

Procédés Normalisés de Fonctionnement (PNF) pour la capture vivante de pékan (*Pekania pennanti*) et la pose de colliers GPS sous anesthésie

Adapté à partir du protocole développé par :

Marianne Cheveau, biologiste, Ph.D.
Et Sarah Sherman-Quirion, tech. faune
Direction de l'expertise sur la faune terrestre, l'herpétofaune et l'avifaune

Dispositif expérimental et considérations préliminaires

Les éléments suivants doivent être pris en considération lors de l'élaboration d'un dispositif de capture (nombre de cages, distance entre les cages, distance à des routes d'accès, etc.) :

- Les pékans ont d'assez grands domaines vitaux (en moyenne 10 km² pour les femelles et 30 km² pour les mâles, dépendamment la région). De plus, les territoires des femelles sont exclusifs entre eux, de même que les territoires de mâles entre eux. Il n'existe que très peu de superposition à l'intérieur d'un sexe, par contre, il y a de la superposition entre les sexes. Si l'objectif est de capturer le plus de pékans possibles, il est alors pertinent d'espacer nos cages afin de couvrir le plus de territoire possible et ainsi avoir la chance de croiser le plus de domaines vitaux de pékans possibles. Il est recommandé d'utiliser une distance de 1 km entre les cages (Tully 2006) selon une approche systématique.
- Par contre, dans une perspective d'efficacité, il est préférable d'installer des cages le long d'une boucle sans allers-retours, le long de routes déblayées en tout temps (neige) dans des sites jugés propices au niveau de l'habitat (habitat adéquat et corridors naturels de déplacement). Cette approche proche de celle employée par les piégeurs demande de faire de la reconnaissance du terrain au préalable.
- L'effort déployé semble être un des éléments les plus importants déterminant le succès de capture des pékans.
- Le piégeage pour la fourrure a un effet important sur les densités locales de pékans. En effet, les secteurs piégés présentent des densités plus faibles que les secteurs non piégés comme c'est le cas aussi chez la martre (Hodgman *et al.* 1994). Il peut donc être pertinent de choisir un secteur d'étude exempt de piégeage (meilleures densités et meilleure survie des individus) ou à proximité d'un secteur exempt de piégeage afin de permettre la recolonisation. En contrepartie, ces secteurs sont habituellement moins accessibles (moins de routes et moins entretenues). De plus, l'aire de distribution du pékan se situe dans le sud du Québec, où se trouve la majorité du territoire libre pour le piégeage. La saison de piégeage du pékan est actuellement du 18 octobre au 1^{er} mars au Témiscamingue.
- La saison a aussi une influence sur la probabilité de capture des pékans. En effet, les jeunes de l'année se dispersent à l'automne ou durant l'hiver. Ces saisons sont donc propices à la capture des pékans. Cependant, la majorité des captures seront donc des jeunes de l'année en dispersion et pas des adultes établis dans un domaine vital fixe. D'après Tully (2006), les saisons les plus propices pour la

capture des pékans sont néanmoins le printemps (mars à mai)¹ et l'hiver (décembre à mars). Selon les données de piégeage, 78% des captures de pékans se font entre le début novembre et la première semaine de décembre. Il faut néanmoins considérer les périodes de chasse au gros gibier afin d'assurer la sécurité du personnel en forêt.

- Les pékans préfèrent des forêts mixtes (25-85% conifères, Thomasma *et al.* 1994) denses et à structure verticale (plusieurs strates de végétation) et horizontale (présence de débris ligneux au sol) complexe (Powell & Zielinski 1994). Ce type de structure se retrouve habituellement dans les forêts matures et vieilles (Tully 2006), mais parfois aussi dans des forêts plus jeunes ayant subi des perturbations naturelles partielles comme un chablis ou une épidémie d'insectes (Payer & Harrison 2003). En fait, les besoins du pékan en terme de structure peuvent être comblés dans différents types de forêts, d'où les différences régionales dans les habitats préférés. Par contre, les pékans évitent les milieux ouverts (Arthur *et al.* 1989) et les jeunes forêts en régénération issues de coupe (Weir & Corbould 2010). Les coupes forestières créent donc une perte d'habitat temporaire. Les peuplements purs de feuillus sont habituellement évités durant l'hiver (Arthur *et al.* 1989) à cause de la faible interception de la neige. Le pékan est sensible à l'accumulation de la neige, facteur qui détermine la limite nord de son aire de distribution (Raine 1983; Krohn *et al.* 1995). Les pékans ont aussi besoin de gros arbres comme site de repos et de mise bas, habituellement des gros feuillus présentant des cavités (Arthur *et al.* 1989; Kilpatrick & Rego 1994; Paragi *et al.* 1996). L'habitat est donc à prendre en considération lors de la préparation du dispositif de capture.

