

Évaluation de la productivité chez les femelles de l'ours noir (*Ursus americanus*)

Revue des méthodes disponibles et analyse pour le suivi des populations – Mars 2023

Coordination et rédaction

Cette publication a été réalisée par la Direction de l'expertise sur la faune terrestre, l'herpétofaune et l'avifaune du ministère de l'Environnement, de la Lutte contre les changements climatiques, de la Faune et des Parcs (MELCCFP). Elle a été produite par la Direction des communications du MELCCFP.

Équipe de réalisation

Auteurs : Lisyanne Metthé
 Contractuelle

Christian Dussault
Ministère de l'Environnement, de la Lutte contre les
changements climatiques, de la Faune et des Parcs

Marie-Claude Martin
Université Laval

Renseignements

Téléphone : 418 521-3830
 1 800 561-1616 (sans frais)

Internet : www.environnement.gouv.qc.ca

Référence à citer

METTHÉ, L., C. DUSSAULT, et M.-C. MARTIN. (2023). Évaluation de la productivité chez les femelles de l'ours noir (*Ursus americanus*) : revue des méthodes disponibles et analyse pour le suivi des populations, Québec, ministère de l'Environnement, de la Lutte contre les changements climatiques, de la Faune et des Parcs, Direction générale de l'expertise sur la faune terrestre, l'herpétofaune et l'avifaune, 47 p.

Dépôt légal – 2023
Bibliothèque et Archives nationales du Québec
ISBN 978-2-550-95716-4 (PDF)

Tous droits réservés pour tous les pays.
© Gouvernement du Québec – 2023

Résumé

L'ours noir (*Ursus americanus*) est une espèce ayant fait l'objet de nombreuses études en Amérique du Nord. Plusieurs méthodes ont été développées pour estimer des indicateurs de productivité des femelles de cette espèce. Le suivi de ces indicateurs est important afin d'assurer une gestion pérenne de cette ressource exploitée. Ce document présente une revue de littérature sur les principales méthodes visant à mesurer la productivité des femelles de l'ours noir, ainsi qu'une réflexion sur leurs avantages et inconvénients respectifs. Cinq méthodes ont été recensées, soit : le suivi télémétrique et la visite des tanières, l'analyse du tractus génital post-mortem (c.-à-d. ovaires et cornes utérines), l'analyse des dents (c.-à-d. âge et reconstruction de l'histoire reproductive), l'évaluation de l'état des mamelles et de la présence de lait, et l'évaluation de l'état de la vulve.

Ce document a comme objectif principal de faire état des connaissances actuelles relatives à ces méthodes et aux structures anatomiques analysées, de décrire les principales étapes de chaque méthode et les limites relatives à l'interprétation des résultats générés par celles-ci. Il a pour objectif secondaire de discuter des avantages et inconvénients de chaque méthode pour faire le suivi des populations dans un contexte de la gestion à long terme de l'espèce.

Le suivi télémétrique et la visite des ours en tanière constitue la méthode la plus largement documentée et conférant le plus de précision quant aux indicateurs mesurés (p. ex. âge à la primiparité, taille des portées réelle et fécondité). Il s'agit toutefois d'une approche complexe et coûteuse qui nécessite un suivi à long terme des individus pour une faible taille d'échantillon. L'analyse du tractus génital constitue une approche alternative bien documentée et peu coûteuse pour estimer la taille potentielle des portées. L'utilisation de cette approche nécessite le développement d'une expertise spécifique, notamment pour identifier les structures ovariennes. Bien que les paramètres estimés par ces analyses soient moins précis, ils peuvent être utilisés comme indicateurs relatifs de la productivité des femelles dans le contexte d'un suivi à long terme d'une population. L'analyse des dents est une méthode fiable, peu coûteuse et largement documentée pour estimer l'âge des individus. Bien que l'analyse des dents permette théoriquement de déterminer l'histoire reproductive des femelles, cette méthode présente toutefois un faible taux de réussite et il faut récolter un nombre élevé d'échantillons pour obtenir des statistiques probantes.

Dans un contexte de suivi des populations, l'estimation d'indicateurs de productivité chez les ours noirs femelles nécessite d'adopter une approche combinant plus d'une méthode. Pour établir les données biologiques de référence d'une population, le suivi télémétrique et la visite des tanières devraient d'abord être préconisés. À plus long terme, d'autres méthodes moins coûteuses pourraient cependant être mises en place pour estimer des indicateurs de productivité comme l'analyse des cicatrices placentaires. Tous les indicateurs de productivité devraient être interprétés en fonction de l'âge des femelles, une information considérée essentielle à obtenir via la collecte d'une dent. L'analyse des ovaires et l'évaluation de l'histoire reproductive des femelles à partir des dents sont des méthodes alternatives moins intéressantes, sujettes à des biais potentiels, et qui doivent être développées davantage pour être utilisées sur une base régulière.

Table des matières

Résumé.....	I
Table des matières	II
Liste des tableaux	III
Liste des figures	IV
Remerciements	VI
1. Introduction.....	1
2. Méthodes d'évaluation de la productivité des ours noirs femelles	1
2.1 Suivi télémétrique et visite des tanières.....	5
2.1.1 Aspects légaux et réglementaires	5
2.1.2 Capture estivale et pose de collier émetteur	5
2.1.3 Visite des tanières	7
2.2 Tractus génital.....	13
2.2.1 Prélèvement du tractus génital	13
2.2.2 Conservation du tractus génital	17
2.2.3 Ovaires.....	18
2.2.3.1 Structures observables en fonction du cycle reproducteur.....	18
2.2.3.2 Protocole d'analyse des structures ovariennes	18
2.2.3.3 Limites inhérentes à la méthode	26
2.2.4 Cornes utérines	27
2.2.4.1 Structures observables	27
2.2.4.2 Protocole d'analyse des embryons.....	27
2.2.4.3 Protocole d'analyses des cicatrices placentaires	28
2.2.4.4 Limites dans l'interprétation des résultats.....	33
2.3 Dents	33
2.3.1 Prélèvement des dents	34
2.3.2 Analyse des dents	35
2.3.2.1 Limites dans l'interprétation des résultats.....	36
2.4 Mamelles	37
2.4.1 Dimensions et apparence.....	37
2.4.2 Présence de lait	38
2.5 Vulve.....	38
2.5.1 Limites inhérentes à la méthode.....	38
3. Conclusion	38
3.1 Suivi télémétrique et visite des tanières.....	39
3.2 Tractus génital.....	39
3.3 Dents	40
Références	43

Liste des tableaux

Tableau 1. Mesures à effectuer et indicateurs de productivité pouvant être calculés avec chaque méthode utilisée pour estimer la productivité des femelles de l'ours noir.	3
Tableau 2. Description des étapes de coloration, des produits utilisés et des recettes employées, ainsi que des temps de trempage (en minutes) pour chaque produit utilisé pour l'analyse des structures ovariennes (inspiré de De Bellefeuille et coll., 2010).	21
Tableau 3. Considérations comparatives quant aux méthodes permettant d'étudier la productivité chez les ours noirs femelles.....	42

Liste des figures

Figure 1. Pesée de l'ours sous anesthésie à l'aide d'une balance pour gros gibier et d'un support de fabrication artisanale.	7
Figure 2. Utilisation d'une antenne afin de localiser le signal VHF du collier que porte la femelle.	8
Figure 3. Entrée dégagée d'une tanière d'ours noir.	9
Figure 4. Suivi des signes vitaux de la femelle durant les manipulations.	10
Figure 5. Ajustement du collier émetteur pour permettre une prise de poids par la femelle.	11
Figure 6. Ours noir femelle accompagnée de ses trois oursons à l'intérieur de la tanière.	12
Figure 7. Fermeture de la tanière après y avoir installé la femelle et ses petits, le cas échéant. Les branches seront ensuite recouvertes de neige.	12
Figure 8. Afin d'accéder au tractus génital, il faut soulever les intestins et la vessie; le tractus génital se trouve juste sous la vessie. Un des deux ovaires est pointé sur l'image. Le bassin de la femelle se situe au bas de l'image.	14
Figure 9. Localisation du tractus génital; on distingue les ovaires et les cornes utérines. Le bassin de la femelle se situe au bas de l'image.	15
Figure 10. Coupe des tissus adjacents au tractus génital jusqu'à environ 5 cm sous la jonction au niveau de l'utérus. Le bassin de la femelle se situe au bas de l'image.	16
Figure 11. Incision à la base de l'utérus en vue de l'extraction du tractus. Le bassin de la femelle se situe dans le haut de l'image.	16
Figure 12. Tractus génital complet d'une femelle de l'ours noir (c.-à-d. utérus à environ 5 cm sous la jonction, 2 cornes utérines et 2 ovaires).	17
Figure 13. Ovaires d'ours noir enrobés de paraffine et fixés sur des supports en plastique en prévision de la réalisation des coupes histologiques au microtome.	19
Figure 14. Support à lames servant à la coloration des coupes histologiques d'ovaires.	20
Figure 15. Installation des bains de trempage sous la hotte chimique pour la coloration des coupes histologiques sur lames.	20
Figure 16. Coupes des deux ovaires (A et B) d'une femelle de l'ours noir (ID 97-2019) sur lames après coloration au trichrome de Masson. Chaque lame contient trois coupes à intervalle de 10 μm (c.-à-d. une coupe sur 20) illustrant l'évolution des structures ovariennes à l'intérieur de ces sections (tiré des travaux exploratoires de Frédérique Doyon, non publiés).	23
Figure 17. Follicule mature (diamètre de 5,5 mm sur l'axe où le diamètre est le plus grand) au microscope sur une coupe histologique d'un ovaire d'une femelle de l'ours noir (tiré des travaux de Jolicoeur et Lemieux, 1994).	24
Figure 18. Corps jaune observé au microscope sur une coupe histologique d'un ovaire d'une femelle de l'ours noir abattue au mois de juin dans la réserve faunique La Vérendrye (tiré des travaux de Jolicoeur et Lemieux, 1994).	25
Figure 19. Corps blanc observé au microscope sur une coupe histologique d'un ovaire d'une femelle cerf de Virginie (tiré des travaux de Ayotte, 2018). Cette figure est présentée à titre indicatif seulement.	26
Figure 20. Bains de produits chimiques dans lesquels sont immergés de manière séquentielle les tractus génitaux sous la hotte chimique afin de révéler les cicatrices placentaires.	28
Figure 21. Tractus génital complet d'une femelle de l'ours noir présentant trois cicatrices placentaires (indiquées par les flèches rouges). Une échelle en centimètres est illustrée à titre indicatif.	29

Figure 22. Exemples de quatre cicatrices placentaires (A, B, C et D) observées sur le tractus de quatre ours noirs différents avant traitement, après 4 minutes et après 8 minutes de trempage dans le sulfure d'ammonium (H_8N_2S) à 10 %.....	30
Figure 23. Exemple de catégorisation des cicatrices placentaires chez l'ours noir avant et après traitement en fonction de leur intensité et de leur patron. Ces échantillons ont été récoltés dans différentes régions du Québec entre la mi-mai et la fin juin.....	32
Figure 24. Illustration d'un crâne d'ours noir et emplacement de la première prémolaire de la mâchoire supérieure (PM1).	34
Figure 25. Prélèvement d'une prémolaire de la mâchoire supérieure d'une femelle de l'ours noir post-mortem.	35
Figure 26. Coupe de la racine dentaire d'une femelle de l'ours noir âgée de 13 ans. La femelle a donné naissance à des oursons pour la première fois à l'âge de 4 ans, et par la suite à tous les deux ans, ce qui est représenté par les anneaux du ciment plus épais et foncés qui sont indiqués par des flèches.....	36

Remerciements

Nous remercions les personnes suivantes pour leur contribution à différentes étapes de la création de ce rapport : Vickie Albert (soutien logistique), Pascale Ayotte (expertise avec l'identification des structures ovariennes), Kathleen Bédard (travail en laboratoire, soutien logistique et révision), Frédérique Doyon (travail en laboratoire), Jean-François Dumont (expertise avec la lecture des cicatrices placentaires), Sandra Hamel (support scientifique), Danielle Larochelle (soutien logistique), Martine Lavoie (travail en laboratoire), Sophie Massé (travail en laboratoire), Daphné Rondeau-Geoffrion (travail en laboratoire).

1. Introduction

L'ours noir (*Ursus americanus*) est une espèce largement répartie en Amérique du Nord (Scheick et McCown, 2014) et qui est présente presque partout au Québec. Il s'agit d'une espèce prisée par les chasseurs et les piégeurs, mais dont la gestion demande une attention particulière puisqu'elle est plutôt sensible à la surexploitation (Lamontagne et coll., 2006). En effet, l'ours noir est parmi les espèces de mammifères terrestres ayant les plus faibles taux reproducteurs en Amérique du Nord en raison de l'âge tardif de la première reproduction et de l'intervalle minimal de deux ans entre les portées (Bunnell et Tait, 1981; CEAEQ, 2006). L'habitat de l'ours noir est hautement hétérogène, en plus d'être constamment modifié par les perturbations naturelles et anthropiques, ce qui se traduit par une variation spatiale importante de la répartition des ressources alimentaires et des performances reproductives (Metthé, 2022).

Les taux reproducteurs des femelles sont parmi les paramètres les plus importants dans la dynamique des populations d'une espèce polygyne comme l'ours noir. Puisque le succès de la reproduction des ours noirs femelles repose sur leur capacité à emmagasiner suffisamment de réserves adipeuses avant d'entrer en tanière (Samson et Huot, 1995), une hétérogénéité spatiale ou temporelle dans les conditions environnementales peut entraîner une variation dans les indicateurs de productivité (p. ex. âge de la première mise bas ou âge à la primiparité, taille des portées et intervalle entre les portées; Metthé, 2022). Puisque l'ours noir fait l'objet de prélèvements par la chasse et le piégeage au Québec, il est nécessaire d'identifier des indicateurs de suivi des populations permettant une gestion durable de l'espèce à l'échelle des zones de chasse. Un suivi adéquat permet de veiller à ce que l'abondance d'une population demeure à l'intérieur des marges sécuritaires pour assurer sa conservation ou limiter les conflits avec les activités humaines (Spencer et coll., 2007; Carlos et coll., 2009).

Plusieurs méthodes permettant d'évaluer la productivité des ours noirs femelles ont été développées. Bien que le suivi d'individus par la télémétrie satellitaire et la visite des tanières durant l'hibernation permette d'estimer les paramètres démographiques avec un maximum de précision, cette méthode nécessite une logistique complexe impliquant des coûts de mise en œuvre relativement élevés (Allen et coll., 2017). Ainsi, d'autres méthodes visant à évaluer, à moindre coût, les indicateurs de productivité des ours noirs femelles peuvent être utilisées, telles que l'analyse du tractus génital (c.-à-d. ovaires et/ou cornes utérines), des dents, des mamelles ou de la vulve.

Ce document a pour objectif de faire une revue des connaissances actuelles sur les méthodes qui permettent d'évaluer la productivité des femelles chez l'ours noir, de décrire les principales manipulations relatives à ces méthodes, et de faire une évaluation critique de leur potentiel dans le contexte d'un suivi des populations.

2. Méthodes d'évaluation de la productivité des ours noirs femelles

L'évaluation des paramètres reproducteurs des ours noirs femelles a fait l'objet de nombreux travaux de recherche partout en Amérique du Nord depuis les années 1950 (voir Metthé (2022) pour une revue systématique). Il s'agit généralement d'études à long terme impliquant de faibles tailles d'échantillon. La méthode la plus fréquemment employée pour estimer les taux reproducteurs chez l'ours noir est la visite des tanières de femelles suivies par télémétrie. Ensuite, l'analyse du tractus génital post-mortem peut révéler certains indicateurs de la productivité des ourses. L'analyse des dents, et plus précisément les premières prémolaires de la mâchoire supérieure, est une autre méthode utilisée seule ou conjointement avec d'autres méthodes. Enfin, l'état des mamelles et la présence de lait, ainsi que de l'état de la vulve, peuvent être évalués sur des femelles vivantes ou après décès afin, notamment, de déterminer le statut reproducteur individuel. Le Tableau 1 résume les mesures à effectuer et les indicateurs pouvant être estimés avec chacune de ces méthodes.

Dans les sections suivantes, nous décrivons chaque méthode en détails. Nous aborderons certains aspects réglementaires et de sécurité en lien avec leur utilisation, et discuterons de leurs principales limites.

Tableau 1. Mesures à effectuer et indicateurs de productivité pouvant être calculés avec chaque méthode utilisée pour estimer la productivité des femelles de l'ours noir.

Unité d'analyses	Mesure(s)	Indicateur(s)	Source(s)
VISITES DES TANIÈRES			
Oursons	Dénombrement	Taille des portées	Alt (1989) McDonald et Fuller (2001) Laufenberg et coll. (2016)
		Fécondité	Garrison et coll. (2007) Beston (2011)
		Âge à la primiparité (suivi en bas âge ou avec la dent)	Jolicoeur et coll. (2006)
		Taux de survie à un an	REF
OVAIRES			
Follicules	Présence / absence	Signe d'oestrus	Jolicoeur et coll. (2006)
		Âge à la première reproduction	Jolicoeur et Lemieux (1994)
	Dénombrement	Taux d'ovulation potentiel (année en cours)	Jolicoeur et Lemieux (1994)
	Diamètre	Follicules de De Graaf ≥ 5 mm = maturité sexuelle	Hensel et coll. (1969) Jolicoeur et Lemieux (1994)
Corps jaunes	Présence / absence	Indicateur d'une fécondation récente réussie	Coy et Garshelis (1992)
		Taux d'ovulation (année en cours)	Hensel et coll. (1969)
	Dénombrement	Taille potentielle des portées	Moriwaki et coll. (2017)
		Âge à la première reproduction	Jolicoeur et Lemieux (1994)
Corps blancs	Dénombrement	Taux d'ovulation (année passée)	Tsubota et coll. (1990)
CORNES UTÉRINES			
Blastocystes	Dénombrement	Taux d'ovulation	Jolicoeur et coll. (2006)
	Diamètre et épaisseur des structures	Stade de développement des embryons en diapause	Himelright et coll. 2014
Embryons implantés	Dénombrement	Taux d'implantation embryonnaire	Kordek et Lindzey (1980)
Cicatrices placentaires	Dénombrement (récentes / anciennes)	Taille potentielle de la dernière portée	Jolicoeur et Lemieux (1994)
		Taux d'implantation embryonnaire	Tsubota et coll. (1990) Jolicoeur et Lemieux (1994)
		Âge à la première reproduction	Jolicoeur et Lemieux (1994)

Tableau 1 (suite). Mesures et indicateurs de productivité associés à chaque méthode chez les femelles de l'ours noir.

