



PNF M-14 Euthanasie

Créée par :	P. Liscourt et S. Faubert	Date :	mars 2012	Version:	1.0
Modifiée par :	Geneviève Roy	Date :	11 décembre 2020	Version:	5.0
Révisée par :	N/A	Date :	N/A		

<i>Chef de service et opérations</i>		28-04-2021
	Nathalie Tessier	Date
<i>Vétérinaire</i>		28-04-2021
	Geneviève L. Roy	Date
<i>Président du Comité de Protection des Animaux</i>		28-04-2021
	Bruno Larrivée	Date

1. BUT / OBJECTIF

Le but de cette Procédure Normalisée de Fonctionnement (PNF) est de décrire les techniques d'euthanasies utilisées chez les animaux du CRHMR.

2. APPLICABLE À / RESPONSABILITÉS

Cette PNF est la responsabilité de tout le personnel qualifié de l'ACRHMR et des usagers qui procèdent à l'euthanasie d'animaux. Le personnel ayant à euthanasier des animaux dans le cadre de projets de recherche approuvés par le CPA, doit lire, comprendre et appliquer cette PNF. Les membres du Comité de Protection des Animaux doivent approuver et réviser cette PNF au moins aux 3 ans. Le coordonnateur à l'animalerie doit s'assurer que le personnel et les usagers appliquent cette PNF correctement.



3. INFORMATIONS

Toute méthode d'euthanasie doit avoir précédemment été approuvée par le CPA pour chaque protocole de recherche. Les méthodes d'euthanasie acceptables sous condition doivent être justifiées scientifiquement. Il est primordial que la technique appliquée soit exécutée adéquatement (c.-à-d. avoir reçu l'entraînement requis et figurer au protocole de recherche approuvé par le CPA). Incidemment, seules les personnes formées à l'exécution de ces techniques y sont autorisées.

Le chercheur titulaire du protocole de recherche doit se procurer les drogues contrôlées (barbiturique, kétamine, opioïde) à l'aide d'une exemption de Santé Canada. La tenue d'un registre est exigée par les autorités pour l'usage de ces drogues contrôlées; sous la responsabilité de la personne ayant initialement fait la demande pour utiliser ces drogues.

Les drogues contrôlées sont gardées sous clé à l'animalerie où est tenu un registre d'utilisation.

4. ABRÉVIATIONS

ACRHMR : Animalerie du Centre de recherche de l'Hôpital Maisonneuve-Rosemont
CPA : Comité de protection des animaux
CRHMR : Centre de recherche de l'Hôpital Maisonneuve-Rosemont
Usager : Membre d'une équipe de recherche utilisant les services de l'animalerie

5. EXEMPLAIRES / FORMULAIRES / ATTACHEMENTS

Annexe I : Résumé des méthodes d'euthanasie acceptables et requérant une justification scientifique auprès du CPA, par espèce animale, utilisées au CRHMR.

Annexe II : Tableaux A et B de doses de pentobarbital sodique à administrer aux souris ou rats respectivement, par voie IP, à des fins d'euthanasie.

Annexe III : Tableau C. Doses de sédation pré-euthanasique en administration IM chez le chat, porc, lapin, souris et rat.

6. MATÉRIEL / ÉQUIPEMENT

Surdose de barbiturique (Pentobarbital sodique)

- Seringue (format selon la dose)
- Aiguille (grosseur selon l'animal et le site d'injection)



Asphyxie par surdose de CO₂

- Chambre à euthanasie
- Couvercle adapté à la cage
- CO₂ sous ou sans anesthésie à l'isoflurane

Exsanguination sous anesthésie générale

- Appareil à Anesthésie (isoflurane) ou anesthésiques injectables
- Aiguille
- Seringue

Dislocation cervicale

- Serviette
- Appareil à anesthésie au besoin

Décapitation

- Sac de contention
- Appareil à anesthésie
- Guillotine commerciale

7. ÉTAPES / PROCÉDURES

7.1 Généralités

Les euthanasies doivent se faire dans la mesure du possible, à l'extérieur de la pièce d'hébergement afin de limiter tout stress/anxiété des animaux, à moins qu'une euthanasie d'urgence soit nécessaire. L'euthanasie de rongeurs a généralement lieu dans la salle de manipulation (GBSS410).

Éthiquement, l'euthanasie par surdose de barbituriques est considérée comme la méthode d'euthanasie à privilégier. Le pentobarbital sodique est une substance contrôlée disponible sous le nom commercial de Somnotol® (54,7 mg/ml), Euthanyl® (240 mg/ml), ou Euthanyl Forte® (540 mg/ml).

Une surdose d'anesthésiques injectables peut être est une méthode d'euthanasie acceptable chez les rongeurs. La dose d'euthanasie requise est 3 fois supérieure à la dose anesthésique, et doit être administrée par voie intraveineuse (IV) ou intrapéritonéale (IP). Se référer à la PNF M-07 anesthésie des rongeurs et l'annexe III.