Installation des cages à capture vivante

1. Précautions :

- Faire bouillir les cages 30 secondes pour les désinfecter si elles ont pu abriter des rats laveurs. Cette étape permet d'éliminer les œufs de *Baylisascaris*. Une eau entre 50-63 degrés Celsius devrait être suffisante mais si possible monter la température de l'eau le plus près du point d'ébullition. Toutefois, s'il y a accumulation de boue ou des matières organiques, faire bouillir la cage entre 1 à 2 minutes après que les amas de détritus se soient détachés d'eux même.
- Toujours manipuler les cages avec des gants réservés à cet usage pour minimiser les odeurs humaines.
- Visiter les cages de loin à l'aide de jumelles, vérifier l'ouverture de la cage en s'approchant le moins possible, pour minimiser les odeurs humaines et les pistes laissées dans la neige. Le mécanisme des cages devra néanmoins être vérifié une fois par 2 semaines ou en cas de capture, de déclenchement ou de verglas, de même que l'état de l'appât. Les leurres seront eux aussi rafraichis à cette occasion.

2. Sélection du site d'installation de la cage :

¹ Cependant, il s'agit de la période mise bas et d'élevage des jeunes. Capturer des animaux durant cette période pourrait avoir un impact sur la survie des jeunes.

- Idéalement, le site choisi devra présenter les caractéristiques d'un habitat propice au pékan : présence de gros débris ligneux, gros arbres à cavité, cours d'eau, couvert fermé de conifères, structure complexe, amas de roches. Il est aussi intéressant de faire du repérage afin d'installer les cages près de pistes fraîches de pékans lorsqu'il y a de la neige.
- Les cages seront installées près du bord du chemin, elles peuvent être visibles du bord du chemin sans être trop évidentes (max 50 m). De plus, elles devront être installées pour que l'on puisse voir si la porte est ouverte ou fermée à distance (à l'aide de jumelles au besoin). Une petite marque blanche est présente sur la porte de la cage et est visible lorsque la porte est fermée uniquement.
- Les cages seront installées en majorité au sol, sur un lit de branches de conifères. Ceci permet un gain de temps et d'efficacité sur le terrain lors de l'installation mais induit un risque accru de captures accidentelles. Durant l'automne et l'hiver, les risques de captures accidentelles sont cependant un peu moindres (certaines espèces sont inactives l'hiver), de plus, le déclenchement des cages est assez « raide », évitant ainsi les plus petites espèces de se capturer (belettes, écureuils). Un espace entre la porte fermée et la structure permet aux petits animaux (écureuils, hermine) de sortir de la cage, même fermée. Cet espace permet également d'éviter des blessures, puisque la porte peut se refermer sur la queue des pékans par exemple.



- Si la cage est installée sur un débris ligneux, celui-ci devra présenter un diamètre d'au moins la largeur de la cage. Elle devra y être fixée avec du fil de fer (broche) en 3 endroits au minimum. Une pente excessive devra être évitée (entrée vers le bas). Il faudra aussi couper les branches du débris ligneux (s'il y en a) en avant de la cage afin de permettre un accès facile au pékan.



- Une protection en plastique coroplast sera fixée sur les côtés et le toit de toutes les cages pour éviter l'infiltration d'eau.
- Un important couvert de branches (idéalement de sapin), de mousse, d'écorce... devra être installé sur le dessus de toutes les cages, aussi bien pour protéger les animaux capturés des intempéries que pour les camoufler à la vue des passants puisqu'elles seront installées près des bords de chemin. Il faut également bien protéger (verglas, neige) le mécanisme sur le dessus de la cage à l'aide de ces éléments (privilégier une écorce) pour s'assurer du bon fonctionnement du mécanisme.
- De gros débris ligneux (en croix) devraient être disposés sur la cage afin de la stabiliser sans l'écraser ou la tordre. Toujours tester le mécanisme de la cage une fois que les débris ligneux ont été installés afin de s'assurer de son bon déclenchement de même que l'anti-retour. Favoriser l'installation d'une cage au pied d'un arbre ou d'une structure qui permet de bloquer l'accès à l'arrière de la cage.