Unité d'analyses	Mesure(s)	Indicateur(s)	Source(s)
DENTS (PM1)			
Anneaux du ciment de la racine dentaire	Dénombrement	Âge	Marks et Erickson (1966) Stoneberg et Jonkel (1966) (Rogers, 1987)
	Patron (épaisseur / alternance) et coloration (pâle / foncée)	Âge à la primiparité	Coy et Garshelis (1992) Allen et coll. (2017)
		Intervalle entre les portées	Coy et Garshelis (1992) Allen et coll. (2017)
		Nombre de portées jusqu'au moment du prélèvement ou de la mort de la femelle	Allen et coll. (2017)
MAMELLES			
Mamelles	Longueur, largeur et volume	Évidence d'au minimum une reproduction	Kasworm et Thier (1994) Brooks et McRoberts (1997)
	Enflure, couleur et apparence du poil autour des mamelles	Évidence d'allaitement récent	Jolicoeur et Lemieux (1994)
Lait	Présence / absence	Preuve d'une gestation ou d'une mise bas récente	Jolicoeur et Lemieux (1994)
		Taux de lactation	Jolicoeur et Lemieux (1994)
VULVE			
État de turgescence	Enflée / pas enflée	Enflée : signe d'oestrus	Coy et Garshelis (1992)
		Signe de maturité sexuelle	Jonkel et Cowan (1971) Jolicoeur et Lemieux (1994)

2.1 Suivi télémétrique et visite des tanières

Le suivi télémétrique dans le but de visiter les femelles dans leur tanière est une méthode couramment utilisée afin d'étudier les taux vitaux de l'ours noir. Cette méthode permet notamment d'estimer l'âge à la primiparité (Rogers, 1987; Jolicoeur et coll., 2006; Mace et Chilton-Radandt, 2011), la taille des portées (Rogers, 1987; McDonald et Fuller, 2005; Bridges et coll., 2011), l'intervalle entre les portées (Rogers, 1987; Costello et coll., 2001; Jolicoeur et coll., 2006), ainsi que les taux de survie des oursons jusqu'à l'âge d'un an (Jonkel et Cowan, 1971; Rogers, 1987; Perez, 2018). D'ailleurs, il s'agit de la méthode qui permet d'obtenir la plus grande précision pour l'ensemble des paramètres puisqu'elle permet une observation directe des femelles et de leurs oursons ou juvéniles. Cette méthode requiert toutefois un investissement en ressources humaines et en argent élevé en raison de l'équipement, de la logistique et des ressources humaines qu'elle nécessite. La pose de colliers de télémétrie permet par ailleurs d'obtenir une foule d'autres informations pertinentes sur l'écologie de l'ours noir, notamment sur la sélection d'habitat et les déplacements.

2.1.1 Aspects légaux et réglementaires

Au Canada, les manipulations nécessaires pour utiliser cette méthode impliquent l'utilisation de substances chimiques contrôlées. Ainsi, à moins qu'un vétérinaire soit responsable des manipulations et présent sur le terrain en permanence, un biologiste doit obtenir un certificat d'études expérimentales (CÉE) auprès de Santé Canada pour pouvoir se procurer ces substances. Si le biologiste n'utilise pas lui-même les substances, et qu'il souhaite en confier la responsabilité de l'usage à un technicien de la faune, une exemption pour l'utilisation de substances désignées à des fins scientifiques doit également être obtenue de Santé Canada. Ces documents légaux doivent être renouvelés annuellement.

Les manipulations effectuées sur les animaux doivent par ailleurs avoir été préalablement approuvées par un comité de protection des animaux par le biais d'un certificat de bons soins aux animaux, et doivent donc respecter les lignes directrices du Conseil canadien de protection de la faune (CCPA). La préparation des seringues et l'administration des produits chimiques immobilisants doivent être réalisées par des personnes expérimentées ayant reçu la formation « Immobilisation chimique des animaux de la faune » de l'Association Canadienne des Vétérinaires de Zoo et de la Faune. Cette dernière formation doit être renouvelée aux trois ans. Les ours auxquels des substances anesthésiantes ont été administrées doivent être identifiés afin d'aviser les chasseurs ou piégeurs de ne pas consommer la viande de cet animal s'il était prélevé avant la fin de la période de retrait des substances chimiques de son organisme (généralement 45 jours).

2.1.2 Capture estivale et pose de collier émetteur

La capture des ours s'effectue au printemps ou à l'été alors qu'ils sont plus facilement attirés par des appâts. Selon le secteur d'étude et la densité du couvert de végétation, les captures peuvent s'effectuer au sol à l'aide de pièges à rétention, ou à partir d'un hélicoptère à l'aide d'un projecteur hypodermique. Parmi les pièges à rétention fréquemment utilisés en Amérique du Nord, on retrouve le lacet à patte de type « Aldrich » (Cunningham et Ballard, 2004; Laufenberg et coll., 2016) ou la cage de capture (culvert traps; Lee et Vaughan, 2005; Obbard et coll., 2017; Gantchoff et coll., 2019). Au Québec, le ministère de l'Environnement, de la Lutte contre les changements climatiques, de la Faune et des Parcs (MELCCFP) a développé un piège inspiré du « RL04 » (Lemieux et Czetwertynski, 2006) qui s'avère plus sécuritaire pour les ours : le « Tube DEX-02 » (Lupien, 2012; Fournier, 2019).

Puisque l'ours noir a un odorat extrêmement développé lui permettant de repérer sa nourriture (Larivière, 2001), des appâts (p. ex. pâtisseries, sardines, mélasse, confiture) et des leurres (p. ex. poisson pourri, huile de poisson, huile d'anis) peuvent être disposés de manière stratégique à l'intérieur et autour des pièges. L'ajout régulier d'appâts et de leurres peut être nécessaire pour maintenir l'attrait à un piège. Un piège « actif » (c'est-à-dire que son mécanisme est considéré fonctionnel) doit être visité au minimum une

fois par jour par l'équipe de capture. Il est recommandé de désactiver les pièges lors de journées de canicule (Laufenberg et coll., 2016) si plus d'une visite par jour est impossible.

Lorsqu'un ours est capturé dans un piège ou localisé par voie aérienne, celui-ci est rapidement anesthésié à l'aide d'une pole-seringue ou projecteur hypodermique, respectivement. Au Québec, une combinaison de Télazol® (Tilétamine et Zolazépam), kétamine et xylazine a longtemps été utilisée pour l'immobilisation chimique de l'ours noir. Cependant, ce mélange, encore populaire aux États-Unis, a été délaissé pour différentes raisons. On lui préfère maintenant une combinaison de Télazol® (Tilétamine et Zolazépam; 1,5 mg/kg) et de Médétomidine (0,04 mg/kg) qui engendre des effets cardiopulmonaires minimaux chez l'ours noir (Caulkett et Cattet, 1997), permettant une immobilisation complète, sécuritaire et prévisible (*Ursus arctos*; Painer et coll., 2012). L'Atipamezole (12,0 mg/kg) est l'antidote approprié pour la Médétomidine (Onuma, 2003; Painer et coll., 2012).

L'ours immobilisé est rapidement placé en décubitus latéral ou sternal (Laufenberg et coll., 2016), la tête légèrement plus haute que le reste du corps et avec la gueule pointant vers le bas afin de faciliter la respiration et éviter les complications en cas de régurgitation. Un lubrifiant ophtalmique stérile est appliqué sur ses yeux afin d'éviter la dessiccation de la cornée, et un bandeau est placé sur ses yeux pour prévenir les dommages rétiens et réduire la stimulation visuelle (Laufenberg et coll., 2016). Les signes vitaux (c.-à-d. température rectale, fréquence respiratoire, pouls et taux d'oxygène du sang) sont relevés à une fréquence régulière durant les manipulations.

Certains prélèvements, observations et mesures morphométriques peuvent être effectués sur la femelle. Une dent (première prémolaire de la mâchoire supérieure) est généralement prélevée afin d'estimer l'âge (Jolicoeur et Lemieux, 1994), et plus rarement l'histoire reproductive de la femelle (Section 2.3), à partir de l'analyse du patron des anneaux du cément de la racine dentaire (Willey, 1974; Coy et Garshelis, 1992; Allen et coll., 2017). Des informations sur la condition physique générale de l'ours sont également notées (p. ex. masse corporelle; Figure 1). Le stade reproducteur d'une femelle peut également être évalué par l'état de ses mamelles (Section 2.4) et de sa vulve (Section 2.5), ainsi que par la présence de petits. Toutefois, durant la période estivale, les oursons nés au cours du dernier hiver pourraient être difficiles à observer, alors que les juvéniles ont généralement déjà quitté leur mère au printemps ou au début de l'été (CEAEQ, 2006).

Un collier émetteur est installé au cou de l'ours, ce qui permet son suivi télémétrique et la localisation de sa tanière durant la saison hivernale. L'ajustement du collier tient compte de la prise de poids potentielle de l'ours jusqu'à l'hibernation. Si l'on souhaite cibler le marquage de femelles déjà en âge de se reproduire, il est recommandé de fixer un poids minimal de 45 kg pour la pose d'un collier émetteur (Jolicoeur et Lemieux, 1994).



Figure 1. Pesée de l'ours sous anesthésie à l'aide d'une balance pour gros gibier et d'un support de fabrication artisanale.



QUELQUES ASPECTS DE SÉCURITÉ À CONSIDÉRER

- Porter une arme à feu en cas d'attaque;
- Avant de procéder à l'immobilisation, s'assurer que l'ours est bien retenu dans le piège (p. ex. le lacet enserre au niveau du poignet);
- Porter des gants pour manipuler les produits chimiques et l'animal afin de limiter les risques d'exposition aux drogues, de contamination parasitaire ou de transmission de maladies.

2.1.3 Visite des tanières

Lorsque des colliers GPS avec transmission des données par satellites sont utilisés, l'emplacement géographique de la tanière peut souvent être estimé à partir des localisations reçues juste avant l'entrée en tanière. Sinon, les ours doivent être repérés par télémétrie en aéronef. À partir de la localisation approximative de la tanière ainsi obtenue, les équipiers utilisent les moyens de transport nécessaires pour se déplacer à proximité de la tanière et poursuivent leurs recherches au sol à l'aide d'une antenne télémétrique (Figure 2).



© MFFP Kathleen Bédard

Figure 2. Utilisation d'une antenne afin de localiser le signal VHF du collier que porte la femelle.

Lorsque la tanière est proche, tel que mis en évidence par la réception d'un signal fort avec l'antenne de télémétrie, la présence de signes tels qu'une cheminée d'évacuation de la chaleur dans la neige ou la présence de traces de griffes ou de branches cassées sur les arbres environnants peut aider à en repérer l'emplacement exact. Une fois la tanière localisée, l'équipe dégage la neige autour de celle-ci pour offrir une surface propice aux manipulations, et dégage ensuite l'ouverture de la tanière. Afin de ne pas induire un stress inutile à la femelle, et à ses petits le cas échéant, l'approche de la tanière et les manipulations s'effectuent autant que possible dans le silence. Une fois l'ouverture de la tanière partiellement dégagée, la personne responsable de l'immobilisation effectue de premières observations de l'intérieur de la tanière et établit un portrait de la situation. Il est notamment nécessaire d'évaluer : la conformation de la tanière, le niveau de réactivité de la femelle, la position dans laquelle elle est couchée et les parties de son corps qui sont accessibles pour l'administration sécuritaire de l'anesthésiant, la distance d'atteinte pour l'administration de l'anesthésiant, ainsi que l'emplacement, l'âge et le nombre de petits, le cas échéant. Si ces premières observations confirment que les manipulations peuvent être réalisées en toute sécurité, la prochaine étape consiste à injecter les produits immobilisants. Au besoin, l'équipe peut dégager davantage l'ouverture de la tanière pour faciliter l'opération (Figure 3).



© MFFP Kathleen Bédard

Figure 3. Entrée dégagée d'une tanière d'ours noir.

Tout comme pour les captures estivales, une combinaison de Télazol® (Tilétamine et Zolazépam) et de Médétomidine est utilisée pour l'immobilisation des ours. L'expérience acquise au Québec entre 2016 à 2022 démontre cependant qu'avec cette combinaison de produits, il est préférable de sous-doser les individus de 30 à 40 % afin de réduire le risque d'incident (p. ex. dépression respiratoire, arrêt cardiaque). On privilégie l'utilisation d'une pole-seringue pour injecter les produits chimiques immobilisants, mais dans certains cas, un pistolet lance-fléchette peut être nécessaire. Lorsque la femelle est endormie, trois scénarios sont possibles : 1) femelle seule; celle-ci est rapidement extirpée de la tanière et les manipulations peuvent être réalisées, 2) femelle avec oursons; les oursons sont d'abord récupérés et mis au chaud pour la durée des manipulations, et la femelle est ensuite extirpée de la tanière, sans que cela puisse compromettre la sécurité des oursons, et 3) femelle avec juvéniles; si possible, les juvéniles sont anesthésiés immédiatement après la femelle avec une seringue et ils sont sortis de la tanière en premier, ce qui réduit les risques de les blesser en manipulant la femelle. Dans ce troisième cas cependant, il arrive que la femelle bloque l'accès à la tanière et qu'il soit d'abord nécessaire de l'extirper de la tanière pour accéder aux juvéniles. Lorsque des juvéniles sont présents, les manipulations sont effectuées en priorité sur la femelle afin que celle-ci puisse être remise dans la tanière en premier.

La détermination des doses d'immobilisant et d'antidote à administrer, la préparation des seringues et l'administration de ces substances sont réalisées par des personnes détenant les formations nécessaires pour effectuer ces manipulations (Section 2.1.1). Durant toute la durée des manipulations, les signes vitaux (c.-à-d. température rectale, fréquences respiratoire et cardiaque, et taux d'oxygène du sang) de la femelle et des juvéniles, si présents, sont relevés à une fréquence régulière (Figure 4).



Figure 4. Suivi des signes vitaux de la femelle durant les manipulations.

L'équipe procède ensuite aux prélèvements, mesures et observations d'intérêt sur tous les individus. Il est parfois nécessaire d'ajuster le collier émetteur de la femelle afin de réduire le risque de blessure en considérant ses variations de poids au cours de l'année à venir (Figure 5). Lorsque des oursons sont présents, l'équipe détermine leur sexe, mesure leur masse corporelle et évalue leur condition physique générale. Une étiquette dite « PIT » (transpondeur intégré passif), insérée sous la peau, est utilisée afin de distinguer les oursons entre eux et ainsi permettre, grâce aux visites de tanières subséquentes, d'estimer leur taux de survie ainsi que leur taux de croissance individuel (Gibbons et Andrews, 2004). Les juvéniles, trop petits pour porter un collier GPS, peuvent être munis soit d'un collier VHF extensible ou d'une étiquette d'identification unique à l'oreille, ce qui permet dans le premier cas de poursuivre leur suivi et dans le deuxième cas de les identifier s'ils sont subséquentement capturés ou chassés.



© MFFP Nicolas Trudel

Figure 5. Ajustement du collier émetteur pour permettre une prise de poids par la femelle.

Au terme des manipulations, tous les individus sont remis dans la tanière dans une position assurant leur sécurité durant la période de réveil. Les oursons sont déposés près du ventre de leur mère (Figure 6). L'antidote est alors administré à la femelle et aux juvéniles lorsque présents. Enfin, l'entrée de la tanière est refermée avec des branches et de la neige, en reproduisant le mieux possible les conditions prévalant avant la manipulation, afin que celle-ci offre un isolement maximal (Figure 7).



Figure 6. Ours noir femelle accompagnée de ses trois oursons à l'intérieur de la tanière.



Figure 7. Fermeture de la tanière après y avoir installé la femelle et ses petits, le cas échéant. Les branches seront ensuite recouvertes de neige.



QUELQUES ASPECTS DE SÉCURITÉ À CONSIDÉRER

- Lorsque l'ouverture de la tanière est dégagée, l'observateur doit se tenir prêt dans l'éventualité où l'ours prendrait la fuite, particulièrement en présence d'une femelle seule;
- Porter d'une arme à feu en cas d'attaque;
- Porter des gants pour manipuler les produits chimiques et les animaux afin de limiter les risques d'exposition aux drogues, de contamination parasitaire ou de transmission de maladies.

2.2 Tractus génital

L'analyse du tractus génital (c.-à-d. du système reproducteur) de femelles de l'ours noir fournit de précieuses informations sur la reproduction et permet notamment d'estimer l'âge à la primiparité. Bien qu'à des latitudes similaires à celles du Québec, les ours noirs femelles ne se reproduisent généralement pas avant l'âge de 4 ans, il pourrait être pertinent de prélever ces pièces sur des femelles plus jeunes car celles-ci peuvent donner naissance à des oursons dès l'âge de 2 ans (Garrison et coll., 2007; Gould et coll., 2021). Au Québec, une femelle abattue à la chasse printanière et âgée de 3,5 ans présentait 3 cicatrices placentaires récentes (c.-à-d. issues d'une portée née environ 5 mois plus tôt; MFFP, travaux non publiés). Par l'analyse du tractus génital, il est possible d'examiner les structures anatomiques suivantes : ovaires et cornes utérines. La Section 2.2.1 décrit les manipulations nécessaires pour extraire le tractus génital de la carcasse d'une femelle. Ensuite, la Section 2.2.2 et la Section 2.2.3 décrivent brièvement les processus physiologiques relatifs au cycle reproducteur et sous-jacents à l'apparition des structures observées au niveau des ovaires et des cornes utérines, respectivement. Un protocole d'analyse des structures est également suggéré à partir des informations tirées de la littérature et des expérimentations réalisées au Québec. Les limites soulevées dans l'application de ces méthodes ou dans l'interprétation des résultats sont également discutées. Ces méthodes d'analyses requièrent un investissement en ressources humaines et monétaires considéré moyen.

2.2.1 Prélèvement du tractus génital

Le prélèvement du tractus génital (utérus, cornes utérines et ovaires) s'effectue sur une carcasse fraîche et non éviscérée d'une femelle. Pour ce faire, il faut d'abord placer l'ours sur le dos, et inciser la peau du bassin jusqu'à la cage thoracique à l'aide d'un couteau. Il faut ensuite soulever les intestins et la vessie: le tractus génital se trouve sous la vessie (Figure 8 et Figure 9).

