)
<input type="checkbox"/> Vacutainers stériles de 6 mL (pour les analyses d'isotopes stables uniquement)	<input type="checkbox"/> Leica Microsystems Critoseal™
	<input type="checkbox"/> Vacutainer d'archives de 6 mL

1.2 Procédure de prélèvement direct à l'aide d'une seringue manuelle (pour les grands oiseaux UNIQUEMENT)

En règle générale, 1 à 10 mL de sang total sont prélevés sur les oiseaux de grande taille. Un minimum de 0,5 ml doit être prélevé pour l'analyse du mercure. Pour des raisons d'archivage, BRI recommande de prélever 1 ml, qui peut être utile pour des analyses de contaminants supplémentaires.

Suivez cette procédure :

1. Séparer les plumes et stériliser la zone de collecte avec une lingette d'alcool isopropylique.
2. Localisez la veine souhaitée.
3. Désoperculer l'aiguille.
4. Après évaporation de l'alcool, insérer l'aiguille parallèlement à la veine.
5. Commencez à dessiner avec la seringue manuelle (figure 1).
6. Prélevez 1 à 10 mL de sang total et sortez doucement de la veine.
7. Maintenez une boule de coton propre sur la zone de prélèvement jusqu'à ce que le saignement s'arrête (~10 secondes).
8. Si vous n'utilisez pas de cartes Whatman, passez à l'étape 15.
9. Si vous utilisez des cartes de Whatman, utilisez la seringue pour remplir partiellement 1 ou plusieurs tubes capillaires.
10. Utilisez un pied à coulisse pour mesurer la quantité de sang dans le tube capillaire en millimètres.
11. Utiliser le tube capillaire pour saturer les cercles de la carte de sang Whatman (figure 2).
12. Si vous utilisez un tube capillaire pour remplir deux cercles, veillez à utiliser des pieds à coulisse une deuxième fois pour mesurer la quantité de sang restant dans le tube après le remplissage du premier cercle.
13. Laissez la carte de sang sécher à l'air avant de l'étiqueter avec les métadonnées appropriées (voir 5.0 Exigences en matière de métadonnées), y compris la quantité de sang déposée dans chaque cercle, à l'aide d'un marqueur permanent (figure 3).
14. Conserver la carte dans un sac en plastique avec des sachets déshydratants.

IMPORTANT:

Avoid filling vials completely as the top will pop off under pressure.
BRI recommends filling the vial to two-thirds (2/3) full.

15. Injecter le sang prélevé dans le(s) vacutainer(s) de sang hépariné au lithium (bouchon vert) ou dans le(s) vacutainer(s) de sang stérile(s) en fonction de l'analyse souhaitée (voir 4.0 Tableaux de procédure).
16. Étiqueter le(s) vacutainer(s) avec les métadonnées appropriées à l'aide d'un marqueur permanent (voir 5.0 Exigences en matière de métadonnées).
17. Conserver les échantillons de sang dans une glacière avec des blocs de réfrigérant immédiatement sur le terrain et les transférer dans un congélateur dans les 24 heures suivant le prélèvement (voir 6.0 Stockage des échantillons).
18. Jeter les aiguilles usagées et l'excédent d'emballage dans le conteneur pour objets tranchants.



Figure 1. Prélèvement direct de sang dans la veine cubitale cutanée à l'aide d'une seringue manuelle.

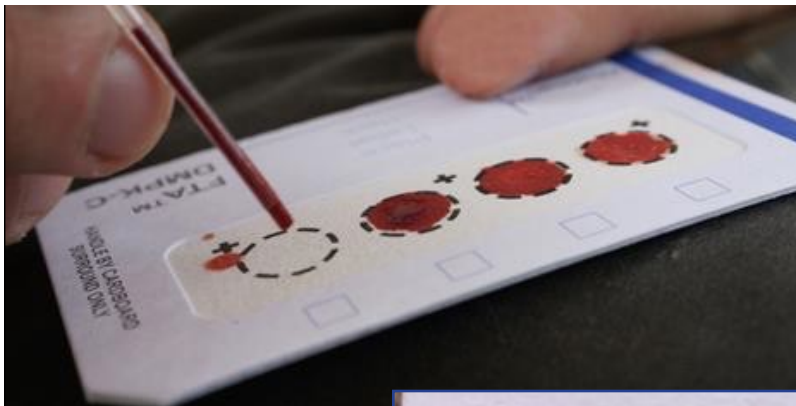


Figure 2. Remplissage des cercles de la carte de sang Whatman avec un tube capillaire rempli.

IMPORTANT:

Tous les échantillons DOIVENT avoir un nom unique numéro d'identification de l'échantillon (numéro d'identification) qui est étiqueté correctement et lisiblement.