- L'appât (castor) sera installé dans une chaussette installée en hauteur dans le fond de la cage, obligeant ainsi les animaux à entrer au complet dans la cage afin d'y avoir accès.
- Un mince tapis de petites branches (pousses annuelles) de conifères (idéalement du sapin) sera installé sur le plancher de la cage (en avant de la palette de déclenchement). L'objectif est ici d'isoler l'animal capturé du grillage métallique froid et de camoufler le grillage de la cage à l'entrée.
- Un leurre olfactif sera ajouté près de la cage et un autre sera placé dans la cage (sur la chaussette contenant l'appât) afin d'attirer les pékans. Extérieur : Du leurre à large spectre à base de glandes de mouffette (« long distance call ») sera placé à la base d'un arbre à environ 5 m de la cage (frotter sur l'écorce). Intérieur : Nous utilisons du leurre commercial spécifique pour martre et pékan (leurre XLDC de marque Forget ou Power call ou Hyper call de Mactrap). Nous conseillons de changer le leurre 1 fois par 2 semaines ou plus dépendamment la température, car celui-ci sèche et son efficacité diminue rapidement. De la même manière, si de fortes pluies durent plusieurs jours, le leurre peut être lessivé donc il devrait être changé plus fréquemment.
- Un point GPS doit être pris et un ruban forestier peut être installé à la cage afin de localiser la station et en bordure de chemin pour faciliter le repérage (si plusieurs leurres sont utilisés, noter aussi les leurres utilisés sur le ruban pour faciliter le releurrage).



3. Capture hivernale :

- Lorsque la température extérieure est plus fraîche, l'appât le plus efficace reste la viande de castor, viande grasse qui se conserve bien, ne gèle pas facilement et sent fort. C'est aussi l'appât de prédilection des piégeurs commerciaux.
- Si une accumulation de forte neige survient. Il est important de déblayer l'entrée des cages afin de favoriser l'accès aux cages.
- Si on prévoit des températures inférieures à -30 degrés Celsius au cours de la nuit, les cages doivent demeurer fermées.

Manipulation des pékans lors de la première capture

1. Préparation :

- Lorsqu'un pékan est capturé, l'animal est dans un premier temps laissé sur place dans la cage le temps de préparer tout le matériel nécessaire à sa manipulation. L'entrée de la cage doit toutefois être sécurisée avec une attache de nylon de type « tie-wrap ». La cage est ensuite libérée de son camouflage puis installée dans une housse ajustée permettant calmer l'animal lors du déplacement vers un site dégagé situé le plus près possible du site de capture. En cas de mauvais temps, les manipulations peuvent se faire sous une tente, ou dans le véhicule si cela n'implique pas un grand déplacement. Des gants doublés en kevlar sont aussi utilisés pour manipuler la cage contenant un pékan.