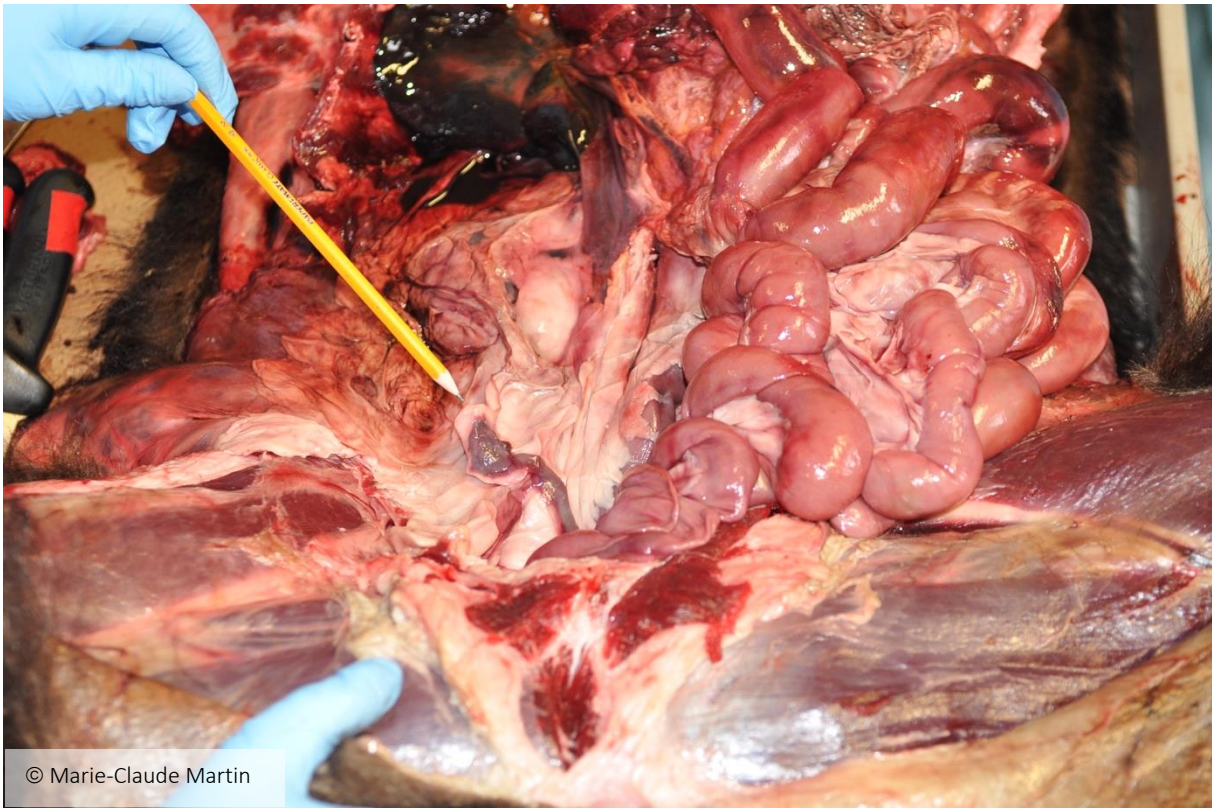


Figure 8. Afin d'accéder au tractus génital, il faut soulever les intestins et la vessie; le tractus génital se trouve juste sous la vessie. Un des deux ovaires est pointé sur l'image. Le bassin de la femelle se situe au bas de l'image.

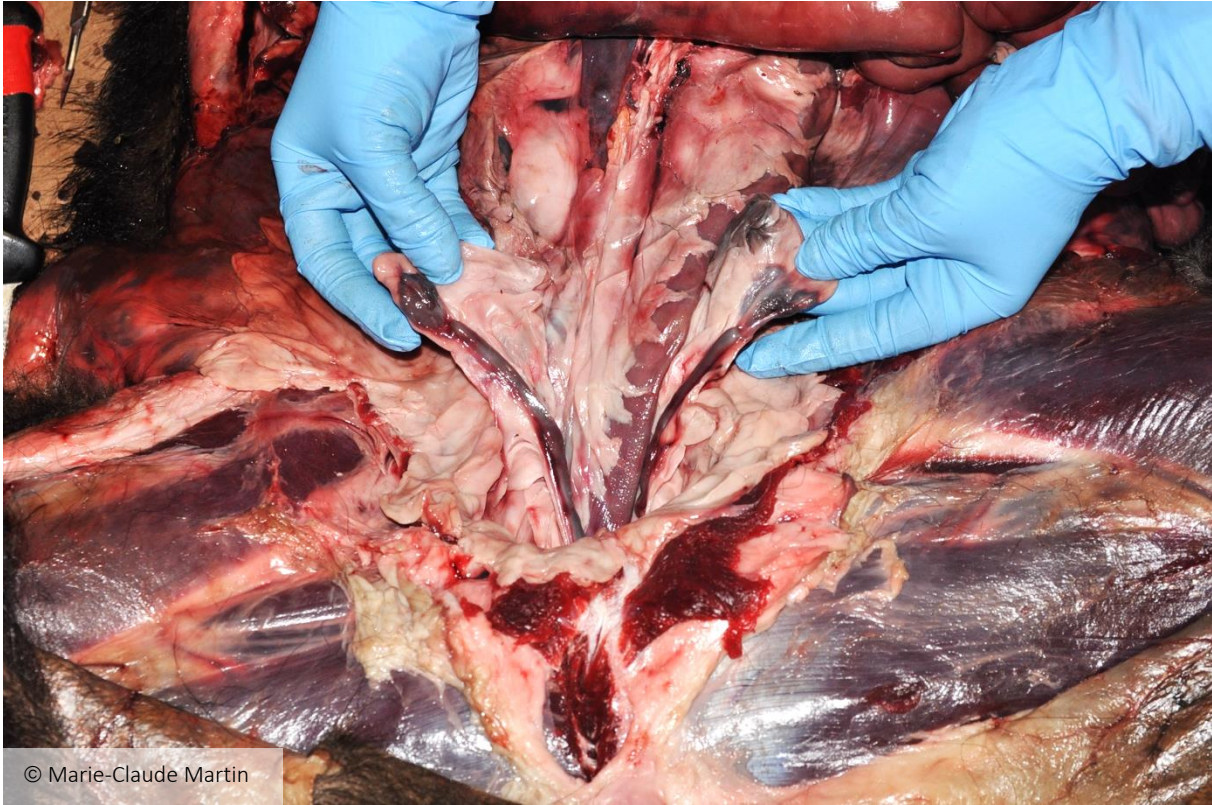


Figure 9. Localisation du tractus génital; on distingue les ovaires et les cornes utérines. Le bassin de la femelle se situe au bas de l'image.

Lorsque les ovaires (organes ovales d'environ 3 à 5 cm de diamètre) et les cornes utérines sont localisés, il est nécessaire de couper soigneusement le tissu entourant ces organes à l'aide d'un couteau ou d'un scalpel (Figure 10). Dans le doute, laisser davantage de tissu autour des organes. Il est important que le tractus génital soit complet, puisqu'il est inutile d'en analyser seulement une partie. De plus, les deux cornes utérines doivent idéalement demeurer attachées ensemble, autrement, la lecture des cicatrices placentaires pourrait être compromise. Par la suite, il faut effectuer une incision à la base de l'utérus à environ 5 cm sous la jonction (en forme de Y) entre les deux cornes utérines (Figure 11). La Figure 12 illustre un tractus génital complet. Il est à noter que la couleur et la texture des tissus peut varier, notamment selon l'état de conservation de la carcasse.

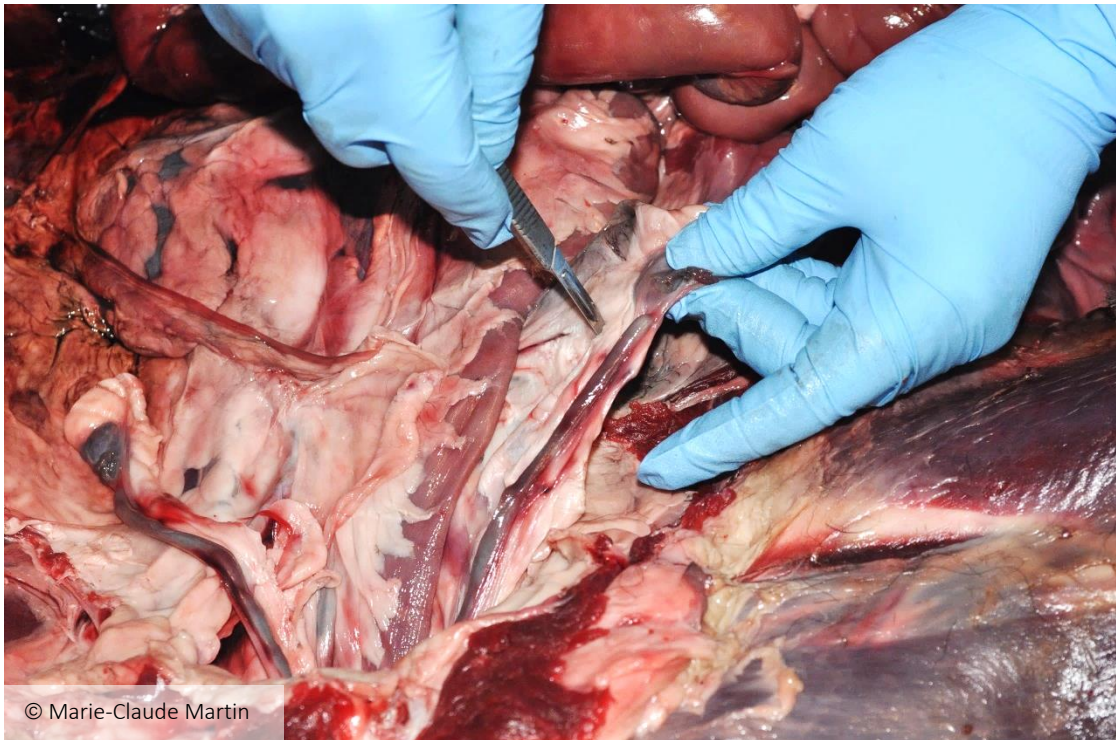


Figure 10. Coupe des tissus adjacents au tractus génital jusqu'à environ 5 cm sous la jonction au niveau de l'utérus. Le bassin de la femelle se situe au bas de l'image.

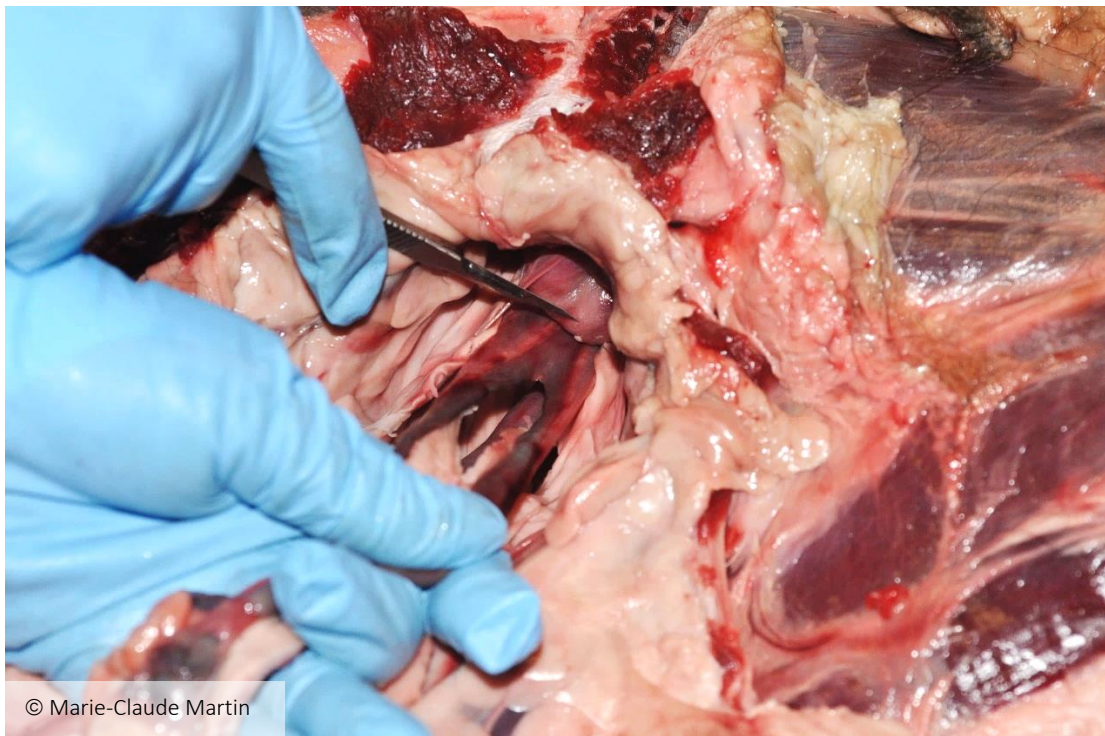


Figure 11. Incision à la base de l'utérus en vue de l'extraction du tractus. Le bassin de la femelle se situe dans le haut de l'image.



Figure 12. Tractus génital complet d'une femelle de l'ours noir (c.-à-d. utérus à environ 5 cm sous la jonction, 2 cornes utérines et 2 ovaires).

2.2.2 Conservation du tractus génital

La méthode de conservation du tractus génital peut différer selon les structures que l'on souhaite analyser. Dans le cas où l'on souhaite analyser les structures ovariennes, certains auteurs rapportent que les tissus peuvent être conservés au congélateur après avoir été immergés dans un contenant rempli d'eau (Jolicoeur et coll., 2006). Toutefois, il n'est pas exclu que cette méthode de conservation puisse altérer les structures ovariennes. Ainsi, pour une conservation optimale de ces structures, les ovaires excisés des cornes utérines doivent d'abord être fixés dans une solution de formaldéhyde tamponné à 10 % (Erickson, 1964; Tsubota et coll., 1990). La fixation doit être faite avec des organes préférablement frais, mais des ovaires congelés peuvent aussi être fixés pendant leur dégel. Pour une conservation à court ou moyen terme, les ovaires peuvent être i) conservés dans le formol, ii) transférés dans de l'éthanol à 70 % après avoir passé 10 jours dans le formaldéhyde et conservés à 4°C (de Bellefeuille et coll., 2010) ou iii) transférés dans une solution PBS (tampon phosphate salin) avec 0.1 % (w/v ou *weight per volume*) de sodium azide et conservés à 4°C. Pour une conservation à long terme, les ovaires peuvent être enrobés de paraffine après 10 jours de fixation dans le formaldéhyde (voir Section 2.2.3.2 Préparation des ovaires) (de Bellefeuille et coll., 2010).

Dans le cas où seules les cicatrices placentaires seraient analysées, le tractus génital complet peut être conservé jusqu'au moment des analyses dans une solution fixatrice de formaldéhyde tamponné à 10 % (Jonkel et Cowan, 1971; Kordek et Lindzey, 1980; Moriwaki et coll., 2017). Cependant, le formol pourrait avoir un effet blanchissant sur les cicatrices placentaires, plus particulièrement sur les plus anciennes (Hristienko et coll., 2004; Klestil, 2014). Erickson (1964) soutient tout de même que ces tissus peuvent être conservés pendant quatre années lorsqu'ils sont immergés dans le formol. Le tractus génital peut également être conservé au congélateur (Lindzey, 1976; Jolicoeur et coll., 2006; Ryan, 2009). Cependant,

tel que rapporté par Bourbonnais (2009) dans le cadre d'une étude portant sur le lynx du Canada (*Lynx canadensis*), la congélation des tractus peut provoquer un dessèchement et une décoloration des tissus, rendant les cicatrices moins apparentes, même après un traitement au sulfure d'ammonium. Pour limiter le risque de dessèchement, il est donc préférable d'immerger le tractus dans l'eau avant de le congeler (Fournier-Chambrillon et coll., 2010).

2.2.3 Ovaires

2.2.3.1 Structures observables en fonction du cycle reproducteur

Les ovaires constituent le siège de la maturation des follicules, au sein desquels se développent les ovules. Par le dénombrement des follicules, il est possible d'estimer le taux d'ovulation potentiel (Jolicoeur et Lemieux, 1994). Au cours du cycle ovarien, certains de ces follicules atteignent leur maturité; ce sont les follicules de De Graaf (Feldhamer et coll., 2020). Les follicules matures sont de plus grande taille (Hensel et coll., 1969). Ils sont considérés comme étant matures à partir d'un diamètre de 5 à 6 mm chez l'ours noir (Jolicoeur et Lemieux, 1994). Un follicule ayant un diamètre inférieur à 5 mm peut alors être qualifié de « petit » ou immature (Kang et coll., 2015). Au Manitoba, des follicules matures ont été observés sur des échantillons récoltés entre la mi-mai et la fin du mois de septembre (Hristienko et coll., 2004). La dégénérescence des follicules ovariens marque la fin de l'oestrus lorsque l'accouplement n'a pas eu lieu (Jolicoeur, 1987).

Lors de l'ovulation, les ovules se trouvant à l'intérieur des follicules matures sont expulsés des ovaires et relâchés dans les cornes utérines, prêts à être fécondés par les gamètes mâles (Gingras et coll., 2014). Immédiatement après l'ovulation, les sites d'expulsion des ovules sont appelés « corps hémorragiques » (*corpus haemorrhagicum*; Himelright et coll., 2014), car ces structures s'effondrent et se remplissent de sang. Rapidement, le sang ayant rempli ces corps coagule et ces structures se transforment alors en ce que l'on appelle « corps jaunes » (*corpus luteum*; Feldhamer et coll., 2020). Comme l'ovulation est induite par la copulation chez l'ours noir, la présence de corps jaunes indique qu'il y a eu fécondation récente, et leur dénombrement permet d'estimer le taux d'ovulation (Jolicoeur et Lemieux, 1994). Ainsi, des corps jaunes peuvent être observés dès qu'il y a relâchement d'ovules pendant la période de reproduction, et ce jusqu'à 6 à 8 mois après l'accouplement (Jolicoeur, s. d.).