Les instructions relatives à l'étiquetage sont décrites dans la Section 5.0 Exigences en matière de métadonnées

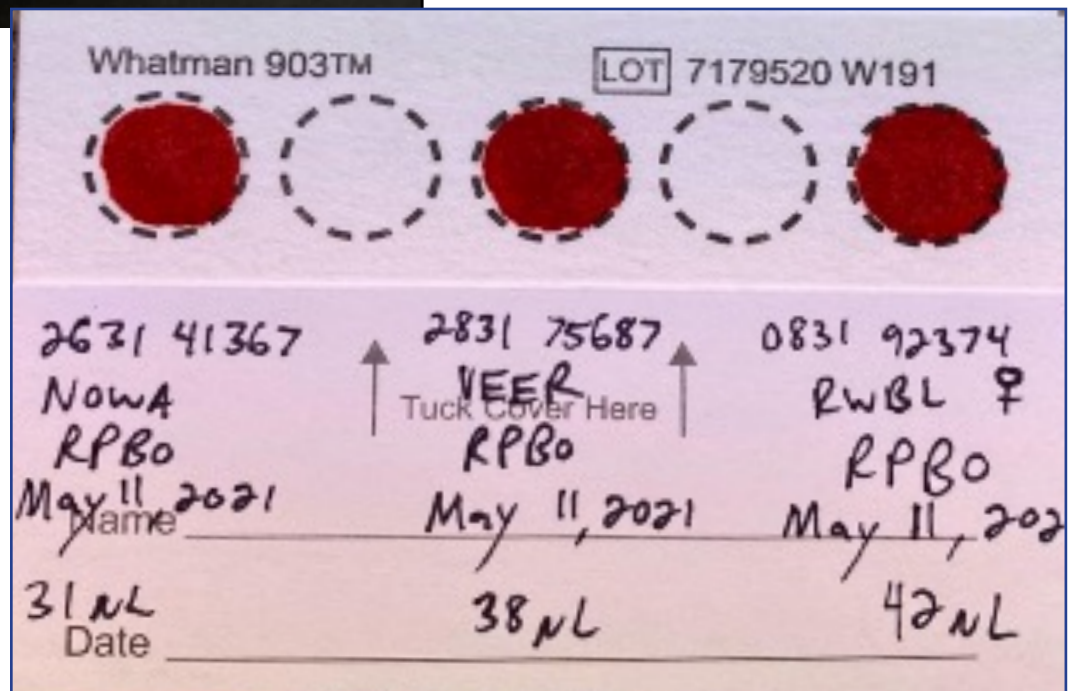


Figure 3. Carte Whatman remplie avec les métadonnées appropriées.

1.3 Procédure de tirage direct à l'aide d'une aiguille papillon (pour les grands oiseaux UNIQUEMENT)

Suivez cette procédure :

1. Fixez l'aiguille papillon au support du tube de prélèvement sanguin.
2. Localisez la veine métatarsienne et stérilisez la zone de prélèvement à l'aide d'une lingette imbibée d'alcool.
3. Après évaporation de l'alcool, retirez la protection en plastique de l'extrémité papillon de l'aiguille.
4. En tenant l'aiguille dans l'axe de la veine et le biseau tourné vers l'extérieur de l'os, pénétrer la peau au niveau de l'articulation tibiotarsienne et pénétrer dans la veine d'un seul mouvement souple. Pénétrez dans la veine de manière à ce que la pointe de l'aiguille soit orientée vers l'oiseau.

IMPORTANT:

Ne traversez pas les deux parois veineuses, juste celle du haut. Une petite quantité de le sang devrait commencer à pénétrer dans le tube de l'aiguille papillon.

5. En tenant fermement le cylindre, insérer un vacutainer de sang hépariné au lithium (bouchon vert) ou un vacutainer de sang stérile (en fonction de l'analyse souhaitée, voir 4.0 Tableaux de procédure) dans la grande extrémité du cylindre en pénétrant le bouchon avec l'aiguille recouverte de caoutchouc. Le sang doit s'écouler dans le vacutainer. Lorsque le tube est rempli à la quantité souhaitée, le retirer du barillet et inverser délicatement le vacutainer plusieurs fois (figure 4).
6. Lorsque tous les vacutainers ont été remplis, placez un coton sur l'aiguille et retirez doucement l'aiguille de la veine. Appliquez une pression sur le point de ponction avec le coton jusqu'à ce que le saignement s'arrête.
7. Utiliser le sang dans la tubulure de l'aiguille papillon pour remplir quatre tubes capillaires. Sceller les tubes capillaires à l'aide de Critoseal™ et les placer dans un vacutainer d'archive de 6 mL.
8. Étiqueter correctement tous les vacutainers avec les métadonnées appropriées à l'aide d'un marqueur permanent (voir 5.0 Exigences en matière de métadonnées).
9. Si vous utilisez des cartes de Whatman, sélectionnez l'un des tubes capillaires, avant de le sceller, pour déposer le sang sur la carte.
10. Utilisez un pied à coulisse pour mesurer la quantité de sang dans le tube capillaire en millimètres.
11. Utiliser le tube capillaire pour saturer les cercles de la carte de sang Whatman.
12. Si vous utilisez un tube capillaire pour remplir deux cercles, veillez à utiliser des pieds à coulisse une deuxième fois pour mesurer la quantité de sang restant dans le tube après le remplissage du premier cercle.
13. Laissez la carte de sang sécher à l'air avant de l'étiqueter avec les métadonnées appropriées (voir 5.0 Exigences en matière de métadonnées), y compris la quantité de sang déposée dans chaque cercle, à l'aide d'un marqueur permanent.
14. Conserver la carte dans un sac en plastique avec des sachets déshydratants.
15. Placez le coton dans une enveloppe en papier et étiquetez l'enveloppe comme décrit dans la section 5.0 (voir 5.0 Exigences en matière de métadonnées).