Gants en kevlar



2. Anesthésie et manipulations :

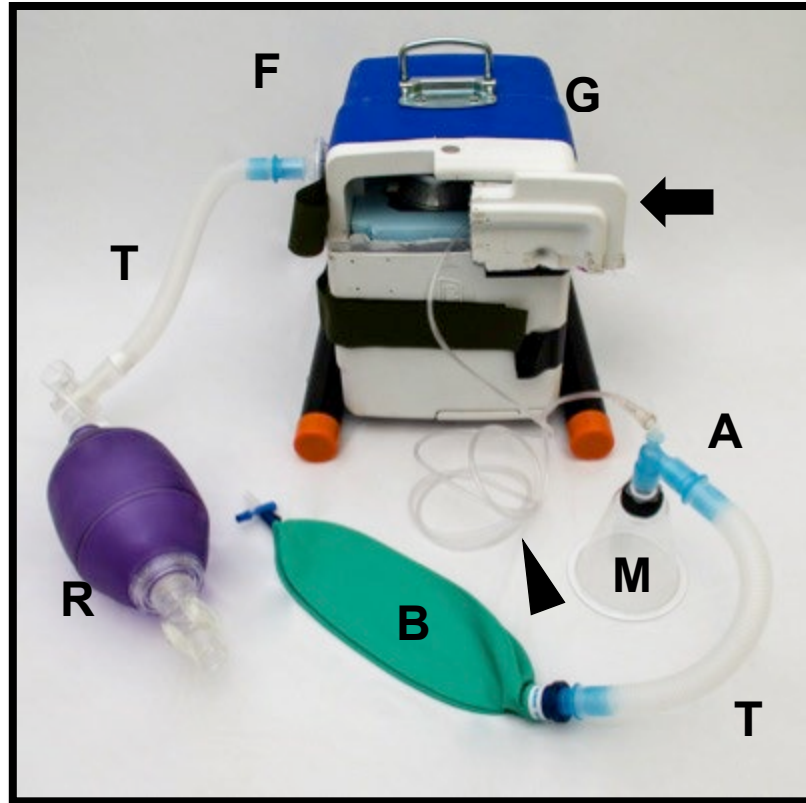
- Une fois que tout est prêt (couverture au sol, matériel de manipulation et d'anesthésie installé, chauffeuse portative allumée), la cage peut être installée par terre afin de faire passer le pékan dans le cône de contention en tissu (illustrations pour la martre dans un projet où les individus étaient ramenés à une voiture pour l'anesthésie). Pour ce faire, il faut installer deux « peignes » métalliques à l'entrée de porte puis ouvrir la porte de la cage qui doit être maintenue ouverte à l'aide d'un mousqueton. Ensuite, le cône de contention peut être installé sur la cage. Lorsque tout est prêt, retirer les peignes pour donner accès au cône à l'animal. Tenir en tout temps la partie du cône qui s'attache à la cage. Couvrir l'arrière de la cage avec une serviette lorsque l'animal hésite à entrer dans la cage et lorsque le soleil est plombant.



- Pour une contention adéquate de l'animal à l'intérieur du cône, il faut le laisser entrer dans le cône presque jusqu'au bout (vers l'ouverture pour le museau). Ensuite, il faut glisser sa main à la base de sa queue et le pousser jusqu'à ce que son museau soit apparent à l'extrémité du cône. Transporter l'animal toujours en conservant la main autour du cône à la base de sa queue et

l'autre main au niveau cou pour le soutenir convenablement.

- Une fois le pékan dans le cône, il est prêt pour l'anesthésie. De l'isoflurane sera administré par voie respiratoire à l'aide d'un vaporisateur. Ce gaz sera véhiculé du vaporisateur à l'animal à l'aide d'un débit intermittent d'air ambiant poussé à travers le vaporisateur à l'aide d'un respirateur manuel (Ambu bag). Le pourcentage d'isoflurane pour l'induction sera d'environ 3%, dépendamment de la morphologie de l'animal et de son niveau de stress. L'anesthésique gazeux sera donné via un masque adapté à la taille du museau des pékans. Le vaporisateur sera conservé dans une glacière modifiée contenant des chauffe-mains afin de maintenir une température au-dessus de 15 °C. L'animal sera par la suite maintenu à un pourcentage d'anesthésique variant de 1 à 3% en fonction de son niveau d'anesthésie.



- Une glacière (30 (L) x 22 (l) x 25 (h) cm- G) a été modifiée afin de pouvoir y incorporer, un vaporisateur (dans la glacière). Un débit intermittent d'air ambiant est apporté via l'utilisation d'un respirateur manuel (R) connecté au vaporisateur par un court tube corugué (T) ainsi qu'un filtre à air (F). Une portière permet la manipulation du cadran régulateur du vaporisateur alors que ce dernier reste isolé par une plaque de mousse isolante (flèche). L'air sortant du vaporisateur est acheminé par une tubulure (tête de flèche), un adaptateur coudé (A) et un masque (M) à l'animal. Un tube corugué (T) attaché à un ballon muni d'une valve d'échappement (B) sert de réserve d'air au système (Système d'anesthésie Jackson Rees / Mapleson F).
- La première étape après l'anesthésie est de sortir l'animal du cône et d'enrouler une couverture autour de lui (ce qui facilite la manutention et permet de garder l'animal au chaud). Il faut ensuite prendre sa température afin de juger s'il est nécessaire de réchauffer ou refroidir l'animal pendant les manipulations. Les animaux ne peuvent pas thermoréguler durant l'anesthésie, il faut donc contrôler leur température. Si le pékan est froid ($\leq 37^{\circ}\text{C}$), une chaufferette portative préalablement allumée avant la contention peut être rapprochée de l'animal et des compresses chaudes (chauffes-mains) peuvent être placés dans la couverture qui entoure l'animal. Au contraire, si le pékan est trop chaud ($\geq 40^{\circ}\text{C}$), La couverture autour de l'animal doit être ouverte et des compresses froides peuvent être utilisées (« icepack » sous la couverture). Si la température ne baisse pas considérablement ou si la température de l'animal est très élevée, il faut alors asperger abondamment les coussinets plantaires et les aisselles avec de l'alcool 70%. Le pelage peut aussi être arrosé avec de