Chez les ours, les corps jaunes demeurent relativement dormants pendant environ 4 mois (phase folliculaire), soit de l'ovulation jusqu'à la pré-implantation, permettant ainsi aux femelles d'entrer à nouveau en oestrus durant la saison de reproduction (Tsubota et Kanagawa, 1993; Spady et coll., 2007). À la suite de l'implantation embryonnaire, soit au moment de l'hibernation ou peu avant (Kordek et Lindzey, 1980), les corps jaunes deviennent actifs pendant environ 3 mois (Spady et coll., 2007). Ces derniers sécrètent de la progestérone, une hormone qui intervient notamment afin de mettre en place des conditions favorables à l'implantation et au développement des embryons. Il a été observé chez des ours noirs de Pennsylvanie que les corps jaunes augmentent en taille après l'implantation embryonnaire, passant d'un diamètre moyen de 9,8 mm à 12,3 mm (Kordek et Lindzey, 1980). Par la suite, les corps jaunes dégèrent, et se transforment éventuellement en « corps blancs » (*corpora albicans*; Himelright et coll., 2014; Feldhamer et coll., 2020). Les corps blancs sont ainsi issus de précédentes gestations, et peuvent être classifiés selon certains critères (Tsubota et coll., 1990).

2.2.3.2 Protocole d'analyse des structures ovariennes

Bien que quelques informations relatives à l'analyse des ovaires aient été relevées dans la littérature portant spécifiquement sur l'ours noir, la majorité des procédures expérimentées et décrites dans le présent document sont inspirées du protocole de De Bellefeuille et coll. (2010) portant sur les coupes histologiques et la coloration d'ovaires de cervidés.

Préparation des ovaires

Après avoir été excisés des cornes utérines et fixés dans une solution de formaldéhyde à 10 % (voir Section 2.2.2 pour les méthodes de conservation des tissus), les ovaires doivent être enrobés individuellement dans la paraffine en préparation de leur examen en laboratoire (Tsubota et coll. 1990). Les ovaires enrobés de paraffine doivent ensuite être fixés sur un support de plastique (Figure 13) afin de les maintenir sur le réceptacle du microtome, l'instrument servant à effectuer les coupes histologiques. Il est recommandé de bien identifier les deux ovaires d'un même individu et de les conserver ensemble pour éviter les erreurs.



Figure 13. Ovaires d'ours noir enrobés de paraffine et fixés sur des supports en plastique en prévision de la réalisation des coupes histologiques au microtome.

Réalisation des coupes histologiques

Les ovaires enrobés individuellement de paraffine doivent être tranchés longitudinalement à l'aide d'un microtome. Bien que certains auteurs aient réalisé des coupes à intervalles de 5 μm sur des ovaires d'ourses (Tsubota et Kanagawa, 1993), il a été estimé que des coupes à intervalles de 10 μm étaient suffisantes pour observer les structures d'intérêt (c.-à-d. follicules matures, corps jaunes et corps blancs). Une coupe sur 20 doit alors être conservée et collée sur lame (Simard, 2010) afin d'en effectuer la coloration et l'observation ultérieures. Les lames doivent ensuite être déposées à plat sur une table chauffante à 45°C pendant 48 heures. Une exposition prolongée (c.-à-d. plus de 48 heures) sur la plaque chauffante n'est pas recommandée.

Coloration des coupes histologiques

Les coupes histologiques sur lames, préalablement installées sur un support (Figure 14), doivent être colorées au trichrome de Masson (Tsubota et coll., 1990; Simard, 2010) en préparation à l'examen histologique. Les différentes étapes de coloration à l'aide de bains de trempage, les produits utilisés, ainsi que les recettes des solutions, sont décrits au Tableau 2. La Figure 15 illustre un exemple d'installation des bains de trempage pour la coloration des coupes histologiques sous la hotte chimique.

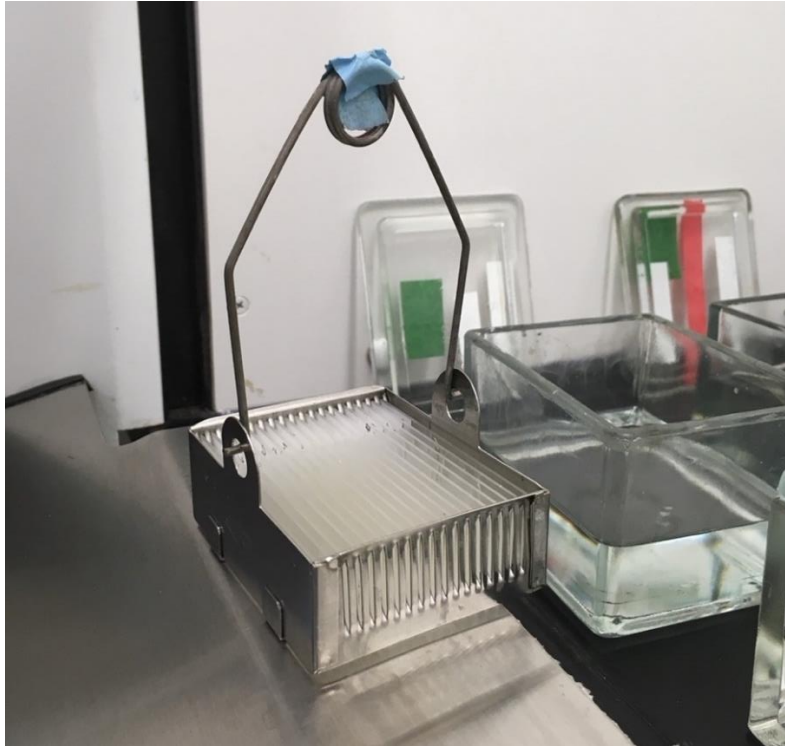


Figure 14. Support à lames servant à la coloration des coupes histologiques d'ovaires.



Figure 15. Installation des bains de trempage sous la hotte chimique pour la coloration des coupes histologiques sur lames.

Tableau 2. Description des étapes de coloration, des produits utilisés et des recettes employées, ainsi que des temps de trempage (en minutes) pour chaque produit utilisé pour l'analyse des structures ovariennes (inspiré de De Bellefeuille et coll., 2010).

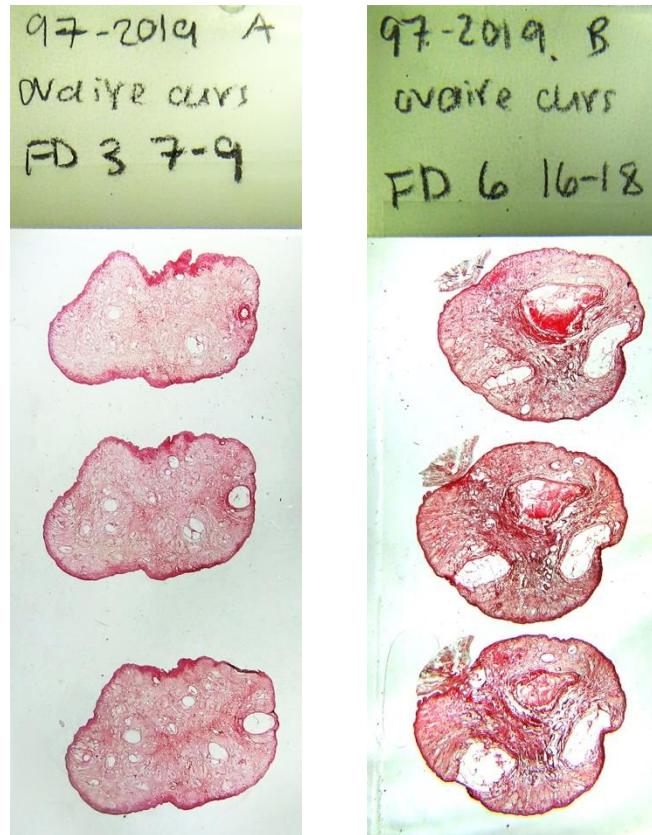
Étape	Produit	Recette	Temps de trempage (min.)	Nombre de trempages	Commentaires
1	Toluène (CAS:108-88-3)	NA	5	NA	NA
2	Toluène (CAS:108-88-3)	NA	2	NA	Changer la solution après 5 supports
3	Alcool 100 % (CAS:64-17-5)	NA	2	NA	NA
4	Alcool 100 % (CAS:64-17-5)	NA	2	NA	NA
5	Alcool 50 %	Combiner 50 mL d'alcool éthylique anhydre 100 % (CAS:64-17-5) et 50 mL d'eau distillée (CAS:7732-18-5).	2	NA	NA
6	Eau distillée (CAS:7732-18-5)	NA	1	NA	NA
7	Solution de Bouin Formaldéhyde (CAS:50-00-0) Acide acétique (CAS:64-19-7) Acide picrique (CAS:88-89-1)	NA	60	NA	À 56°C
8	Eau courante	NA	10	NA	Rinçage
9	Eau distillée (CAS:7732-18-5)	NA	NA	5	Quelques secondes d'immersion à chaque trempage et égoutter quelques secondes
10	Hématoxyline de Weigert	Combiner en quantités égales les deux solutions suivantes : 1) Dissoudre 2,5 g d'hématoxyline (CAS:517-28-2) dans 250 mL d'alcool 95 % (CAS:64-17-5). 2) Dissoudre 29 g de chlorure ferrique (CAS:10025-77-1) dans 100 mL d'eau distillée (CAS:7732-18-5). Prendre 10 mL de cette solution et y ajouter 237,5 mL d'eau distillée (CAS:7732-18-5) et 2,5 mL d'acide chlorydrique (CAS:7647-01-0).	5	NA	NA
11	Eau courante	NA	10	NA	Rinçage
12	Eau distillée (CAS:7732-18-5)	NA	NA	5	Quelques secondes d'immersion à chaque trempage et égoutter quelques secondes

Tableau 2 (suite). Description des étapes de coloration, des produits utilisés et des recettes employées, ainsi que des temps de trempage (en minutes) pour chaque produit utilisé pour l'analyse des structures ovariennes (inspiré de De Bellefeuille et coll., 2010).

Étape	Produit	Recette	Temps de trempage (min.)	Nombre de trempages	Commentaires
13	Biebrich scarlet-acid fuchsin	Mettre 4,5 g de Biebrich scarlet (CAS:4196-99-0) dans 450 mL d'eau distillée (CAS:7732-18-5). Dans un autre bécher, dissoudre 0,5 g d'acide fuchsin (CAS:3244-88-0) dans 50 mL d'eau distillée (CAS:7732-18-5). Mélanger les deux solutions et y ajouter 5 mL d'acide acétique glacial (CAS:64-19-7).	5	NA	Cette solution peut être conservée jusqu'à ce qu'elle présente des signes de détérioration
14	Eau distillée (CAS:7732-18-5)	NA	NA	5	Quelques secondes d'immersion à chaque trempage et égoutter quelques secondes
15	Acide phosphotungstique 5 %	Dissoudre 50 g d'acide phosphotungstique (CAS:12067-99-1) dans 1000 mL d'eau distillée (CAS:7732-18-5).	15	NA	Changer la solution après 3 supports
16	Colorant vert lumière	Chauffer 500 mL d'eau distillée et y dissoudre 10 g de poudre « Light green SF Yellowish » (CAS:5141-20-8). Laisser refroidir, effectuer une filtration sous vide ¹ et ajouter 4 mL d'acide acétique glacial (CAS:64-19-7).	4	NA	Cette solution peut être conservée jusqu'à ce qu'elle présente des signes de détérioration
17	Eau distillée (CAS:7732-18-5)	NA	NA	5	Quelques secondes d'immersion à chaque trempage et égoutter quelques secondes
18	Acide acétique 1 %	Combiner 1 mL d'acide acétique glacial (pur) (CAS:64-19-7) avec 99 mL d'eau distillée (CAS:7732-18-5).	1,5	NA	Changer la solution après 3 supports
19	Alcool 95 %	Combiner 95 mL d'alcool éthylique anhydre 100 % (CAS:64-17-5) avec 5 mL d'eau distillée (CAS:7732-18-5).	NA	15	Quelques secondes d'immersion à chaque trempage et égoutter quelques secondes
20	Alcool 100 % (CAS:64-17-5)	NA	NA	15	NA
21	Alcool 100 % (CAS:64-17-5)	NA	2	NA	NA
22	Toluène (CAS:108-88-3)	NA	1	NA	Changer la solution après 5 supports
23	Toluène (CAS:108-88-3)	NA	2	NA	Changer la solution après 5 supports
24	Toluène (CAS:108-88-3)	NA	2	NA	Changer la solution après 5 supports

¹ La filtration sous vide est conseillée pour plus de rapidité. Prendre un filtre monté sur support de plastique rouge, l'installer sur un erlenmeyer (utiliser un bouchon de caoutchouc troué pour plus de stabilité au besoin), rendre le pourtour bien étanche à l'aide de parafilm. Installer un boyau de caoutchouc à la sortie du filtre et le brancher sur une valve d'aspiration. Faire sortir l'air doucement jusqu'à filtration complète.

Au terme des étapes de coloration, et une fois les lames sèches, la finition des lames peut être réalisée préalablement à l'examen microscopique. La Figure 16 illustre un exemple de coupes histologiques d'ovaires d'une femelle de l'ours noir après les étapes de coloration effectuées selon le protocole précédemment décrit.



© Marie-Claude Martin

Figure 16. Coupes des deux ovaires (A et B) d'une femelle de l'ours noir (ID 97-2019) sur lames après coloration au trichome de Masson. Chaque lame contient trois coupes à intervalle de 10 μ m (c.-à-d. une coupe sur 20) illustrant l'évolution des structures ovariennes à l'intérieur de ces sections (tiré des travaux exploratoires de Frédérique Doyon, non publiés).

Observation des structures ovariennes

Les structures ovariennes colorées peuvent être observées au microscope à un grossissement de 10X (Gingras et coll. 2014). Parmi les structures observables lors de l'examen de coupes histologiques d'ovaires d'ours noirs, les follicules matures, les corps jaunes et les corps blancs sont considérés comme intéressants pour évaluer la reproduction potentielle ou passée. Le Tableau 1 fournit des exemples d'indicateurs qu'il est possible d'estimer à partir de ces observations. Si des follicules matures (c.-à-d. ≥ 5 mm sur l'axe où le diamètre est le plus grand), des corps jaunes et/ou des corps blancs sont observés, ces derniers peuvent être dénombrés et leur diamètre mesuré. Puisqu'il s'agit de structures volumiques, chaque structure devrait être observée sur quelques coupes consécutives. Par ailleurs, les observations de coupes histologiques devraient être réalisées par un minimum de deux observateurs afin de contrevalider les résultats.

La Figure 17 illustre un exemple de follicule mature chez l'ours noir. Le follicule évolue tout au long de sa maturation, et se distingue par une forme plutôt circulaire présentant une cavité et au sein duquel se forme l'ovocyte, c'est-à-dire un ovule qui n'est pas encore arrivé à maturité. Un follicule de De Graaf devrait être visible macroscopiquement et distingué par sa grande cavité.

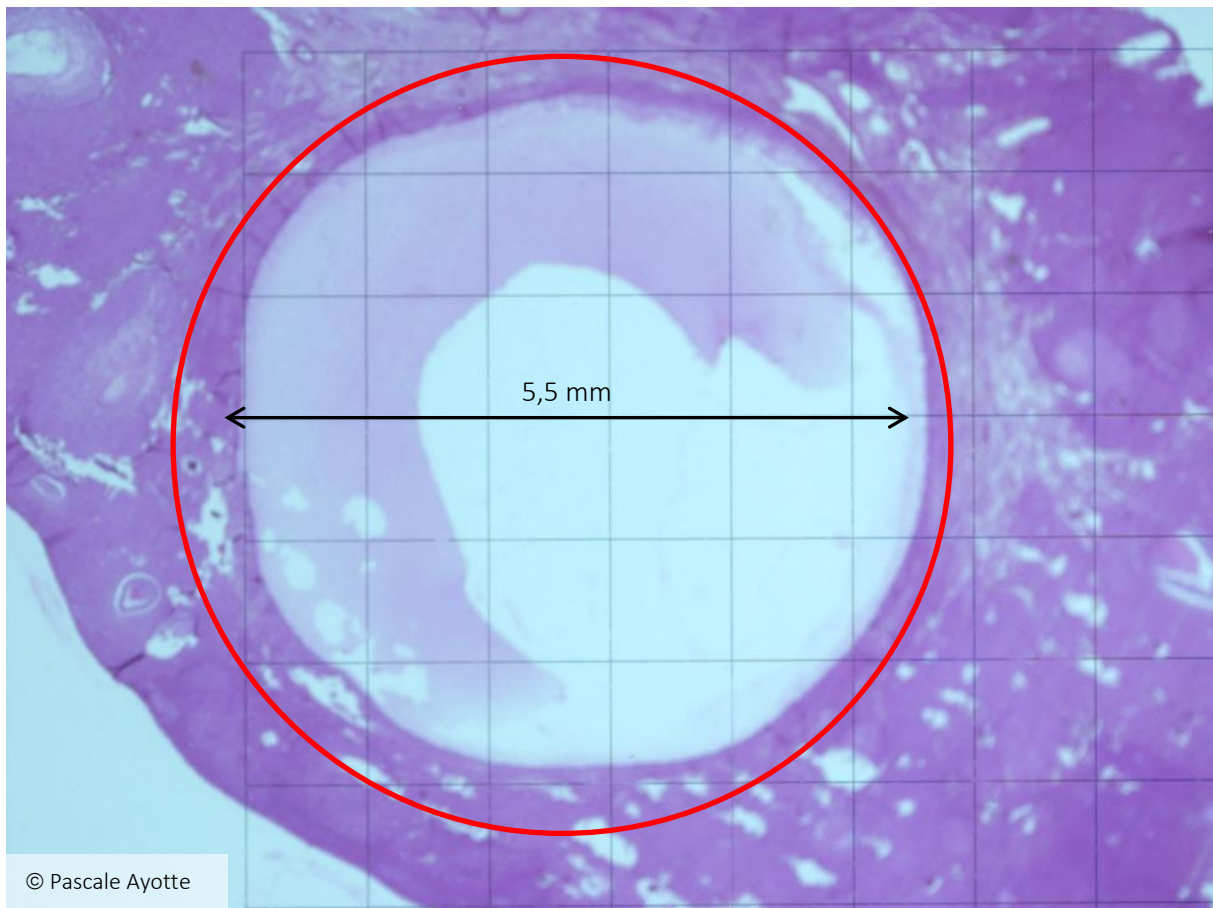


Figure 17. Follicule mature (diamètre de 5,5 mm sur l'axe où le diamètre est le plus grand) au microscope sur une coupe histologique d'un ovaire d'une femelle de l'ours noir (tiré des travaux de Jolicoeur et Lemieux, 1994).