16. Conservez les échantillons de sang dans une glacière avec des blocs réfrigérant immédiatement sur le terrain et transférez-les dans un congélateur dans les 24 heures suivant le prélèvement (voir 6.0 Conservation des échantillons).
17. Jeter les aiguilles usagées et l'excédent d'emballage dans le conteneur pour objets tranchants.



1.4 Procédure de perçage

Suivez cette procédure :

1. Séparer les plumes et stériliser la zone de collecte avec une lingette d'alcool isopropylique.
2. Localiser la veine cubitale cutanée dans l'aile (figure 5).
3. Désoperculer l'aiguille.
4. Après évaporation de l'alcool, piquez la veine avec l'aiguille en pénétrant doucement parallèlement à la veine.
5. Sortez doucement de la veine et laissez le sang s'accumuler (cela se produit généralement très rapidement).
6. Prélevez du sang en plaçant un tube capillaire hépariné au lithium ou stérile (en fonction de l'analyse souhaitée, voir 4.0 Tableaux de procédure) sous la poche de sang.v : le fait de tenir le tube à un angle inférieur permet au sang d'être plus facilement aspiré dans le tube par action capillaire.

IMPORTANT:
Ne pas traverser les deux parois de la veine, mais seulement la paroi supérieure

IMPORTANT:
Remplissez le tube capillaire au moins à moitié, mais pas à plus des trois quarts (Figure 6).

7. Prélever 1 à 3 tubes capillaires en fonction de la masse de l'oiseau.
8. Maintenez une boule de coton propre sur la zone de prélèvement jusqu'à ce que le saignement s'arrête (~10 secondes).
9. Si vous n'utilisez pas de cartes Whatman, passez à l'étape 15.
10. Utilisez un pied à coulisse pour mesurer la quantité de sang dans le tube capillaire en millimètres.
11. Utiliser le tube capillaire pour saturer les cercles de la carte de sang Whatman.
12. Si vous utilisez un tube capillaire pour remplir deux cercles, veillez à utiliser des pieds à coulisse une deuxième fois pour mesurer la quantité de sang restant dans le tube après le remplissage du premier cercle.
13. Laisser la carte de sang sécher à l'air avant de l'étiqueter avec les métadonnées appropriées (voir 5.0 Exigences en matière de métadonnées), y compris la quantité de sang dans chaque cercle, à l'aide d'un marqueur permanent.
14. Conserver la carte dans un sac en plastique avec des sachets déshydratants.
15. Utiliser Critoseal™ pour sceller chaque extrémité des tubes capillaires.
16. Placer les tubes capillaires dans un vacutainer d'archives de 6 ml et les étiqueter correctement avec les métadonnées appropriées à l'aide d'un marqueur permanent (voir 5.0 Exigences en matière de métadonnées).
17. Conserver les échantillons de sang des tubes capillaires dans une glacière avec des blocs de glace immédiatement sur le terrain et les transférer dans un congélateur dans les 24 heures suivant le prélèvement (voir 6.0 Stockage des échantillons).
18. Jeter les aiguilles usagées et l'excédent d'emballage dans le conteneur pour objets tranchants.