l'eau pour accélérer le processus de refroidissement. La mesure doit être reprise aux 5 minutes par la suite.



- Les signes vitaux de l'animal sous anesthésie sont aussi évalués dès le début des manipulations. Le rythme cardiaque et la saturation en oxygène sont suivis à l'aide d'un oxymètre par mesure directe sur un appareil de type Nellcor PM-10. Le rythme respiratoire est noté sur 15 secondes puis rapporté sur 1 minute. La température corporelle est également relevée à l'aide d'un thermomètre pour enfant. Pour une anesthésie de moins de 5 minutes, une évaluation qualitative est suffisante. Pour une anesthésie de plus de 5 minutes, les mesures sont prises aux 5 minutes environ.

Seuils des signes vitaux - Pékan

Température corporelle	37°C à 40°C
Respiration	12 à 24 respirations/minute*
Rythme cardiaque	166 à 224 battements par minute
Saturation en O ₂	En %, le plus près de 100%

*Au début de l'anesthésie, le rythme respiratoire est plus élevé qu'en fin d'anesthésie. Pendant le maintien, l'animal devrait se situer autour de 16 respirations/minute.

- Si la récolte de poils est nécessaire pour faire des analyses génétiques ou isotopiques, celle-ci sera réalisée au début de toutes les manipulations afin de ne pas contaminer l'échantillon. Il faut utiliser des gants de latex. Nous

recommandons et prélever des poils sur la queue en prenant garde à avoir des bulbes. En récoltant les poils à rebrousse-poil, il est plus facile de les arracher et de conserver le bulbe. Les poils doivent être placés dans une enveloppe en papier.

- Il est recommandé de commencer par les manipulations qui peuvent engendrer de la douleur ou qui nécessitent un sommeil plus profond (tel que la pose de la micropuce ou l'examen de l'usure des dents). Pour identifier les animaux capturés, nous utiliserons des micropuces, emballées individuellement et stériles. Elles seront installées sous cutanées entre les 2 omoplates à l'aide un petit injecteur prévu à cet effet. Au besoin, nous utiliserons de la colle de type Vet-bond pour éviter que la micropuce ne ressorte.
- Un indice de l'âge des animaux basé sur l'usure des molaires (très usées, usées ou pointues) peut être utilisé pour différencier les juvéniles des adultes (moins fiable). À ce critère d'usure des molaires, il est possible d'ajouter le stade de développement de la crête sagittale qui varie en fonction de l'âge (absente/imperceptible, peu développée, très développée).



Pointues

Arrondies

Aplaties

Extrait du protocole de capture de pékan utilisé en Californie (K. Purcell, comm. pers.) : usure des molaires en fonction de la classe d'âge juvénile (< 12 mois), subadulte (13-24 mois) et adulte (> 24 mois).

- Avant la pose du collier émetteur, on doit identifier le sexe de l'animal. Le critère à vérifier pour le sexe est la présence/absence du baculum (os pénien).
- Il faut peser l'animal préalablement à l'installation d'un collier émetteur. En effet, il faut en tout temps respecter un seuil limite de 5% (mais préférablement 3%) du poids de l'animal. La pesée se fait à l'aide d'un collier étrangleur pour chien passé sous ses pattes antérieures, lui-même fixé sur une balance numérique. Évidemment, la balance doit être étalonnée pour prendre en considération le poids du collier étrangleur. Pour la pesée des plus gros individus, on peut prendre un sac en tissu avec une grande ouverture et des anses, dans lequel il est facile de mettre l'animal enroulé dans la couverture polaire. Il faut alors déduire le poids du sac et de la couverture du poids total mesuré.
- Les colliers émetteurs utilisés sont de type GPS/satellites de marque Telonics. Nous allons utiliser 2 modèles de collier. Le premier modèle pèse 120g (TGW-4170-4), mesure 2.3 x 3.3 x 5.5 cm sous le cou (largeur du collier = 2.5 cm) et fonctionne avec des satellites Iridium (voir photo 1). Le second modèle pèse environ 90g (TGW-4065-4), mesure 1.7 x 3.0 x 5.4 cm sous le cou (largeur du

collier = 2.5 cm) et fonctionne avec des satellites Globalstar. Dans les 2 cas, le collier est en matière synthétique (ressemblant à du cuir) souple. Le temps de fonctionnement est d'environ 6 à 12 mois selon la fréquence de prise de données.