La Figure 18 illustre un exemple de corps jaune chez l'ours noir. Le corps jaune est une cicatrice au contour relativement irrégulier présentant un coagulum central entouré d'une couche progestative constituée de cellules lutéiniques. Un corps jaune devrait également être visible macroscopiquement.

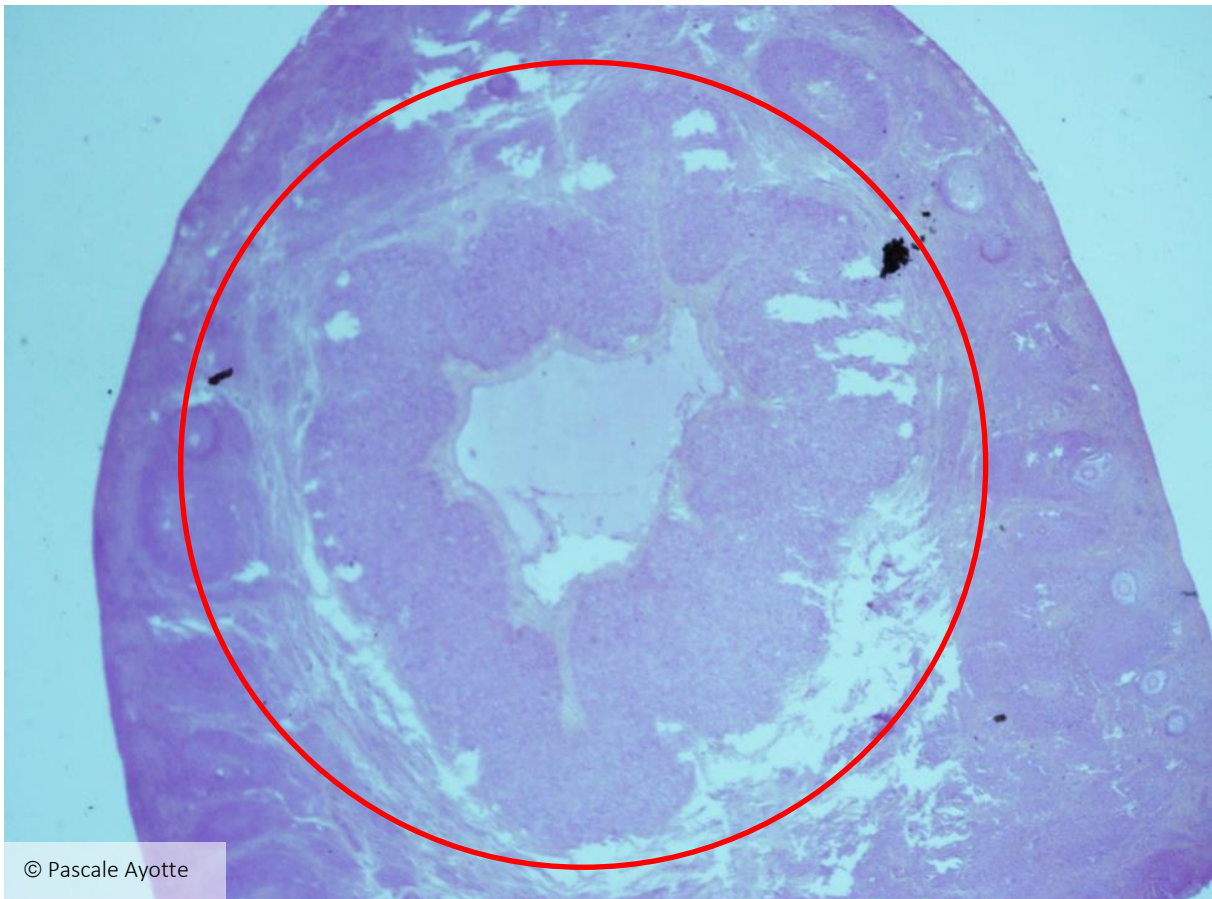


Figure 18. Corps jaune observé au microscope sur une coupe histologique d'un ovaire d'une femelle de l'ours noir abattue au mois de juin dans la réserve faunique La Vérendrye (tiré des travaux de Jolicoeur et Lemieux, 1994).

La Figure 19 illustre un exemple de corps blanc chez le cerf de Virginie (Ayotte, 2018). Le corps blanc est une petite cicatrice au contour irrégulier présentant des cellules lutéiniques dégénérées. Les ovaires du cerf de Virginie sont légèrement plus petits que ceux de l'ours noir. Bien que l'on puisse envisager que ces structures soient similaires entre les deux espèces, il nous est impossible de le confirmer puisque nous n'avons pas trouvé d'image montrant ces structures ovariennes chez l'ours noir.

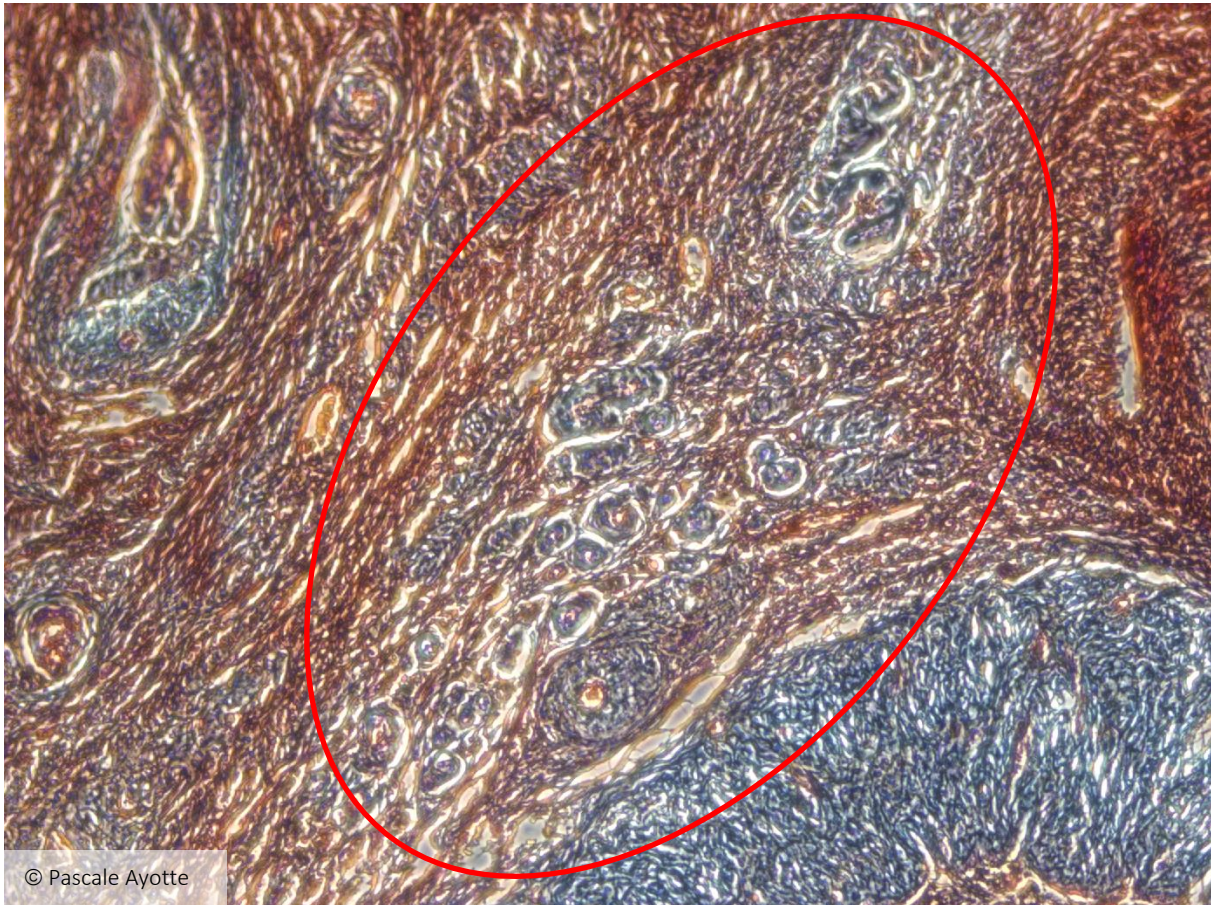


Figure 19. Corps blanc observé au microscope sur une coupe histologique d'un ovaire d'une femelle cerf de Virginie (tiré des travaux de Ayotte, 2018). Cette figure est présentée à titre indicatif seulement.



QUELQUES ASPECTS DE SÉCURITÉ À CONSIDÉRER

- Préparer les solutions et manipuler les produits chimiques sous une hotte chimique;
- Porter des équipements de protection individuelle (p. ex. sarrau, gants et lunettes de sécurité) lors des manipulations en laboratoire, tel que recommandé dans les fiches signalétiques des produits chimiques utilisés.

2.2.3.3 Limites inhérentes à la méthode

L'analyse des structures ovariennes comme méthode d'étude de la reproduction chez l'ours noir implique certaines limites. Tout d'abord, le stade de développement des structures ovariennes peut varier selon la

date de mort des animaux échantillonnés. Comme la chasse se déroule pendant la saison de reproduction, certaines femelles aptes à se reproduire pourraient ne présenter aucun signe d'expulsion d'ovule (c.-à-d. follicule dégénéré ou corps jaune). Ensuite, notre expérimentation limitée de cette méthode a montré que l'identification des structures ovariennes n'est pas chose facile, exigeant ainsi que les observateurs détiennent des compétences approfondies en histologie. En effet, les structures évoluent tout au long du cycle reproducteur, notamment en fonction du succès de la fécondation, passant également par différents stades intermédiaires qu'il incombe aux observateurs de bien reconnaître.

2.2.4 Cornes utérines

2.2.4.1 Structures observables

Les embryons (c.-à-d. ovules fécondés) peuvent être observés à différents stades de développement à l'intérieur des cornes utérines (Kordek et Lindzey, 1980). Les blastocystes sont des embryons encore flottants dans le tractus génital au cours de la diapause embryonnaire. La présence de blastocystes flottants à l'intérieur des cornes utérines d'une femelle signifie que cette dernière a été fécondée avec succès au moins 10 jours avant sa mort (Hensel et coll., 1969; Himelright et coll., 2014). Un embryon à l'état de blastocyste serait constitué d'au moins 100 cellules, et pourrait mesurer environ de 0,7 mm (Daniel, 1974) à 3,0 mm de diamètre (*Ursus arctos yesonensis*; Tsubota et Kanagawa, 1993). Le dénombrement des blastocystes permet d'estimer le taux d'ovulation (Jolicoeur et coll., 2006). Bien que ces structures aient été peu étudiées (Kordek et Lindzey, 1980; Jolicoeur et coll., 2006; Himelright et coll., 2014), on estime que, au même titre que les corps jaunes, leur observation devrait être optimale sur des organes prélevés sur des femelles abattues au cours de l'automne, soit après la période de fécondation des ovules par les gamètes mâles. À la fin de l'automne, la diapause embryonnaire prend fin; l'implantation des blastocystes, jusqu'alors flottants, est donc initiée (Kordek et Lindzey, 1980). Les blastocystes se transforment alors en embryons. En Pennsylvanie, Kordek et Lindzey (1980) ont observé des embryons implantés aux parois utérines sur des ourses abattues en novembre.

Les cicatrices observées au niveau des cornes utérines, qui se traduisent par des marques pigmentées sur l'endomètre (parois internes; Bourbonnais, 2009), indiquent les portées antérieures récentes d'une femelle, les cicatrices issues de portées nées au cours des deux dernières années étant les plus clairement identifiables. Chaque cicatrice correspond en principe à un embryon implanté avec succès sur l'endomètre (Hensel et coll., 1969). Ainsi, le dénombrement des cicatrices placentaires (ou utérines) permet d'estimer le taux d'implantation embryonnaire, c'est-à-dire le nombre d'embryons implantés avec succès par femelle. Cette mesure permet également d'estimer la taille potentielle des portées, de même que l'âge à la première reproduction (Jolicoeur et Lemieux, 1994) chez les jeunes femelles lorsqu'on a pris soin de prélever la dent pour déterminer son âge. Cette méthode nécessite d'extraire le tractus complet et en un seul morceau, puisque des cornes utérines déchirées pourraient présenter une ou des cicatrices plus difficilement identifiables près des déchirures, alors que des sections de cornes utérines manquantes pourraient avoir présenté des cicatrices placentaires alors impossibles à dénombrer.

2.2.4.2 Protocole d'analyse des embryons

Afin de vérifier la présence de blastocystes flottants, les cornes utérines préalablement incisées longitudinalement doivent être rincées à l'aide d'une solution saline (0,9 N) au-dessus d'un contenant de verre (Jolicoeur et coll., 2006; Himelright et coll., 2014). Lorsque présents, les blastocystes peuvent être dénombrés visuellement. Les embryons implantés au niveau des parois utérines peuvent être dénombrés en observant les cornes incisées longitudinalement. Nous soulignons qu'il existe peu de littérature concernant l'utilisation de ces méthodes et que des ajustements au protocole suggéré pourraient être nécessaires.

2.2.4.3 Protocole d'analyses des cicatrices placentaires

Préparation des cornes utérines

Pour analyser les cornes utérines, le tractus doit être étendu à plat après avoir retiré les ovaires. Chaque corne doit être incisée sur son côté externe, et sur toute la longueur, afin d'exposer l'endomètre. Les cicatrices placentaires récentes, si présentes, sont souvent visibles sans manipulation supplémentaire. Toutefois, les cicatrices doivent être classifiées en fonction de leur âge que l'on peut estimer à partir de leur forme et de leur intensité, ce qui n'est pas évident à ce stade. En effet, certaines cicatrices plus anciennes ne deviennent apparentes qu'après avoir été exposées à un traitement permettant de révéler les structures pigmentaires des cicatrices.

Traitement des cornes utérines

En raison de la toxicité des produits chimiques utilisés pour cette étape, il est important de suivre les recommandations des fiches signalétiques des produits. Le traitement des cornes utérines doit s'effectuer sous une hotte chimique (Figure 20). Après s'être muni d'un équipement de protection individuelle adéquat, le tractus doit d'abord être immergé dans une solution de sulfure d'ammonium ($\text{H}_8\text{N}_2\text{S}$; CAS:12135-76-1) à 10 % pendant 8 minutes. Le sulfure d'ammonium se fixe sur l'hémoglobine, révélant les cicatrices placentaires (sites d'implantation des embryons). Après ce premier trempage, le tractus doit être rincé à l'eau distillée ou déionisée pendant quelques secondes, tout en demeurant sous la hotte chimique. Ensuite, le tractus doit être immergé dans une solution à parts égales (1:1) d'acide chlorhydrique (HCl; CAS:7647-01-0) à 1 % et d'hexacyanoferrate de potassium ($\text{K}_4[\text{Fe}(\text{CN})_6]\cdot 3\text{H}_2\text{O}$; CAS:14459-95-1) à 20 % pendant 8 minutes. Enfin, le tractus doit être rincé de nouveau sous l'eau distillée ou déionisée pendant quelques secondes (Bray et coll., 2003; Klestil, 2014).



Figure 20. Bains de produits chimiques dans lesquels sont immergés de manière séquentielle les tractus génitaux sous la hotte chimique afin de révéler les cicatrices placentaires.

Afin d'assurer une action optimale des différents trempages, il faut vidanger les bains à une fréquence régulière, soit environ à tous les 10 tractus pour la solution d'acide chlorhydrique à 1 % et d'hexacyanoferrate de potassium à 20 %, et à tous les 5 tractus pour les bains d'eau distillée. Quant au bain de sulfure d'ammonium à 10 %, il est suggéré de l'utiliser aussi longtemps que le liquide conserve une certaine limpidité ; si celui-ci devient trouble ou que sa couleur est hautement altérée (p. ex. passant du jaune au vert-gris), il est probable que son action sur les tissus soit moins optimale. Il est donc conseillé de maintenir, dans le bain, la quantité minimale de sulfure d'ammonium à 10 % permettant d'immerger entièrement l'échantillon afin de limiter les pertes.

Lorsque présentes, les cicatrices sont révélées par une coloration noire bleutée (Bray et coll., 2003), et peuvent faire l'objet d'une analyse macroscopique, tout en demeurant sous la hotte chimique. La Figure 21 illustre un tractus génital complet d'une ourse présentant des cicatrices placentaires après traitement.



Figure 21. Tractus génital complet d'une femelle de l'ours noir présentant trois cicatrices placentaires (indiquées par les flèches rouges). Une échelle en centimètres est illustrée à titre indicatif.

En s'assurant que le tractus demeure humide après traitement, il a été recommandé chez le lièvre d'Europe (*Lepus europaeus*) de réaliser les observations dans les minutes qui suivent, et au maximum au cours des deux heures suivant le traitement (Bray et coll., 2003). En effet, puisque les produits utilisés sont très corrosifs, la qualité de la coloration des cicatrices est altérée par la formation progressive d'une pellicule blanchâtre après un certain temps de repos à l'air libre.

Les observations des cicatrices placentaires devraient être réalisées par un minimum de deux observateurs afin de contrevalider les résultats. Par ailleurs, considérant que les organes doivent être jetés assez rapidement, notamment en raison des émanations toxiques provoquées par le sulfure d'ammonium, il pourrait être stratégique de les photographier au moment de faire les observations afin de pouvoir les examiner de nouveau ultérieurement, au besoin.

La Figure 22 présente les cicatrices placentaires observées sur quatre tractus différents (A, B, C et D) avant traitement, après 4 minutes ou 8 minutes de trempage dans le sulfure d'ammonium ($\text{H}_8\text{N}_2\text{S}$) à 10 %. Ces images démontrent que le temps de trempage a un effet marqué sur l'intensité des cicatrices placentaires révélées, ce qui peut influencer la catégorisation des cicatrices basée sur leur intensité et, incidemment, l'interprétation des résultats. Dans certains cas (p. ex. pour le tractus D), le patron de la cicatrice semble plus clairement défini, ce pour quoi un temps de trempage de 8 minutes apparaît approprié. À la lumière de ces observations, il incombe donc de fixer un temps de trempage précis et identique pour tous les tractus génitaux analysés dans le cadre d'une étude pour standardiser l'approche expérimentale.