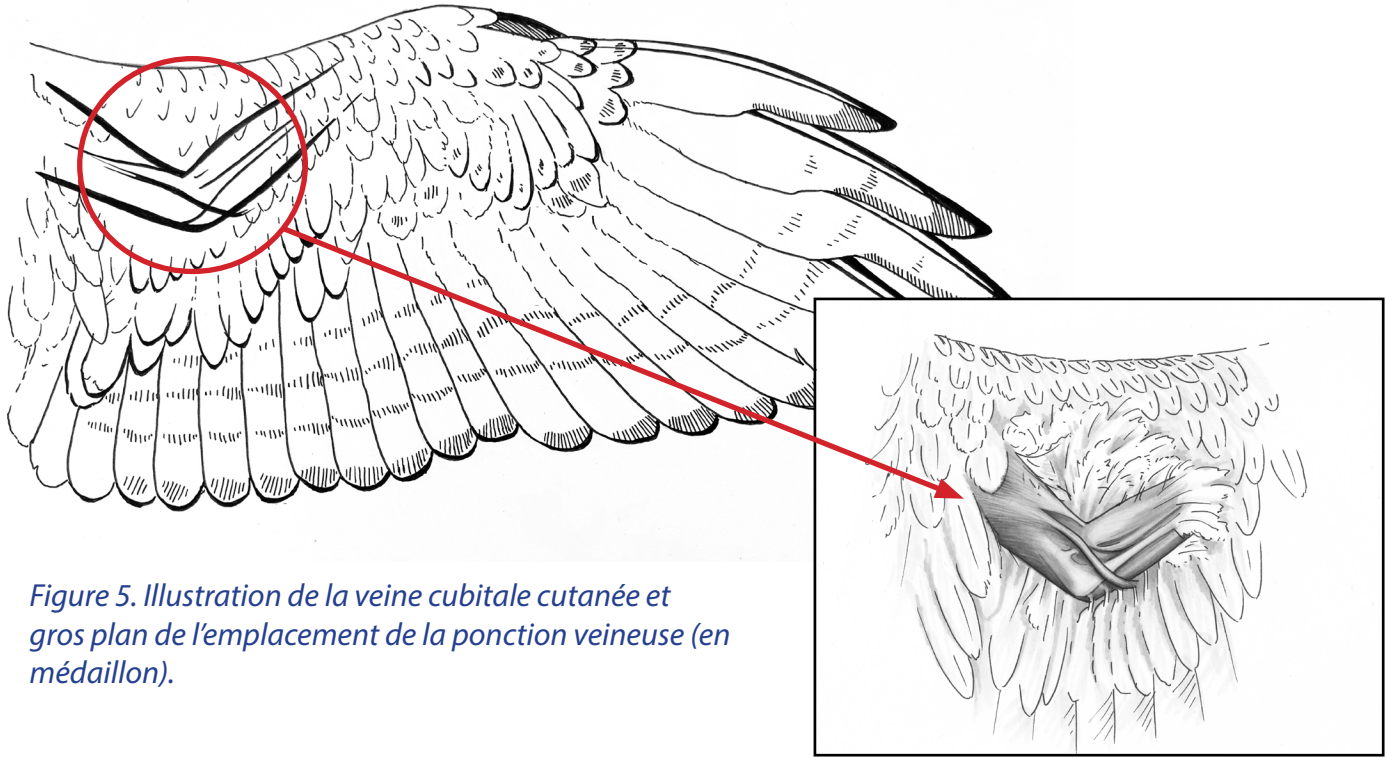


Figure 5. Illustration de la veine cubitale cutanée et gros plan de l'emplacement de la ponction veineuse (en médaillon).



Figure 6. Tube capillaire recueillant le sang après avoir percé la veine.

2.0 Prélèvement de plumes

La collecte d'échantillons de plumes est utile pour identifier la charge corporelle de métaux lourds, tels que le mercure, car le méthylmercure est généralement transféré aux plumes pendant la croissance des plumes (Evers 2018). La collecte symétrique de deux plumes est utile pour mesurer l'asymétrie fluctuante. Les plumes sont également couramment analysées pour les isotopes stables afin de fournir des informations sur les origines natales ou de mue, le niveau trophique et les habitudes alimentaires. Comme différentes plumes peuvent muer et repousser à différents moments de l'année, les objectifs de l'étude doivent informer sur la sélection des plumes.

Toutes les plumes peuvent être analysées pour le mercure, mais les plumes de vol secondaires, les plumes de la queue (rectrices), les plumes du dos et les plumes des flancs sont des normes utiles en fonction de l'espèce cible.

- Pour les oiseaux de plus grande taille, tels que les oiseaux de mer, l'IRB prélève généralement deux secondes secondaires (S2), deux rectrices externes (R6) et 10 plumes de flanc, dans la mesure du possible (figure 7).
- Pour les rapaces et les passereaux migrateurs, l'ablation des plumes de vol peut avoir un impact négatif sur l'efficacité du vol, en particulier pendant la migration. Chez ces taxons, seules les rectrices et les plumes de flanc doivent être collectées.
- Les plumes dorsales sont également couramment échantillonnées chez les rapaces, car les différences d'usure et d'âge des plumes sont relativement visibles.
- Les plumes de flanc sont particulièrement utiles pour effectuer des analyses rétrospectives des concentrations de méthylmercure dans les spécimens de musée, car les conservateurs de musée n'approuvent généralement pas l'enlèvement des plumes de vol et de queue.

Étant donné que les concentrations de méthylmercure représentent 95 % ou plus du mercure total dans les plumes, l'analyse du mercure total, plutôt que du méthylmercure, est généralement suffisante pour évaluer l'exposition au mercure et le risque (Evers 2018). Cependant, les plumes provenant de spécimens de musée sont probablement compromises par les conservateurs à base de mercure couramment utilisés par les conservateurs de musée. Pour éviter de telles interférences dues à une contamination externe par le mercure, toutes les plumes provenant de spécimens de musée doivent être analysées pour déterminer les concentrations de méthylmercure (Perkins et al. 2019).

Pour déterminer l'emplacement de la deuxième plume secondaire (S2), examinez l'endroit où les primaires et les secondaires se rejoignent au milieu de l'aile (s'il est difficile de le déterminer, la plupart des oiseaux ont 10 primaires, les grèbes en ont 11 et les oiseaux chanteurs en ont 9 ou 10). Chez les grands oiseaux, coupez la plume S2 de chaque aile (c'est-à-dire deux plumes au total) le long du calamus (tige) au-dessus de l'ombilic supérieur (figure 8).