- Les poids seuils utilisés seront recalculés lorsque nous auront les colliers en main afin d'avoir le poids réel. Pour le premier modèle (Iridium) est le suivant : 5% = 2.4 kg, 3% = 4.0kg. Le poids seuil utilisé pour le second modèle (Globalstar) est le suivant : 5% = 1.72 kg, 3% = 2.87kg. En tout temps, le seuil de 5% sera respecté. Les poids enregistrés lors d'un précédent projet dans ce même site d'étude sont les suivants : femelles = (min = 1.9kg, max = 2.6kg), mâles = (min = 3.4kg, max = 5.4kg).
- Mesurer le tour du cou et le tour du crâne. Il faut ajuster le collier de manière à ce qu'ils ne les perdent pas (ne passent pas le crâne) mais qu'ils ne développent pas de blessure par frottement. Le collier doit tourner librement autour du cou. On utilise 2 doigts comme mesure de l'ajustement du collier.
- Les colliers seront modifiés afin qu'ils puissent se détacher et éventuellement tomber. En 2021 nous avons utilisé la méthode développée par des chercheurs de la Californie pour des colliers semblables, qui consiste à ajouter 2 petits morceaux de cuir cousus ensemble (5 points de couture), recouverts d'une gaine thermorétractable qui s'useront avec le temps pour se détacher. Selon leur expérience, ce dispositif se détache après environ 2 ans (USDA Forest Service 2012, Green 2015). En 2021, les colliers (4 sur 7) sont souvent tombés avant d'arriver en fin de vie des batteries des colliers (environ 230 jours), par une rupture du morceau de cuir et non de la couture. Nous utiliserons en 2022 un seul morceau de cuir, légèrement plus court que celui de 2021.



Collier VHF de marque Sirtrack, modifié pour permettre au collier de se détacher avec le temps (env. 2 ans).

- Les mesures mineures ont lieu à la fin, parfois même une fois que l'isoflurane est arrêtée. La longueur du corps de l'animal est mesurée (du bout du nez à la base de la queue), de même que la longueur totale de l'animal (du bout du nez au dernier os de la queue).
- Une fois les manipulations et l'anesthésie terminées, l'animal est alors maintenu par le manipulateur jusqu'à ce qu'il présente des mouvements volontaires (2-3 minutes environ). L'animal est alors replacé dans la cage, toujours enroulé dans la couverture ce qui permet de garder l'animal au chaud. La couverture opaque est placée sur la cage afin de limiter le stress lors du réveil, pendant que les manipulateurs rangent le matériel. L'état de l'animal est néanmoins vérifié périodiquement.



- La phase de réveil dure environ 6 minutes. Toutefois, nous attendrons 5 à 10 minutes pour s'assurer qu'ils soient en pleine possession de leurs moyens avant de les relâcher. Une fois que le pékan est jugé relâchable, il doit être libéré à proximité de son lieu de capture. Il est important de désinfecter avec des tampons d'alcool le masque, le stéthoscope ainsi que le thermomètre à la fin de chaque anesthésie.

Manipulation des pékans lors d'une recapture

Lors d'une recapture, il faut :

- Noter le numéro de la micropuce
- Noter si l'animal a un collier. Si oui, vérifier si le signal fonctionne (advenant que la recapture se fasse dans les heures d'ouverture du signal VHF).
- Libérer l'animal

Protocole en cas de morsure :

- Appliquer le nettoyant anti-microbien (Germistat 4%) sur la morsure et frotter énergiquement **pendant 10 minutes**.
- Rincer avec de l'eau et sécher.
- Protéger la plaie afin qu'aucune saleté n'y entre.