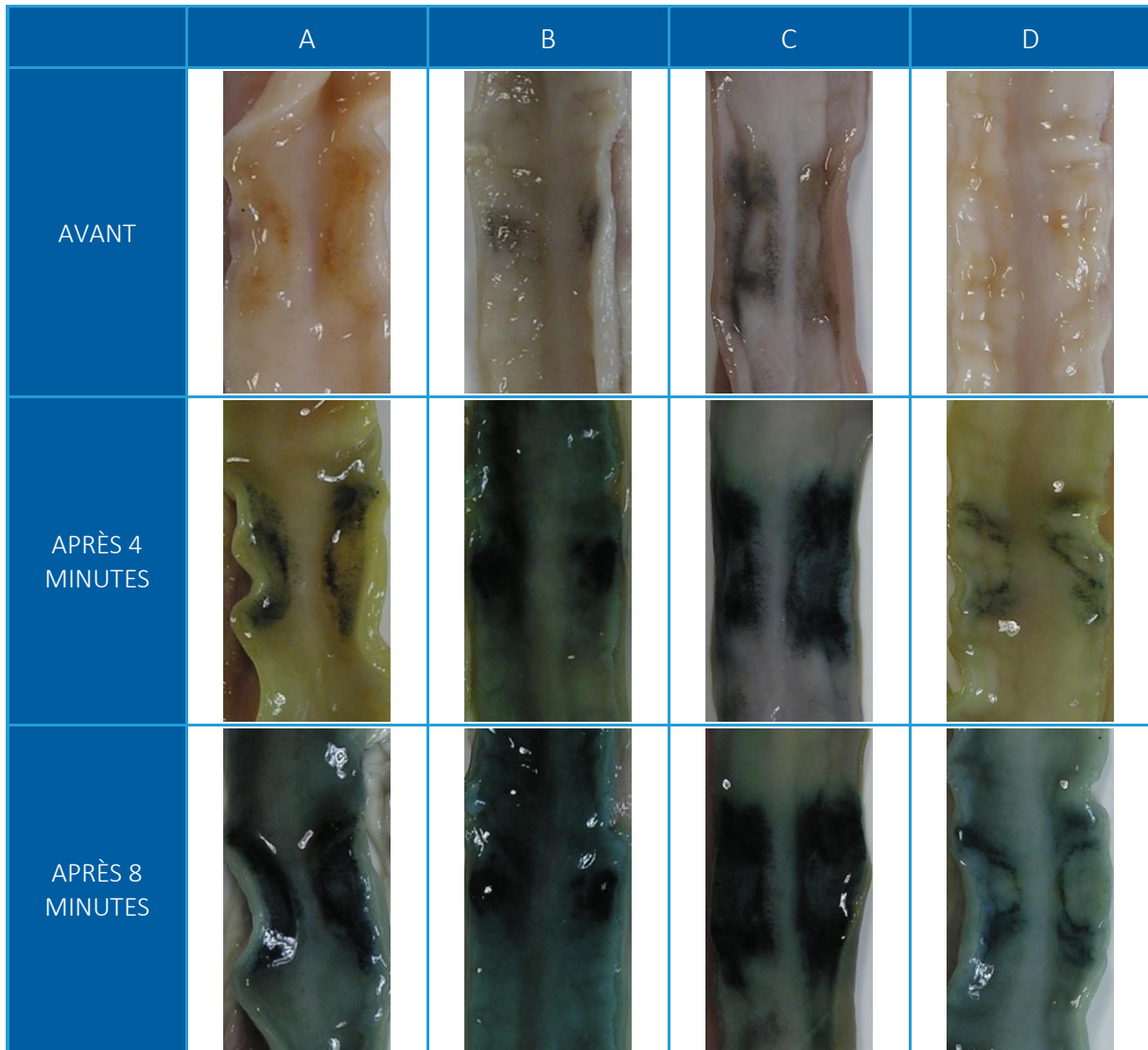


Figure 22. Exemples de quatre cicatrices placentaires (A, B, C et D) observées sur le tractus de quatre ours noirs différents avant traitement, après 4 minutes et après 8 minutes de trempage dans le sulfure d'ammonium ($\text{H}_8\text{N}_2\text{S}$) à 10 %.

Chez le lynx du Canada, des auteurs suggèrent de faire un examen visuel macroscopique des cicatrices placentaires par transparence sur une table lumineuse avec (Bourbonnais, 2009) ou sans traitement au sulfure d'ammonium (Hristienko et coll., 2004; Reynolds et coll., 2017). Cependant, la pertinence d'une telle approche pour l'étude des cicatrices placentaires chez l'ours noir est discutable, considérant que celles-ci sont généralement aisément identifiables macroscopiquement lorsqu'elles sont révélées par le sulfure d'ammonium. De même, chez l'ours noir, les caractéristiques des tissus utérins (p. ex. épaisseur, couleur, texture) sont grandement variables entre les individus, ce qui pourrait complexifier la standardisation des observations lorsque réalisées sur une table lumineuse. Nous ne recommandons donc pas cette approche pour étudier les cicatrices placentaires chez l'ours noir.

Catégorisation des cicatrices

Lors des observations préliminaires, il convient d'établir un barème afin de catégoriser les cicatrices en fonction de leur patron et/ou de leur intensité pigmentaire. De manière générale, les cicatrices plus foncées et colorées, et formant un anneau complet ou presque complet, sont considérées issues de gestations récentes. Les cicatrices plus pâles et ternes, et formant un anneau incomplet, sont considérées issues de gestations plus anciennes (Jolicoeur et Lemieux, 1994; Hristienko et coll., 2004). Un exemple de catégorisation inspiré des critères employés par Klestil (2014) chez l'ours brun est présenté à la Figure 23. Les cicatrices placentaires de catégories 1 et 2 sont considérées comme issues de portées récentes (< 2 ans précédent la mort), alors que les cicatrices de catégories 3 et 4 sont considérées comme issues de portées anciennes (≥ 2 ans précédent la mort). Selon cette catégorisation, le tractus génital de la Figure 21 présentait 3 cicatrices de catégorie 2. Par ailleurs, selon Hristienko et coll. (2004), il est également possible d'observer des cicatrices dont le patron, peu commun, prend la forme d'une très petite marque circonscrite et dont le diamètre est inférieur à 3 mm (voir Klestil (2014) à la page 89 pour un exemple chez l'ours brun). Une telle marque pourrait indiquer le site d'implantation d'un embryon ayant avorté avant la fin de la gestation. Une femelle ayant des cicatrices placentaires foncées au printemps ne devrait en principe pas présenter de follicules ni de corps jaunes au niveau des ovaires ; dans le cas contraire, cela constituerait une indication que les fœtus issus de sa dernière gestation n'ont pas survécu (Hristienko et coll., 2004) avant ou après leur naissance.

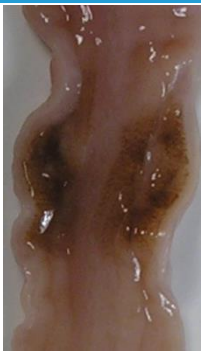




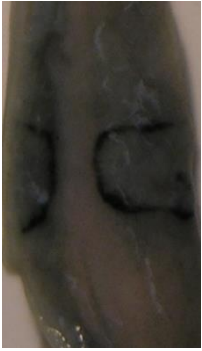


Catégorie	Avant traitement	Après traitement	Intensité	Patron
CICATRICES RÉCENTES (< 2 ans)				
1			Très élevée	Anneau épais et complet, pigmentation intérieure complète et pigmentation latérale
2			Élevée	Anneau épais et complet, pigmentation intérieure partielle et pigmentation latérale
CICATRICES ANCIENNES (≥ 2 ans)				
3			Moyenne	Anneau mince et complet, absence ou faible pigmentation intérieure et/ou latérale
4			Faible	Anneau mince et incomplet, absence ou très faible pigmentation intérieure et/ou latérale

Figure 23. Exemple de catégorisation des cicatrices placentaires chez l'ours noir avant et après traitement en fonction de leur intensité et de leur patron. Ces échantillons ont été récoltés dans différentes régions du Québec entre la mi-mai et la fin juin.



QUELQUES ASPECTS DE SÉCURITÉ À CONSIDÉRER

- Porter des gants lors du prélèvement du tractus sur l'animal afin de limiter les risques de contamination parasitaire ou de transmission de maladies;
- Préparer les solutions et manipuler les produits chimiques, de même que les pièces anatomiques souillées par ces produits, sous une hotte chimique;
- Porter des équipements de protection individuelle (p. ex. sarrau, gants et lunettes de sécurité) lors des manipulations en laboratoire, tel que décrit dans les fiches signalétiques des produits chimiques utilisés. Le port d'un masque à cartouches pour les émanations toxiques est recommandé pour manipuler le sulfure d'ammonium ($\text{H}_8\text{N}_2\text{S}$);

2.2.4.4 Limites dans l'interprétation des résultats

Les variations du patron et de l'intensité des cicatrices peuvent mener à une certaine imprécision quant à leur interprétation (Klestil, 2014). Ces variations peuvent entraîner des difficultés à estimer l'âge des cicatrices, surtout pour celles vraisemblablement issues de portées plus anciennes. Ceci pose un problème encore plus important si les observations ne sont pas toujours effectuées par les mêmes observateurs. À cet égard, il est donc recommandé de catégoriser les cicatrices à partir de critères rigoureusement établis et par des manipulateurs expérimentés.

Cette méthode perd par ailleurs de son intérêt lorsque l'âge de l'animal analysé n'est pas disponible en raison de la relation entre la taille des portées et l'âge des femelles (Kolenosky, 1990). Pour cette raison, la lecture des cicatrices utérines a avantage à être combinée avec l'estimation de l'âge par le prélèvement et l'analyse de la première prémolaire de la mâchoire supérieure (voir Section 2.3). De plus, l'obtention d'autres données individuelles, telle que la masse corporelle, pourrait augmenter la qualité de l'information tirée de ces analyses. En outre, si l'objectif est de lier les indicateurs de productivité des femelles à des phénomènes temporels, comme la productivité de certaines espèces végétales (p. ex. arbres à fruits durs), cette méthode pourrait être discutable en raison de la difficulté d'attribuer un âge précis aux cicatrices placentaires.

Finalement, il importe de souligner que le nombre de cicatrices placentaires ne permet pas de démontrer qu'il y a eu autant d'oursons nés. En effet, il est possible que des embryons cessent leur développement en cours de gestation (Tsubota et coll., 1990). C'est pourquoi le dénombrement des cicatrices placentaires doit être vu comme un indice de la taille potentielle des portées. Le nombre de petits nés en bonne santé, et ayant survécu après la naissance peut différer du nombre de cicatrices présentes sur les parois utérines.

2.3 Dents

Chez certaines espèces de mammifères, le dénombrement des anneaux de ciment dentaire est une méthode courante pour estimer l'âge des individus. En effet, il a été démontré qu'un anneau de ciment s'ajoute au niveau de la racine dentaire à chaque année de vie de l'animal. Chez l'ours noir, l'estimation de l'âge par le dénombrement de ces anneaux a été expérimentée dès les années 1960 (Marks et Erickson, 1966; Stoneberg et Jonkel, 1966). De plus, chez les femelles de l'ours noir, il apparaît que ces successions d'anneaux de ciment au niveau des prémolaires de la mâchoire supérieure (PM1) permet de mettre en lumière leurs antécédents reproducteurs (Matson et coll., 1999). En effet, un examen attentif du patron de croissance des anneaux de ciment permet de reconstruire l'histoire reproductive d'une femelle, et plus particulièrement de déterminer l'âge à la primiparité, l'intervalle entre deux portées, ainsi que le nombre de portées d'une femelle jusqu'au moment de sa mort (Coy et Garshelis, 1992; Carrel, 1994; Jolicoeur et coll., 2006). En principe, un anneau de ciment très mince représente une année où la femelle a investi beaucoup d'énergie dans les soins maternels (Coy et Garshelis, 1992; Medill et coll., 2010), puisque la production de

cément au cours de cette période énérgivore est réduite. Cette approche peut fournir d'abondantes informations sur les paramètres démographiques, et ce à un faible coût par rapport à d'autres méthodes (p. ex. visite de tanières; Allen et coll., 2017).

2.3.1 Prélèvement des dents

Afin d'analyser les patrons d'anneaux du cément de la racine dentaire des femelles de l'ours noir, il faut prélever au moins une des deux premières prémolaires de la mâchoire supérieure (Coy et Garshelis, 1992). La Figure 24 illustre l'emplacement de ces dents sur le profil crânien d'un ours noir; elles sont situées juste derrière les canines.

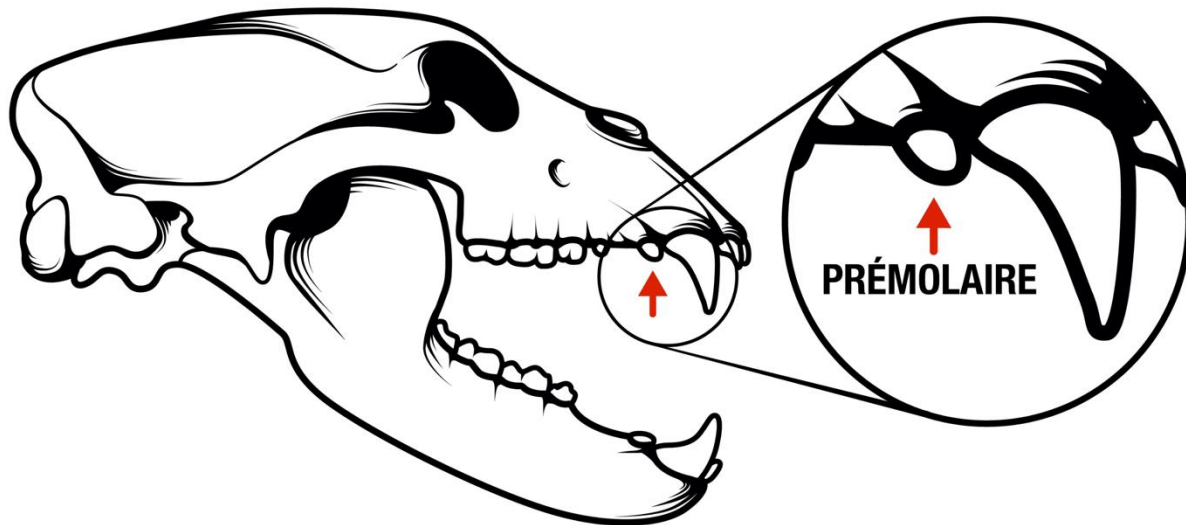


Figure 24. Illustration d'un crâne d'ours noir et emplacement de la première prémolaire de la mâchoire supérieure (PM1).

Le prélèvement peut s'effectuer sur une femelle vivante ayant été capturée dans le cadre d'un projet de suivi. Dans ce cas, la dent doit être extraite délicatement à l'aide d'un éleveur dentaire et d'un davier lorsque la femelle est sous anesthésie. Cette pratique chirurgicale doit être réalisée par du personnel ayant reçu une formation spécifique. Le prélèvement peut également s'effectuer sur une femelle post-mortem. Dans ce cas, les deux premières prémolaires de la mâchoire supérieure peuvent être extraites. Pour chaque dent, il faut d'abord dégager délicatement autant de chair que possible autour de celle-ci à l'aide d'un couteau bien aiguisé. Par la suite, il est nécessaire d'insérer la pointe du couteau dans la gencive entre la canine et la prémolaire et, par une légère torsion, déloger la dent de sa position (Figure 25). Au besoin, il est possible d'utiliser des pinces pour extraire la dent en faisant des mouvements de rotation et en prenant soin de ne pas la casser. Bien que le prélèvement des dents puisse s'avérer difficile, particulièrement chez les femelles post-mortem en raison de la rigidité cadavérique, cette procédure doit être réalisée avec soin, puisque l'analyse des anneaux du cément nécessite que la racine dentaire soit aussi intacte que possible.



Figure 25. Prélèvement d'une prémolaire de la mâchoire supérieure d'une femelle de l'ours noir post-mortem.

Après avoir retiré la majorité de la chair qui recouvre les racines dentaires, pour éviter la nécrose de ces tissus, les dents d'une femelle doivent être déposées dans une enveloppe en papier individuelle correctement identifiée, et conservées dans un endroit sec et frais jusqu'à ce qu'elles puissent être envoyées à un laboratoire spécialisé (p. ex. Matson's Laboratory, Montana, États-Unis) aux fins d'analyses. La deuxième dent d'un même individu peut permettre de valider les résultats obtenus avec la première en cas d'ambiguïté (Naji et coll., 2015). Selon Medill et coll. (2010), les données obtenues pour deux prémolaires d'une même mâchoire (c.-à-d. supérieure ou inférieure) peuvent être combinées chez l'ours blanc (*Ursus maritimus*), alors que cela ne serait pas aussi évident pour deux prémolaires issues des mâchoires inférieure et supérieure.

2.3.2 Analyse des dents

La reconstruction de l'histoire reproductive par l'analyse des dents prélevées chez l'ours noir requiert une expertise de pointe, et il est recommandé de confier ce travail à un laboratoire spécialisé en la matière. En Amérique du Nord, le laboratoire Matson (Manhattan, Montana) a développé une expertise reconnue dans ce type d'analyses (matsonslab.com). Les manipulations se résument essentiellement à i) mettre la dent préalablement nettoyée et décalcifiée dans un bloc de paraffine, ii) effectuer de fines coupes au niveau de la racine à l'aide d'un microtome, iii) monter et colorer ces coupes sur lames et iv) observer les lames au microscope. L'estimation du nombre de portées d'une femelle implique de distinguer les anneaux du cément plus minces, de ceux plus épais. Selon le laboratoire Matson, afin de conclure à l'évidence d'une portée élevée avec succès, deux critères doivent être rencontrés : 1) présence d'une couche de cément mince et foncée et 2) présence d'une couche de cément épaisse, qui succède à la première, à la limite

externe de la première couche. Par exemple, la Figure 26 représente une coupe de la racine dentaire d'un ours noir femelle âgée de 13 ans (abattue en juin). D'après le patron des anneaux du ciment, celle-ci a donné naissance et élevé avec succès des oursons pour la première fois à l'âge de 4 ans, et par la suite à tous les deux ans.



Figure 26. Coupe de la racine dentaire d'une femelle de l'ours noir âgée de 13 ans. La femelle a donné naissance à des oursons pour la première fois à l'âge de 4 ans, et par la suite à tous les deux ans, ce qui est représenté par les anneaux du ciment plus épais et foncés qui sont indiqués par des flèches.



QUELQUES ASPECTS DE SÉCURITÉ À CONSIDÉRER

- Lorsque les dents sont prélevée(s) sur un animal vivant, il faut consulter un vétérinaire qui nous guidera vers un produit chimique immobilisant permettant une anesthésie assez profonde pour faire cette manipulation;
- Porter des gants lors des contacts avec l'animal afin de limiter les risques de contamination parasitaire ou de transmission de maladies.