Pour certaines espèces, il n'est pas toujours possible ou recommandé de prélever les plumes secondaires et il est donc recommandé de prélever symétriquement les plumes extérieures de la queue (R6). Les plumes R6 et les plumes des flancs peuvent être collectées par plumage pour les oiseaux chanteurs. Pour les oiseaux plus grands, il peut être nécessaire de couper les plumes R6.

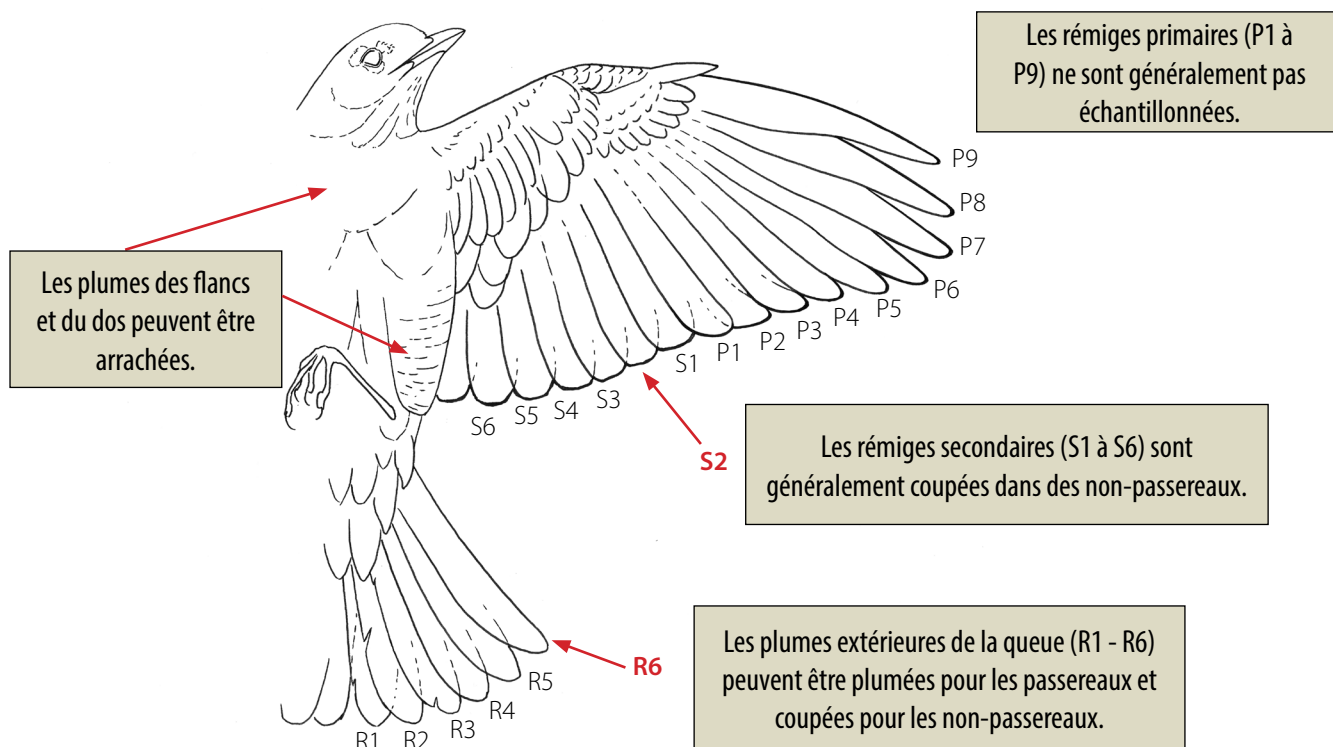


Figure 7. Illustration des emplacements standardisés pour l'échantillonnage des plumes sur un passereau typique.

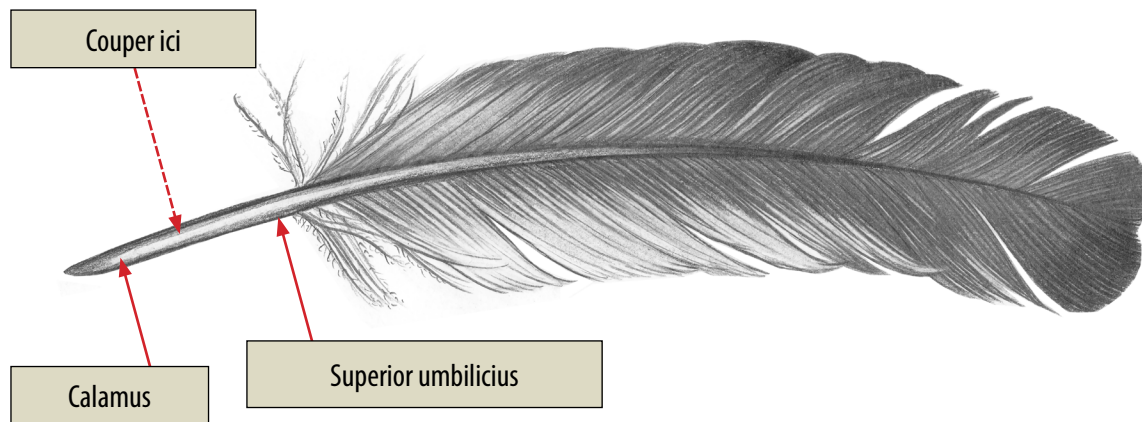


Figure 8. Coupe standardisée sur le terrain des plumes de vol secondaires.