PNF de capture vivante de pékans et de pose de colliers GPS

Annexe 1 : Liste du matériel à préparer pour les manipulations (à titre indicatif, dépendamment des mesures prises).

- micropuces et injecteur
- lecteur de micropuce
- oxymètre
- onguent analgésique (type polysporin)
- solution de chlorhexidine 0,05% sans alcool
- tampon de coton
- gants de latex
- enveloppes identifiées pour recueillir les poils
- ruban à mesurer de couture
- balance numérique (10 kg)
- collier étrangleur pour chien et sac en tissu (pour la pesée des animaux)
- collier émetteur activé (vérifié avec un récepteur)
- pince coupante ou ciseaux
- tourne-écrou
- crayon feutre fin
- stéthoscope
- montre
- vaseline
- thermomètre (pour bébé)
- désinfectant pour usage externe seulement : Dexidin (Chlorhexidine 2% avec alcool isopropylique 4%)
- coton-tige (pour des prélèvements ou appliquer l'onguent)
- gel pour les yeux (tear-gel)
- tampon d'alcool
- alcool 70%
- hot pad
- ice pack
- Serviette pour le plateau de travail
- peigne
- gants de kevlar
- housse de transport
- cône de contention
- briquet
- tente portative
- couverture pour le sol
- couvertures polaires pour les animaux (un par individu)
- appareil photo (usure des dents et présence de signes distinctifs, blessures)

Références

Arthur, S.M., Krohn, W.B. & Gilbert, J.R., 1989. Habitat use and diet of fishers. *Journal of Wildlife Management* **53** (3) : 680-688.

Green, R. 2015. Protocol for fisher radio collar break-away design. Sierra National Forest fisher project, Pacific Southwest Research Station, USDA Forest Service. 7 p.

Hodgman, T.P., Harrison, D.J., Katnik, D.D. & Elowe, K.D., 1994. Survival in an intensively trapped marten population in Maine. *Journal of Wildlife Management* **58** (4) : 593-600.

Kilpatrick, H.J. & Rego, P.W., 1994. Influence of season, sex, and site availability on fisher (*Martes pennanti*) rest-site selection in the central hardwood forest. *Canadian Journal of Zoology* **72** : 1416-1419.

Krohn, W.B., Elowe, K.D. & Boone, R.B., 1995. Relations among fishers, snow, and martens: Development and evaluation of two hypotheses. *The Forestry Chronicle* **71** (1) : 97-105.

Paragi, T.F., Arthur, S.M. & Krohn, W.B., 1996. Importance of tree cavities as natal dens for fishers. *Northern Journal of Applied Forestry* **13** (2) : 79-83.

Payer, D.C. & Harrison, D.J., 2003. Influence of forest structure on habitat use by American marten in an industrial forest. *Forest Ecology and Management* **179** : 145-156.

Powell, R.A. & Zielinski, W.J., 1994. Fisher. In Ruggiero, L.F., Aubry, K.B., Buskirk, S.W., Lyon, L.J., & Zielinski, W.J. American marten, fisher, lynx, and wolverine in western United States. The scientific basis for conserving forest carnivores. USDA, Forest Service, Rocky Mountain Forest and Range Experiment Station, Fort Collins, Colorado, General Technical Report GTR-RM 254. Pages 38-73.

Raine, R.M., 1983. Winter habitat use and responses to snow cover of fisher (*Martes pennanti*) and marten (*Martes americana*) in southeastern Manitoba. *Canadian Journal of Zoology* **61** : 25-34.

Thomasma, L.E., Drummer, T.D., & Peterson, R.O., 1994. Modelling habitat selection by fishers. In Buskirk, S.W., Harestad, A.S., Raphael, M.G., & Powell, R.A. Martens, sables, and fishers - Biology and conservation. Cornell University Press, Ithaca, USA. Pages 316-325.

Tully, S.M., 2006. Habitat selection of fishers (*Martes pennanti*) in an untrapped refugium: Algonquin Provincial Park. Trent University, Peterborough, On. 100 p.

USDA Forest Service, 2012. Fisher capture handbook: guidelines, protocol, references, datasheets and checklists. Kings River fisher project, Dinkey Creek Work Center, Pacific Southwest Research Station. 65 p.

Weir, R.D. & Corbould, F.B., 2010. Factors affecting landscape occupancy by fishers in north-central British Columbia. *Journal of Wildlife Management* **74** (3) : 405-410.