2.3.2.1 Limites dans l'interprétation des résultats

La lactation est considérée comme un facteur de stress physiologique pour les ourses, puisqu'elle entraîne une perte de calcium (Rogers, 1975), perturbant le cycle de croissance normal des tissus dentaires. Ce serait d'ailleurs ces périodes énergétiquement très coûteuses pour les femelles qui expliqueraient la présence d'anneaux plus minces (et foncés) au niveau du ciment de la racine dentaire (Coy et Garshelis, 1992). C'est pourquoi les analyses du patron des anneaux du ciment de la racine dentaire permettent de conclure à une portée « élevée avec succès », puisque ce sont les soins maternels procurés aux oursons qui conduisent à la formation d'un anneau de ciment mince et foncé. Dans le cas où une femelle perd ses petits peu après la naissance, ce qui conduit à un arrêt de la lactation, il pourrait être difficile de conclure à

l'existence d'une portée d'après les critères établis, même si cette femelle a bien donné naissance à des ours. Cette méthode permet donc de mesurer le succès reproducteur, sans toutefois fournir d'information sur la survie, et incidemment sur la taille des portées (Allen et coll., 2017).

D'autre part, certains phénomènes physiologiques peuvent contribuer aux difficultés d'interprétation relatives à cette méthode d'analyse. Tout d'abord, il apparaît que les mécanismes sous-jacents à l'accumulation des anneaux du ciment peuvent être sujets à des variations non seulement entre les individus, mais également lorsque ces derniers se trouvent en situation de stress nutritionnel (Coy et Garshelis, 1992; Medill et coll., 2010; Allen et coll., 2017). Ensuite, lors de la cémentogénèse, les anneaux du ciment plus internes (plus âgés) peuvent subir une compaction, entraînant un écrasement, voire une destruction de plusieurs structures. On reconnaît que ce phénomène peut entraîner des biais dans les analyses, tel qu'une sous-estimation de l'âge (Naji et coll., 2015). Enfin, White (1996) soulève la possibilité que la détection des portées par l'analyse des anneaux du ciment pourrait être biaisée vers les portées multiples si l'allaitement d'un seul ours n'influence pas suffisamment à la baisse le taux de calcium dans le sang (c.-à-d. en augmentant l'hypocalcémie) de la mère, engendrant ainsi potentiellement un anneau du ciment ne présentant pas les caractéristiques attendues. À la lumière de ces problématiques potentielles, cette méthode n'est probablement pas la meilleure pour estimer l'âge à la primiparité des femelles puisque cette estimation pourrait être biaisée vers les femelles qui, de par leur meilleure condition corporelle, pourraient avoir des portées plus nombreuses à un plus jeune âge.

L'histoire reproductive ne peut être déterminée avec succès pour chaque femelle dont les dents sous soumise pour analyse. Au contraire, le taux de réussite relativement faible nécessite de recueillir de grands échantillons de dents, ce qui peut prendre de nombreuses années. En effet, citons l'exemple d'analyses réalisées sur des dents prélevées sur des femelles récoltées par la chasse au Wisconsin entre 1995 et 2014 ($N = 19\ 101$; ≥ 2 ans), qui ont permis d'évaluer avec succès l'histoire reproductive de 25 % des échantillons soumis ($n = 4\ 688$; Allen et coll., 2017). Cela signifie que pour 75 % des dents, aucun patron au niveau des anneaux du ciment de la racine dentaire n'a pu être clairement décelé lors des analyses. Il est par contre probable que ces femelles aient tout de même produit une ou des portées dans le passé, sans que cela n'ait été détecté. Par ailleurs, au sein des échantillons analysés avec succès, une moyenne annuelle de 50 % des dents présentaient une ou des portées dites « incertaines », ce qui implique qu'il était dans ces cas impossible de conclure avec certitude à l'évidence d'une portée. En d'autres termes, il arrive que le patron d'anneaux du ciment présente certaines caractéristiques qui portent à croire à l'existence d'une portée, mais les critères qui permettent de conclure à une portée (Section 2.3.2) ne sont pas tous rencontrés. Une racine dentaire peut ainsi présenter un patron clair pour certaines années de la vie de la femelle, et présenter une ou des portées incertaines pour d'autres années. Les portées incertaines constituent ainsi une source de biais potentiel ; inclure ces portées comme « confirmées » pourrait induire une surestimation de la productivité, alors que les exclure pourrait induire une sous-estimation de la productivité. Des modèles statistiques ont été suggérés pour considérer cette incertitude (Allen et coll., 2017).

2.4 Mamelles

Les mamelles peuvent fournir des indications du stade reproducteur d'une ours noir femelle. Différentes observations peuvent être réalisées sur des femelles capturées vivantes, ou sur des femelles abattues à la chasse. Les deux sections suivantes décriront les principales approches ayant été employées dans la littérature.

2.4.1 Dimensions et apparence

Les mamelles peuvent être mesurées (p. ex. longueur, largeur, volume) afin d'évaluer si la femelle s'est déjà reproduit (Kasworm et Thier, 1994; Brooks et McRoberts, 1997). Kasworm et Thier (1994) ont observé que 89 % des femelles échantillonnées de ≥ 6 ans avaient des mamelles de ≥ 12 mm de longueur, alors que seule une femelle de < 6 ans avait des mamelles de > 12 mm de longueur, ce qui suggère que la longueur des mamelles augmente à la suite d'une première reproduction. Brooks et McRoberts (1997) ont

d'ailleurs avancé que les dimensions des mamelles peuvent être utilisées pour distinguer les femelles nullipares de celles s'étant reproduit au moins une fois.

Les mamelles peuvent également être examinées afin d'évaluer s'il y a une évidence d'allaitement (Jolicoeur et Lemieux, 1994). Ceci implique d'évaluer l'apparence globale des mamelles (p. ex. enflure, couleur, apparence du poil autour des mamelles) afin de déterminer si les mamelles ont été récemment sollicitées. Cette observation est particulièrement pertinente lorsque les ourses sont manipulées pendant l'été, puisque les femelles allaitent généralement leurs oursons jusqu'à ce qu'elles soient âgés de sept mois, soit environ jusqu'en septembre (Jonkel et Cowan, 1971).

2.4.2 Présence de lait

La présence de lait dans les mamelles constitue une évidence de lactation permettant de conclure à une gestation ou une mise bas récente. Tout comme pour l'évaluation de l'apparence des mamelles, cette observation est d'intérêt durant la saison estivale. D'un point de vue statistique, cette observation permet d'estimer les taux de lactation des femelles d'une population (Jolicoeur et Lemieux, 1994). Il peut être intéressant d'étudier les taux de lactation en fonction de l'âge des femelles, puisque ce taux devrait évoluer avec l'âge (Jolicoeur et Lemieux, 1994).

2.5 Vulve

L'état de turgescence de la vulve d'une femelle est un indicateur permettant d'évaluer le stade reproducteur de cette dernière (Jonkel et Cowan, 1971). Dans la littérature, cet indicateur est parfois utilisé chez l'ours noir (Schwartz et Franzmann, 1991; Garrison et coll., 2007; Bridges et coll., 2011). Afin d'évaluer le degré de turgescence de la vulve, certains auteurs ont proposé d'effectuer une classification à partir de la couleur et de certaines mesures de la vulve (Jonkel et Cowan, 1971). Toutefois, il s'agit plus souvent d'une observation strictement qualitative : une vulve « enflée » suggère que la femelle est en oestrus (ovulation) – et donc disposée à la copulation – au moins depuis quelques jours avant le moment de l'observation. De plus, pour de jeunes femelles pour lesquelles il n'y aurait aucune évidence de portée récente, l'observation d'une vulve enflée pourrait constituer un signe de maturité sexuelle (Jolicoeur et Lemieux, 1994). Rogers (1987) a suggéré qu'il était possible d'observer une vulve enflée approximativement une semaine avant et deux semaines après la période d'accouplement.

2.5.1 Limites inhérentes à la méthode

Puisque l'ovulation est induite par la copulation chez l'ours noir, et que l'accouplement peut se produire à tout moment au cours d'une période s'échelonnant sur plusieurs semaines, il est impossible de cibler une période d'échantillonnage précise pour cette observation. En effet, considérant que cette observation peut être réalisée à l'intérieur d'une fenêtre temporelle d'environ 3 semaines (Rogers, 1987), l'absence d'une vulve enflée pendant cette période n'exclut pas la possibilité que la femelle se soit accouplée plus tôt en saison, ou qu'elle s'accouple plus tard. De plus, compte tenu de l'absence apparente de critères précis, l'évaluation de l'état de turgescence de la vulve demeure sujette à interprétation, un problème qui peut s'amplifier lorsque les observations sont réalisées par différentes personnes.

3. Conclusion

Chaque méthode disponible pour évaluer la productivité des ours noirs femelles a ses avantages, ses inconvénients et ses limites. Le choix de la méthode à utiliser repose sur les objectifs poursuivis, mais aussi sur plusieurs autres facteurs et contraintes. Cette section vise à fournir les intrants nécessaires aux gestionnaires de la faune pour identifier la ou les méthodes les plus appropriées selon le contexte. Le Tableau 3 présente les caractéristiques des méthodes discutées, de même que quelques considérations comparatives quant aux résultats qu'elles permettent d'obtenir.

3.1 Suivi télémétrique et visite des tanières

Le suivi télémétrique et la visite des tanières constitue la méthode la plus largement documentée en Amérique du Nord pour l'étude des taux reproducteurs chez les femelles de l'ours noir (voir Metthé (2022) pour une revue systématique sur la reproduction des ours noirs femelles). Cette méthode permet d'évaluer tous les paramètres importants de la productivité des femelles avec un maximum de précision. Le suivi télémétrique et la visite des tanières est un incontournable pour étudier la dynamique de populations d'ours noirs, particulièrement pour des populations pour lesquelles il n'existe aucune donnée. Toutefois, cette méthode implique une logistique relativement complexe et une équipe qualifiée, ce qui engendre des coûts de mise en œuvre élevés. Ces considérations logistiques et monétaires limitent généralement la taille des échantillons qu'il est possible d'obtenir par cette méthode, de même que son utilisation à long terme.

Par ailleurs, puisque cette méthode implique généralement un suivi à long terme des individus, les efforts déployés pour la capture et le suivi doivent être soutenus dans les secteurs où la population d'ours est récoltée par la chasse. En effet, cela est nécessaire pour maintenir une taille d'échantillon adéquate d'individus suivis. Le suivi télémétrique et la visite des tanières, permettant l'acquisition de données précises, devraient idéalement être combinés à d'autres méthodes dans l'optique d'effectuer un suivi de la population à plus long terme à moindres coûts. Dans l'éventualité où la mise en place de cette méthode serait impossible, des méthodes alternatives moins précises pourraient être employées afin d'estimer certains indicateurs de productivité d'une population.

3.2 Tractus génital

L'étude du tractus génital d'ours noirs femelles constitue une approche alternative relativement bien documentée dans la littérature. Comparativement à la visite des tanières, elle implique des coûts de mise en œuvre beaucoup moins élevés pour une même taille d'échantillon, particulièrement l'analyse des cicatrices placentaires. Cependant, ces méthodes ont comme principaux désavantages de ne pas permettre d'évaluer certains paramètres importants de la reproduction comme l'âge à la primiparité – avec certitude – et la fécondité. De plus, contrairement aux taux reproducteurs estimés par la visite des tanières, les taux reproducteurs estimés par l'analyse des cicatrices placentaires ou des structures ovariennes constituent des valeurs potentielles, et non réelles. Cette incertitude entourant la valeur d'un indicateur peut être discutable pour documenter la dynamique de populations lorsqu'aucune valeur de référence n'a été compilée dans le passé, mais peut être considérée comme acceptable comme mesure relative dans le cadre d'un suivi à long terme. Naturellement, l'utilisation de cette approche ne peut être envisagée que dans les secteurs où il y a des activités de chasse, de piégeage ou de contrôle pour la déprédation. Il peut également être nécessaire de recourir à l'aide de partenaires fauniques (p. ex., pourvoires, Sépaq), ou encore de rejoindre les chasseurs et piégeurs via une campagne d'information, pour faciliter la récolte des échantillons. L'implication de différents acteurs pour la récolte des échantillons, de même que leur fidélisation et le développement de leur expertise à long terme, favoriseront l'acquisition d'échantillons de qualité.

La pertinence de recourir à ces méthodes doit être soigneusement évaluée en fonction des objectifs de recherche. Les structures qu'il est possible d'analyser varient selon la période pendant laquelle les femelles sont abattues. Si les femelles sont abattues au printemps ou au début de l'été, soit peu avant ou au tout début de la période d'accouplement, les structures les plus pertinentes à observer sont les cicatrices placentaires. Les cicatrices placentaires peuvent d'ailleurs être observées tout au long de l'année, sans égard au moment de la mort de la femelle. Il faut toutefois tenir compte du moment de la mort si, au sein d'un échantillon, des femelles ont été abattues à différentes périodes de l'année, puisque cela pourrait possiblement entraîner une variabilité interindividuelle au niveau de l'intensité des cicatrices.

Les analyses des ovaires sont moins intéressantes sur des femelles abattues au printemps ou au début de l'été, puisque certaines structures (c.-à-d. follicules) sont encore en cours de développement à ce moment de l'année, alors que d'autres (c.-à-d. corps jaunes) ne sont pas encore présentes. À cette période de l'année, l'analyse des corps blancs (c.-à-d. corps jaunes dégénérés) pourrait apparaître plus pertinente, en renseignant sur les reproductions passées des femelles. Toutefois, le temps de dégradation des corps

blancs chez l'ours noir est pour l'instant inconnu, et les observations faites par notre équipe ne nous a pas permis de confirmer la présence de ces structures chez des femelles abattues au printemps. Les corps jaunes, qui sont plus facilement identifiables, constituent l'indicateur le plus intéressant à estimer par l'analyse des structures ovariennes puisqu'ils indiquent le nombre d'ovules relâchés dans l'utérus, un indice potentiellement représentatif du nombre d'embryons chez une espèce à ovulation provoquée. Puisque ces structures ne peuvent être observées à leur plein développement qu'à la fin de la saison de reproduction, le décompte des corps jaunes devrait être réalisé sur des femelles abattues à l'automne.

Bien que le niveau de complexité des manipulations nécessaires en laboratoire soit relativement faible pour les cicatrices placentaires, l'ensemble des tâches entourant cette approche nécessite un investissement élevé en temps-personne (p. ex. gestion des échantillons, formation adéquate, gestion des produits dangereux, etc.). Pour les structures ovariennes, le niveau de complexité est plus élevé. En effet, le temps requis pour préparer les ovaires et identifier les structures est beaucoup plus élevé, en plus de nécessiter une certaine expertise. Enfin, le respect de certaines règles de sécurité par les manipulateurs est essentiel pour les analyses des cicatrices placentaires en raison des émanations produites par le sulfure d'ammonium.

En tenant compte des enjeux soulevés, ainsi que des limites dans l'interprétation des résultats (Section 2.2.4.3), l'analyse des cicatrices placentaires peut constituer une approche intéressante pour effectuer le suivi d'une population. À long terme, cette méthode permet de mettre en évidence des années de faible productivité – pouvant être expliquées par des pénuries alimentaires, notamment – et de déceler des changements dans la productivité d'une population.

3.3 Dents

Idéalement, l'étude des paramètres reproducteurs chez l'ours noir requiert de déterminer l'âge des individus car il est reconnu que la productivité varie avec l'âge chez cette espèce. L'étude du patron des anneaux du ciment au niveau de la racine dentaire de la première prémolaire de la mâchoire supérieure constitue une méthode éprouvée et largement employée pour estimer l'âge des individus chez l'ours noir (Rogers, 1987; Bridges et coll., 2011; Gould et coll., 2021).

La reconstruction de l'histoire reproductive des femelles par l'étude du patron des anneaux de ciment a été utilisée par certains chercheurs (Hristienko et coll., 2004; Jolicoeur et coll., 2006; Mace et Chilton-Radandt, 2011), alors que d'autres se sont plus particulièrement penchés à évaluer l'utilité de cette méthode (Coy et Garshelis, 1992; Allen et coll., 2017). Cette approche présente des limites importantes. Tout d'abord, la reconstruction de l'histoire reproductive des femelles par le biais des analyses dentaires présente un faible taux de réussite. Allen et coll. (2017) avaient estimé le taux de réussite à 25 % au Wisconsin entre 1995 et 2014 ($N = 19\ 101$), alors qu'il était en moyenne de 12 % au Québec entre 2004 et 2019 (1–25 % ; $N = 3\ 096$). Les raisons expliquant ce faible taux de réussite sont inconnues, mais celui-ci implique qu'il faille obtenir une taille d'échantillon considérablement élevée pour obtenir des estimés robustes. Bien que les résultats obtenus sur des dents analysées avec succès puissent être considérés précis (Coy et Garshelis, 1992), l'estimation de l'histoire reproductive peut être biaisée en raison de variabilités relatives aux processus physiologiques sous-jacents à l'accumulation du ciment au niveau de la racine dentaire. Par exemple, la probabilité de détection potentiellement plus faible d'une portée comportant un seul ourson, par rapport à une portée de plusieurs oursons, pourrait sous-estimer la contribution des jeunes femelles dans la population, et biaiser l'âge à la primiparité vers les femelles plus âgées et/ou en meilleure condition.

Les analyses du ciment dentaire peuvent être envisagées lorsque des activités de chasse et/ou de piégeage ont lieu dans le secteur d'intérêt, facilitant ainsi le prélèvement des dents sur les ourses. Pour permettre la récolte d'un échantillon intéressant de dents, il est souhaitable d'établir une collaboration durable avec les partenaires fauniques, les chasseurs et les piégeurs, comme pour les tractus génitaux. Puisque l'analyse des dents permet d'estimer l'âge des femelles – un paramètre d'intérêt dans l'étude des taux reproducteurs – et que la reconstruction de l'histoire reproductive peut être conjointement réalisée à faibles coûts, cette dernière donnée peut être considérée pertinente dans le cadre d'un suivi à long terme.

Toutefois, en tenant compte des limites abordées précédemment, la reconstruction de l'histoire reproductive à elle seule apparaît insuffisante pour estimer la productivité des femelles d'une population. Cette méthode ne devrait donc être envisagée que si elle peut être combinée à au moins une autre méthode, et si la taille d'échantillons attendue est suffisamment élevée.