Pour arracher les plumes, pincez fermement le calamus, relativement près de la base, et tirez doucement pour l'éloigner de la peau. Placez les échantillons des différents types de plumes dans des enveloppes en papier séparées et étiquetez-les avec les métadonnées appropriées à l'aide d'un marqueur permanent (voir 5.0 Exigences en matière de métadonnées).

2.0 Procédure de conservation du sang sur carte Whatman

1. Utilisez un pied à coulisse pour mesurer la quantité de sang dans le tube capillaire en millimètres
Enregistrer cette valeur.
2. Utilisez le tube capillaire pour saturer un cercle sur la carte Whatman® proteinsaver (Figure 9).



Figure 9. Remplissage des cercles de la carte Whatman® proteinsaver avec du sang provenant d'un tube capillaire.

3. Si vous utilisez un tube capillaire pour remplir deux cercles, mesurez la quantité de sang restant dans le tube après le remplissage du premier cercle avant de remplir le deuxième cercle. **Enregistrez cette valeur.**
4. Laissez la carte Whatman® sécher à l'air avant de l'étiqueter avec les métadonnées appropriées (voir section 5.0 Exigences en matière de métadonnées), y compris la quantité de sang déposée dans chaque cercle, à l'aide d'un marqueur permanent (Figure 10).
5. Conservez la carte dans un sac en plastique avec des sachets déshydratants.

2.1 Fournitures pour le prélèvement de plumes

- Petite pince coupante
- Enveloppes en papier de 33/8 pouces x 6 pouces
- Marqueur permanent Sharpie™ ultra-fin
- Sacs en plastique Ziploc™ de la taille d'un sandwich

3.0 Collection d'œufs

La collecte d'échantillons d'œufs pour l'analyse des contaminants, en particulier le mercure, est utile pour identifier les charges corporelles des femelles, puisque le méthylmercure peut être transféré aux œufs en développement pendant la période de ponte (Heinz et al. 2010).

Procédure de collecte des œufs:

1. Les œufs entiers sont souvent ramassés lorsqu'il est certain qu'ils ont échoué. Si l'œuf est froid ou dégage une odeur putride, marquez-le d'un « X » à l'aide d'un marqueur permanent.
2. Revenez à la prochaine étape le jour suivant. Si le « X » est toujours dans la même position que le jour précédent, ce qui indique que l'œuf n'a pas été retourné dans les 24 heures, ramassez l'œuf.
3. Étiqueter une étiquette d'échantillon imperméable avec les métadonnées appropriées (voir 5.0 Exigences en matière de métadonnées) et la placer avec l'œuf à l'intérieur d'un sac en plastique.
4. Sur le terrain, conservez les échantillons d'œufs dans une glacière avec des blocs réfrigérants puis transférez-les dans un réfrigérateur ou un congélateur dès que possible (voir 6.0 Conservation des échantillons). La manipulation des œufs inviables suit les mêmes procédures que celle des œufs viables.

3.1 Fournitures pour la collecte des œufs

- Sacs en plastique Ziploc™ de la taille d'un sandwich
- Étiquettes d'échantillons imperméables à l'eau (c'est-à-dire Rite-in-the Rain™)
- Marqueur permanent Sharpie™ ultra-fin

4.0 Tableaux de procédure

Tableau 1. Organigramme de la procédure d'échantillonnage des tissus pour l'analyse du mercure. La sélection des tissus dépend du (des) groupe(s) taxonomique(s) cible(s) et du (des) objectif(s) de la recherche.

Tissu souhaité	Méthode de collecte	Taxons focaux appropriés	Réceptacle	Montant minimum	Stockage
Sang	Tirage direct	Oiseaux d'eau, rapaces	Vacutainer, hépariné au lithium	0.5 mL	Congélateur
			Carte de Whatman	1 carte	Au réfrigérateur ou à température ambiante
	Perçage	Tous les taxons	Vacutainer hépa-riné au lithium	25 µL	Congélateur
			Carte de Whatman	1 carte	Au réfrigérateur ou à température ambiante
Plumes secondaires (S2)	Découpage	Oiseaux d'eau	Enveloppe en papier	2 plumes symétriques	Congélateur
Plumes de queue (R6)	Découpage	Oiseaux d'eau, rapaces	Enveloppe en papier	2 plumes symétriques	Au réfrigérateur ou à température ambiante
	Arracher	Oiseaux chanteurs	Enveloppe en papier	2 plumes symétriques	Au réfrigérateur ou à température ambiante
Plumes de flanc	Arracher	Tous les taxons	Enveloppe en papier	10 plumes	Au réfrigérateur ou à température ambiante
Plumes dorsales	Arracher	Rapaces	Enveloppe en papier	5 plumes	Au réfrigérateur ou à température ambiante
Œufs	N/A	Tous les taxons	Sac en plastique	1 œuf	Congélateur

Tableau 2. Organigramme de la procédure d'échantillonnage des tissus pour l'analyse des isotopes stables. La sélection des tissus dépend du/des groupe(s) taxonomique(s) cible(s) et du/des objectif(s) de la recherche.

Tissu souhaité	Méthode de collecte	Taxons focaux appropriés	Réceptacle	Montant minimum	Stockage
Sang	Tirage direct	Oiseaux d'eau, rapaces	Vacutainer stérile	0.5 mL	Congélateur
			Carte de Whatman	1 carte	Au réfrigérateur ou à température ambiante
	Perçage	Tous les taxons	Tube capillaire stérile	25 µL	Congélateur
			Carte de Whatman	1 carte	Au réfrigérateur ou à température ambiante
Plumes secondaires (S2)	Découpage	Oiseaux d'eau	Enveloppe en papier	2 plumes symétriques	Congélateur
Plumes de queue (R6)	Découpage	Oiseaux d'eau, rapaces	Enveloppe en papier	2 plumes symétriques	Au réfrigérateur ou à température ambiante
	Arracher	Oiseaux chanteurs	Enveloppe en papier	2 plumes symétriques	Au réfrigérateur ou à température ambiante
Plumes de flanc	Arracher	Tous les taxons	Enveloppe en papier	10 plumes	Au réfrigérateur ou à température ambiante
Plumes dorsales	Arracher	Rapaces	Enveloppe en papier	5 plumes	Au réfrigérateur ou à température ambiante
Œufs	N/A	Tous les taxons	Sac en plastique	1 œuf	Congélateur

5.0 Exigences en matière de métadonnées

Veillez inscrire clairement au moins les informations suivantes sur chaque flacon d'archives, enveloppe de pièces de monnaie en papier ou étiquette d'échantillon à l'aide d'un marqueur permanent:

- Numéro de bande, le cas échéant
- Nom commun de l'espèce (veuillez également inclure le nom scientifique de l'espèce si elle a été collectée en dehors des États-Unis). Il serait utile de mettre à jour les noms taxonomiques en fonction de la liste de contrôle eBird/Clements:
<https://www.birds.cornell.edu/clementschecklist/introduction/updateindex/october-2023/download/>
- Date (veuillez utiliser des lettres pour le mois au lieu de chiffres, par exemple, 11 mars 2021)
- Nom du lieu d'échantillonnage, état ou province et pays
- Type de plume, le cas échéant
- Âge et sexe de l'individu (par exemple, « Après la deuxième année, homme »), le cas échéant

Veillez organiser toutes les métadonnées en utilisant les modèles préférés. De plus amples informations sur les formulaires et les soumissions se trouvent dans l'annexe. Veillez organiser toutes les métadonnées en utilisant les modèles préférés. De plus amples informations sur les formulaires et les soumissions se trouvent dans l'annexe.

IMPORTANT:

Numéro d'identification pour les oiseaux non bagués:

Si un oiseau ne peut pas être bagué sur le terrain, l'individu et l'échantillon correspondant doivent recevoir un numéro d'identification unique (par exemple « Organisation-Pays-Unbanded0001 »), qui doit figurer à la fois sur le contenant de l'échantillon et sur la (les) fiche(s) de données.

Envoi d'échantillons à BRI ou TRACE:

Si vous fournissez des échantillons au BRI ou à l'initiative Tropical Research for Avian Conservation and Ecotoxicology (TRACE) en vue d'une collaboration, veuillez également envoyer dès que possible les données de baguage de tous les oiseaux échantillonnés sous la forme d'une feuille de calcul Excel ou d'un fichier .csv.

6.0 Stockage des échantillons

Veillez respecter ces exigences:

- Les échantillons de sang total dans des tubes capillaires ou des vacutainers doivent être immédiatement conservés dans une glacière avec de la glace ou des blocs réfrigérants sur le terrain.

IMPORTANT:

Les échantillons de sang doivent ensuite être transférés dans un congélateur **LE PLUS TÔT POSSIBLE**, ou dans les 24 heures suivant le prélèvement, et doivent rester congelés jusqu'à l'analyse. Alors que les métaux lourds, tels que le mercure, sont stables dans le sang, la congélation des échantillons empêche la dégradation du sang.

- Les taches de sang séchées sur des cartes Whatman doivent être conservées avec un sachet déshydratant dans des sacs en plastique séparés et scellés (pour réduire l'influence de l'humidité). L'idéal est de les conserver dans un réfrigérateur à 4°C (pour éviter les moisissures), mais elles peuvent également être conservées à température ambiante, à l'abri de la lumière directe du soleil, avant d'être expédiées et analysées.

7.0 Expédition des échantillons

Si vous soumettez des échantillons à BRI ou à l'initiative TRACE en vue d'une collaboration, *nous vous remercions de votre contribution!*

Au moins deux semaines avant l'envoi des échantillons, veuillez remplir le formulaire de soumission des métadonnées afin de laisser suffisamment de temps à l'IRB pour déposer les permis appropriés. L'IRB enverra par courriel un formulaire USFWS 3-177, USFWS MBTA, et un permis USDA 16-3 VS une fois que les permis auront été émis. Une fois que tous les autres permis ont été approuvés (voir 7.0. Permis requis), veuillez planifier une expédition avec le service de transport de votre choix.