Tableau 3. Considérations comparatives quant aux méthodes permettant d'étudier la productivité chez les ours noirs femelles.

CONSIDÉRATION	MÉTHODE					
	Tanières	Tractus génitaux		Dents	Mamelles	Vulve
		Ovaires	Cornes utérines			
ASPECTS GÉNÉRAUX						
Aspects de sécurité	Élevés	Faibles	Moyens	Faibles	Faibles	Faibles
Aspects règlementaires	Élevés	Faibles	Moyens	Faibles	Faibles	Faibles
Complexité logistique	Élevée	Moyenne	Moyenne	Faible	Faible	Faible
Coûts relatifs engendrés	Élevés	Moyens	Moyens	Faibles ¹	Faibles ¹	Faibles ¹
Taux reproducteurs de gestations passées ou futures	Gestations passées	Gestations passées et futures	Gestations passées	Gestations passées	Gestations passées	Gestations futures
Exactitude des estimés	Élevée	Moyenne	Moyenne	Moyenne	Élevée	Moyenne
Estimations réelles ou potentielles	Réelles	Potentielles	Potentielles	Potentielles	Potentielles	Potentielles
INDICATEURS DE PRODUCTIVITÉ						
Signe d'oestrus	NA	NA	NA	NA	NA	Oui
Taux de mise bas	Oui	Non	Non	Non	Non	Non
Taille des portées	Oui	Oui	Oui	Non	Non	Non
Âge à la primiparité	Oui ²	Oui ²	Oui ²	Oui ³	Oui ²	Non
Intervalle entre les portées	Oui	Non	Non	Oui	Non	Non

¹ Les coûts engendrés par cette observation sont faibles sur des animaux post-mortem, mais l'observation réalisée sur des animaux vivants implique des coûts associés aux captures

² Possible seulement lorsqu'une dent a été prélevée et analysée pour connaître l'âge.

³ Les analyses de l'histoire reproductive à partir du patron d'anneau de ciment ont un faible taux de réussite

Références

- ALLEN, M. L., B. KOHN, N. ROBERTS, S. CRIMMINS, et T. R. VAN DEELEN. (2017). "Benefits and drawbacks of determining reproductive histories for black bears (*Ursus americanus*) from cementum annuli techniques". *Canadian Journal of Zoology*, 95: 991-995.
- ALT, G. L. (1989). "Reproductive biology of female black bears and early growth and development of cubs in Northeastern Pennsylvania". West Virginia University, Ann Arbor, 127 p.
- AYOTTE, P. (2018). "Stratégies biodémographiques du cerf de Virginie en réponse aux variations de la densité de population et des facteurs environnementaux". Université Laval, Québec, 104 p.
- BESTON, J. A. (2011). "Variation in life history and demography of the American black bear". *Journal of Wildlife Management*, 75: 1588-1596.
- BOURBONNAIS, N. (2009). "Protocole d'analyse des carcasses de lynx du Canada", Ministère des Ressources naturelles et de la Faune, Direction de l'expertise de la faune, des forêts et du territoire de la Côte-Nord, Québec, 20 p.
- BRAY, Y., E. R. MARBOUTIN, R. G. PÉROUX, et J. FERRON. (2003). "Reliability of stained placental-scar counts in European hares". *Wildlife Society Bulletin (1973-2006)*, 31: 237-246.
- BRIDGES, A. S., M. R. VAUGHAN, et J. A. FOX. (2011). "Reproductive ecology of American black bears in the Alleghany Mountains of Virginia, USA". *Journal of Wildlife Management*, 75: 1137-1144.
- BROOKS, R. T., et R. MCROBERTS. (1997). "Nipple dimensions and reproductive status of Northeastern Minnesota female black bears (*Ursus americanus*)". *The American Midland Naturalist*, 137: 178-182.
- BUNNELL, F., et D. TAIT. (1981). "Populations dynamics of bears - implications". Dans Dynamics of large mammal populations (C. W. Fowler & T. D. Smith ed., Vol. 4). John Wiley and Sons, New York, 75-98 p.
- CARLOS, A. W. D., A. D. BRIGHT, T. L. TEEL, et J. J. VASKE. (2009). "Human-black bear conflict in urban areas: an integrated approach to management response". *Human Dimensions of Wildlife*, 14: 174-184.
- CARREL, W. K. (1994). "Reproductive history of female black bears from dental cementum". *Bears: Their Biology and Management*, 9: 205-212.
- CAULKETT, N. A., et M. R. L. CATTET. (1997). "Physiological effects of Medetomidine-Zolazepam-Tiletamine immobilization in black bears". *Journal of Wildlife Diseases*, 33: 618-622.
- CEAEQ. (2006). "Paramètres d'exposition chez les mammifères - Ours noir", Ministère du Développement durable, de l'Environnement et des Parcs du Québec, 17 p.
- COSTELLO, C. M., D. JONES, K. A. GREEN HAMMOND, R. M. INMAN, K. H. INMAN, B. C. THOMPSON, R. A. DEITNER, et H. B. QUIGLEY. (2001). "A study of black bear ecology in New Mexico with models for population dynamics and habitat suitability", New Mexico Game and Fish, 198 p.
- COY, P. L., et D. L. GARSHELIS. (1992). "Reconstructing reproductive histories of black bears from the incremental layering in dental cementum". *Canadian Journal of Zoology*, 70: 2150-2160.
- CUNNINGHAM, S. C., et W. A. BALLARD. (2004). "Effects of wildfire on black bear demographics in central Arizona". *Wildlife Society Bulletin*, 32: 928-937.

- DANIEL, J. C. (1974). "Conditions associated with embryonic diapause during reproduction in the black bear". Dans Second Eastern workshop on black bear management and research. University of Tennessee, Department of Zoology, Tennessee, 103-111 p.
- DE BELLEFEUILLE, S., J. GINGRAS, F. LEBEL, et M. VEILLEUX-NOLIN. (2010). "Coupes histologiques au microtome et coloration d'ovaires de cervidés", Université Laval, Département de biologie, Québec, 11 p.
- ERICKSON, A. W. (1964). "Breeding biology and ecology of the black bear in Michigan". Michigan State University, 311 p.
- FALVO, C. A., D. N. KOONS, et L. M. AUBRY. (2019). "Seasonal climate effects on the survival of a hibernating mammal". *Ecology and Evolution*, 9: 3756-3769.
- FELDHAMER, G. A., J. F. MERRITT, C. KRAJEWSKI, J. L. RACHLOW, et K. M. STEWART. (2020). "Mammalogy : adaptation, diversity, ecology", (Fifth edition ed.), Johns Hopkins University Press, Baltimore, 725 p.
- FOURNIER, G. (2019). "Dernières avancées dans le piégeage de l'ours noir". Dans Le coureur des bois, le magazine du trappeur Québécois, Spécial ours noir. Québec, 13-20 p.
- FOURNIER-CHAMBRILLON, C., A. BIFOLCHI, E. MAZZOLA-ROSSI, S. SOURICE, M. ALBARET, Y. BRAY, J. C. CENA, F. U. MAYA, T. AGRAFFEL, et P. FOURNIER. (2010). "Reliability of stained placental scar counts in farmed American mink and application to free-ranging mustelids". *Journal of Mammalogy*, 91: 818-826.
- GANTCHOFF, M. G., D. BEYER, et J. L. BELANT. (2019). "Reproductive class influences risk tolerance during denning and spring for American black bears (*Ursus americanus*)". *Ecosphere*, 10: 12.
- GARRISON, E. P., J. W. MCCOWN, et M. K. OLI. (2007). "Reproductive ecology and cub survival of Florida black bears". *Journal of Wildlife Management*, 71: 720-727.
- GIBBONS, J. W., et K. M. ANDREWS. (2004). "PIT tagging: simple technology at its best". *BioScience*, 54: 447.
- GINGRAS, J., S. D. COTE, S. COUTURIER, et J. P. TREMBLAY. (2014). "Opposite responses of body condition and fertility in adjacent moose populations". *Journal of Wildlife Management*, 78: 830-839.
- GOULD, N. P., R. POWELL, C. OLFENBUTTEL, C. S. DEPERNO, et J. HOPKINS. (2021). "Growth and reproduction by young urban and rural black bears". *Journal of Mammalogy*, 102: 1165-1173.
- HENSEL, R. J., W. A. TROYER, et A. W. ERICKSON. (1969). "Reproduction in the female brown bear". *The Journal of Wildlife Management*, 33: 357-365.
- HIMELRIGHT, B. M., J. M. MOORE, R. L. GONZALES, A. V. MENDOZA, P. S. DYE, R. J. SCHUETT, B. S. DURRANT, B. A. READ, et T. J. SPADY. (2014). "Sequential ovulation and fertility of polyoestrus in American black bears (*Ursus americanus*)". *Conservation Physiology*, 2: cou051.
- HRISTIENKO, H., D. PASTUCK, K. J. REBIZANT, B. KNUDSEN, et M. L. CONNOR. (2004). "Using reproductive data to model American black bear cub orphaning in Manitoba due to spring harvest of females". *Ursus*, 15: 23-34.
- JOHNSON, H. E., D. L. LEWIS, T. L. VERZUH, C. F. WALLACE, R. M. MUCH, L. K. WILLMARTH, et S. W. BRECK. (2018). "Human development and climate affect hibernation in a large carnivore with implications for human-carnivore conflicts". *Journal of Applied Ecology*, 55: 663-672.

- JOLICOEUR, H. (1987). "Plan tactique ours noir", Ministère du Loisir, de la chasse et de la Pêche, Direction de la gestion des espèces et des habitats, Service de la faune terrestre, Québec, 78 p.
- JOLICOEUR, H., F. GOUDREAU, et M. CRÊTE. (2006). "Étude de la dynamique de deux populations d'ours noirs de l'Outaouais fortement exploitées par la chasse et le piégeage, 1992-1995", Ministère des Ressources naturelles et de la Faune, Québec, 90 p.
- JOLICOEUR, H., et R. LEMIEUX. (1994). "Quelques aspects de la reproduction de l'ours noir au Québec", Ministère de l'Environnement et de la Faune, Direction de la faune et des habitats, Québec, 52 p.
- JONKEL, C. J., et I. M. COWAN. (1971). "The black bear in the spruce-fir forest". *Wildlife Monographs*, 27: 3-57.
- KANG, H. G., D. H. JEONG, J. J. YANG, B. K. LEE, J. K. KONG, J. W. LEE, et I. H. KIM. (2015). "Serial transrectal ultrasonography for monitoring the reproductive activity of the Asiatic black bear (*Ursus thibetanus ussuricus*)". *Reproduction in domestic animals = Zuchthygiene*, 50: 149-158.
- KASWORM, W. F., et T. J. THIER. (1994). "Adult black bear reproduction, survival, and mortality sources in Northwest Montana". *Bears: Their Biology and Management*, 9: 223-230.
- KLESTIL, L. A. (2014). "Placental scar counts and the assessment of reproductive performance in female brown bears". Universität Wien, Vienna, Austria, 146 p.
- KOLENOSKY, G. B. (1990). "Reproductive-biology of black bears in East-Central Ontario". *Bears: Their Biology and Management*, 8: 385-392.
- KORDEK, W. S., et J. S. LINDZEY. (1980). "Preliminary analysis of female reproductive tracts from Pennsylvania black bears". *Bears: Their Biology and Management*, 4: 159-161.
- LAMONTAGNE, G., H. JOLICOEUR, et S. LEFORT. (2006). "Plan de gestion de l'ours noir 2006-2013", Ministère des Ressources naturelles et de la Faune, Direction du développement de la faune, 487 p.
- LARIVIÈRE, S. (2001). "*Ursus americanus*". *Mammalian Species*, 647: 1-11.
- LAUFENBERG, J. S., J. D. CLARK, M. J. HOOKER, C. L. LOWE, K. C. O'CONNELL-GOODE, J. C. TROXLER, M. M. DAVIDSON, M. J. CHAMBERLAIN, et R. B. CHANDLER. (2016). "Demographic rates and population viability of black bears in Louisiana". *Wildlife Monographs*, 194: 1-37.
- LEE, D. J., et M. R. VAUGHAN. (2005). "Yearling and subadult black bear survival in a hunted Virginia population". *Journal of Wildlife Management*, 69: 1641-1651.
- LEMIEUX, R., et S. CZETWERTYNSKI. (2006). "Tube traps and rubber padded snares for capturing American black bears". *Ursus*, 17: 81-91.
- LINDZEY, F. G. (1976). "Black bear population ecology". Oregon State University, 105 p.
- LUPIEN, G. (2012). "Développement d'un nouveau piège pour la capture de l'ours noir à des fins scientifiques «Tube DEX-02»", Ministère des Ressources naturelles et de la Faune, Direction de l'expertise énergie - faune - forêts-mines - territoire du Saguenay - Lac-Saint-Jean, Québec, 39 p.
- MACE, R. D., et T. CHILTON-RADANDT. (2011). "Black bear harvest research & management in Montana", Montana Fish, Wildlife and Parks, 68 p.
- MARKS, S. A., et A. W. ERICKSON. (1966). "Age determination in the black bear". *The Journal of Wildlife Management*, 30: 389-410.

- MATSON, G. M., H. E. CASQUILHO-GRAY, J. D. PAYNICH, V. G. BARNES, H. V. REYNOLDS, et J. E. SWENSON. (1999). "Cementum annuli are unreliable reproductive indicators in female brown bears". *Ursus*, 11: 275-280.
- MCDONALD, J. E., et T. K. FULLER. (2001). "Prediction of litter size in American black bears". *Ursus*, 12: 93-102.
- MCDONALD, J. E., et T. K. FULLER. (2005). "Effects of spring acorn availability on black bear diet, milk composition, and cub survival". *Journal of Mammalogy*, 86: 1022-1028.
- MEDILL, S., A. E. DEROCHE, I. STIRLING, et N. LUNN. (2010). "Reconstructing the reproductive history of female polar bears using cementum patterns of premolar teeth". *Polar Biology*, 33: 115-124.
- METTHÉ, L. (2022). "Déterminants environnementaux de la reproduction et de la survie des populations d'ours noir en Amérique du Nord". Université Laval, Québec, 128 p.
- MORIWAKI, J., M. SHIMOZURU, H. TSURUGA, T. MANO, et T. TSUBOTA. (2017). "Estimation of reproductive parameters and their annual variation in brown bears of Hokkaido, Japan". *Ursus*, 27: 99-109.
- NAJI, S., L. GOURICHON, et W. RENDU. (2015). "La cémentochronologie". Dans Message d'os, Archéométrie du squelette animal et humain. Éditions des archives contemporaines, Collection Sciences Archéologiques, Paris, 217-240 p.
- OBBARD, M. E., E. J. NEWTON, D. POTTER, A. ORTON, B. R. PATTERSON, et B. D. STEINBERG. (2017). "Big enough for bears? American black bears at heightened risk of mortality during seasonal forays outside Algonquin Provincial Park, Ontario". *Ursus*, 28: 182-194.
- ONUMA, M. (2003). "Immobilization of sun bears (*Helarctos malayanus*) with Medetomidine-Zolazepam-Tiletamine". *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 34: 202-205.
- PAINER, J., A. ZEDROSSER, J. M. ARNEMO, A. FAHLMAN, S. BRUNBERG, P. SEGERSTROM, et J. E. SWENSON. (2012). "Effects of different doses of Medetomidine and Tiletamine-Zolazepam on the duration of induction and immobilization in free-ranging yearling brown bears (*Ursus arctos*)". *Canadian Journal of Zoology*, 90: 753-757.
- PEREZ, E. L. (2018). "Population dynamics and infectious disease deroprevalence in American black bears of Southeastern Oklahoma". Oklahoma State University, Ann Arbor, 101 p.
- REYNOLDS, J. J., E. VANDER WAL, B. K. ADAMS, R. M. CURRAN, et C. M. DOUCET. (2017). "Does prey density predict characteristics of primiparity in a solitary and specialized predator, the Canada lynx (*Lynx canadensis*)?". *Canadian Journal of Zoology*, 95: 779-785.
- ROGERS, L. L. (1975). "The use of dental annuli as an index to reproductive success". Dans Abstracts of technical papers presented at 55th annual meeting of the American Society of Mammalogists. University of Montana, Missoula, 121 p.
- ROGERS, L. L. (1987). "Effects of food supply and kinship on social behavior, movements, and population growth of black bears in northeastern Minnesota". *Wildlife Monographs*, 97: 1-72.
- RYAN, C. W. (2009). "Population ecology, residents' attitudes, hunter success, economic impact, modeling management options and retention time of Telazol of West Virginia black bears". West Virginia University, Ann Arbor, 336 p.

- SCHEICK, B. K., et W. MCCOWN. (2014). "Geographic distribution of American black bears in North America". *Ursus*, 25: 24-33.
- SCHWARTZ, C. C., et A. W. FRANZMANN. (1991). "Interrelationship of black bears to moose and forest succession in the Northern coniferous forest". *Wildlife Monographs*, 113: 1-58.
- SIMARD, M. A. (2010). "Dynamique de population d'un ongulé nordique à haute densité - Les déterminants environnementaux de la démographie et des composantes biodémographiques". Université Laval, Québec, 275 p.
- SPADY, T. J., D. G. LINDBURG, et B. S. DURRANT. (2007). "Evolution of reproductive seasonality in bears". *Mammal Review*, 37: 21-53.
- SPENCER, R. D., R. A. BEAUSOLEIL, et D. A. MARTORELLO. (2007). "How agencies respond to human-black bear conflicts: a survey of wildlife agencies in North America". *Ursus*, 18: 217-229.
- STONEBERG, R. P., et C. J. JONKEL. (1966). "Age determination of black bears by cementum layers". *The Journal of Wildlife Management*, 30: 411-414.
- TSUBOTA, T., et H. KANAGAWA. (1993). "Morphological characteristics of the ovary, uterus and embryo during the delayed implantation period in the Hokkaido brown bear (*Ursus arctos yesoensis*)". *Journal of Reproduction and Development*, 39: 325-331.
- TSUBOTA, T., H. KANAGAWA, T. MANO, et T. AOI. (1990). "Corpora albicantia and placental scars in the Hokkaido brown bear". *Bears: Their Biology and Management*, 8: 125-128.
- WHITE, T. H. (1996). "Black bear ecology in forested wetlands of the Mississippi Alluvial Valley". Mississippi State University, Ann Arbor, 207 p.
- WILLEY, C. H. (1974). "Aging black bears from first premolar tooth sections". *The Journal of Wildlife Management*, 38: 97-100.



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

Québec 