Pour emballer les échantillons de tissus, veuillez suivre les instructions suivantes:

- Utilisez une petite glacière pour protéger et isoler tous les échantillons de sang et d'œufs pendant le transport.
- Placez un ou plusieurs blocs réfrigérant à l'intérieur de la glacière pour isoler le sang et les œufs congelés.
- Si les flacons d'archives sont en verre ou si des échantillons d'œufs sont inclus dans l'envoi, il est **IMPORTANT** de rembourrer les échantillons avec du papier bulle ou du papier journal à l'intérieur de la glacière pour éviter qu'ils ne se cassent.
- Les plumes et les taches de sang séché sur carte Whatman ne nécessitent pas d'emballage spécial ni de conservation au froid (si elles sont expédiées dans les 3 à 4 mois suivant la collecte).
- Placez la glacière dans une boîte en carton et remplissez l'espace vide avec des matériaux d'emballage supplémentaires, tels que du papier bulle ou du papier journal, pour sécuriser la glacière pendant le transport.
- Inclure un jeu de tous les permis et formulaires nécessaires en haut du matériel d'emballage avant de sceller le colis avec du ruban adhésif (voir 7.0. Permis requis).
- Joignez une deuxième série de copies de permis dans une pochette en plastique à l'extérieur du paquet.

Veillez inclure les détails (en anglais) suivants sur l'étiquette d'expédition et sur l'extérieur du colis::

Biodiversity Research Institute
276 Canco Road
Portland, Maine 04103, USA

WILDLIFE :: USFWS :: MBTA

EXTRA COPIES OF DOCUMENTS INSIDE BOX

IMPORTANT:

Pour éviter les retards postaux ou douaniers, les échantillons doivent être expédiés un lundi ou un mardi, et jamais juste avant un jour férié fédéral.

Lorsque le représentant du service d'expédition vous demande si vous expédiez des denrées périssables, répondez **NON**.

7.1 Permis requis

Pour les envois en dehors des États-Unis, veuillez inclure les éléments suivants:

- Une copie du permis d'importation de l'importateur délivré par l'USDA*.
- Une copie du permis CDC de l'importateur.
- Formulaire 3-177 de l'USFWS (Déclaration d'importation ou d'exportation de poissons ou d'animaux sauvages)
- Déclaration d'envois biologiques de FedEx*.
- Facture commerciale FedEx
- Permis d'exportation CITES, le cas échéant
- Copie du permis d'exportation du pays d'origine, le cas échéant

*Formulaires fournis par BRI par e-mail

IMPORTANT:

Shipments arriving in the United States may be denied entry, destroyed, or returned if they do not include the appropriate permits. For further questions or clarifications, or if you are interested in collaborating, feel free to contact BRI via phone, email, or visit us at our website.

For further questions or clarifications, or if you are interested in collaborating, feel free to contact BRI via phone, email, or visit us at our website:

Kevin Regan, M.S.
TRACE Project Manager/International Bird Mercury Lead
Kevin.regan@briwildlife.org
Biodiversity Research Institute | Portland, ME USA
+1 (207) 839-7600
bri@briwildlife.org
www.briwildlife.org

8.0 References

- Barst BD, Wooller MJ, O'Brien DM, et al (2020) Dried blood spot sampling of landlocked Arctic char (*Salvelinus alpinus*) for estimating mercury exposure and stable carbon isotope fingerprinting of essential amino acids. *Environ Toxicol Chem* 39:893–903. <https://doi.org/10.1002/etc.4686>
- Evers DC (2018) The effects of methylmercury on wildlife: a comprehensive review and approach for interpretation. In: Dellasala DA, Goldstein MI (eds) *Encyclopedia of the anthropocene*, vol. 5. Elsevier, New York, pp 181–194
- Fair JM, Paul E, Jones J (eds) (2010) *Guidelines to the use of wild birds in research*, third edition. Ornithological Council. Washington, DC
- Heinz GH, Hoffman DJ, Klimstra JD, Stebbins KR (2010) Predicting mercury concentrations in mallard eggs from mercury in the diet or blood of adult females and from duckling down feathers. *Environ Toxicol Chem* 29:389–392. <https://doi.org/10.1002/etc.50>
- McGuill MW, Rowan AN (1989) Biological Effects of Blood Loss: Implications for Sampling Volumes and Techniques. *ILAR J* 31:5–20. <https://doi.org/10.1093/ilar.31.4.5>
- Perkins M, Basu N (2018) Dried blood spots for estimating mercury exposure in birds. *Environ Pollut* 236:236–246. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2018.01.036>
- Perkins M, Lane OP, Evers DC, Sauer A, Adams EM, O'Driscoll NJ, Edmunds ST, Jackson AK, Hagelin JC, Trimble J, Sunderland EM (2019) Historical patterns in mercury exposure for North American songbirds. *Ecotoxicology* 29:1161–1173. <https://doi.org/10.1007/s10646-019-02054-w>