Quelle que soit la méthode utilisée, chez les rongeurs, l'euthanasie doit se compléter par une méthode physique afin d'assurer leur décès (décapitation, dislocation cervicale, exsanguination, pneumothorax ou perfusion).

La mort de l'animal doit être confirmée après l'euthanasie via une **combinaison de critères de mortalité les plus fiables** (se référer à la section 7.3. *Constataion du décès*), et avant que les carcasses soient disposées (se référer à la section 7.5. *Disposition des carcasses*).



Bien nettoyer l'équipement avant et après usage.

7.2 Description des différentes méthodes d'euthanasie

7.2.1. SURDOSE DE PENTOBARBITAL SODIQUE (BARBITURIQUE)

7.2.1.1 Rongeurs

Le pentobarbital à faible concentration soit Somnotol® (54,7 mg/ml) soit une solution d'Euthanyl® (240 mg/ml) peut être utilisé.

Un dosage **d'au moins** 200 mg/kg et par voie intrapéritonéale (IP) sont recommandés. Se référer aux tableaux A et B de l'annexe II pour les doses à administrer.

Chez le rat, il est recommandé d'ajouter un anesthésie local (lidocaïne) à l'injection IP du pentobarbital afin de limiter la douleur abdominale post-injection et produire des résultats inconsistants.

L'animal est ensuite replacé dans sa cage et gardé dans un endroit calme afin de minimiser l'excitation et les traumatismes pour permettre à l'animal de passer le plus rapidement possible dans les différents stages d'anesthésie avant le décès.

Compléter par une méthode physique d'euthanasie, telle que la dislocation cervicale ou un pneumothorax avant de disposer de la carcasse, afin de vous assurer qu'ils ont été correctement euthanasiés (divers facteurs peuvent influencer la quantité de la drogue réellement absorbée par le corps).

Si d'autres animaux vivants sont présents dans la cage de l'animal, après l'injection, placer l'animal dans une cage propre pour observer les critères de mortalité. Un animal en attente d'euthanasie ne doit pas être témoin du décès d'un autre animal. Dans de rares cas, une seconde administration peut être nécessaire.

Un pré-mix de kétamine et xylazine peut être préalablement utilisé. Une fois l'obtention d'une sédation profonde (5 à 10 minutes après l'injection), administrer le barbiturique. Consulter l'annexe III pour les dosages et la voie d'administration.

Ne pas oublier d'inscrire la quantité utilisée (en ml) de barbiturique et/ou de kétamine au registre des drogues contrôlées.

7.2.1.2 Chat, porc et lapin

7.2.1.2.1 Consignes générales :

Une sédation doit être préalablement administrée par voie **intramusculaire** (IM), sauf si l'animal est sous anesthésie au moment de l'euthanasie. Un animal amorphe ou moribond peut être euthanasié sans l'administration préalable d'une sédation.



Se référer à l'ANNEXE III pour les dosages de sédation/analgésie pré-euthanasique.

Tout autre protocole de sédation doit être décrit dans le protocole et approuvé par le CPA.

Pour ces espèces, le pentobarbital sodique doit être administré par **voie intraveineuse (IV)**, à un dosage **d'au moins** 120 mg/kg.

Ne pas oublier d'inscrire la quantité utilisée (en ml) de barbiturique, kétamine et buprénorphine (si applicable), au registre des drogues contrôlées.

7.2.1.2.2 Procédures spécifiques chez le CHAT :

Suite à l'administration IM d'une sédation/analgésie, l'animal doit être remis dans sa cage, en s'assurant que l'environnement soit calme (tamiser les lumières au besoin, placer l'animal dans une pièce isolée).

Au minimum, 15 à 20 minutes doivent s'écouler avant la pose du cathéter (ou utilisation d'une aiguille papillon) et l'administration du pentobarbital sodique IV.

L'utilisation d'un cathéter intraveineux ou d'une aiguille à papillon est obligatoire en raison de la viscosité du produit et des risques d'irritation péri-veineuse.

La dose létale du barbiturique à administrer est de **≥ 2 ml / 4.5 kg d'Euthanyl® (240 mg/ml)**.

7.2.1.2.3 Procédures spécifiques chez le PORC :

L'administration du pré-mix kétamine et xylazine, en combinaison préférablement avec de l'acépromazine, se fait en une seule injection IM au niveau des muscles de la cuisse ou du coup.

Quelques minutes seront nécessaires afin que l'animal puisse être manipulé pour la pose du cathéter (ou utilisation d'une aiguille papillon), et l'administration du pentobarbital sodique.

L'utilisation d'un cathéter intraveineux ou d'une aiguille à papillon est obligatoire en raison de la viscosité du produit et des risques d'irritation péri-veineuse.

La dose létale du barbiturique à administrer est de **≥ 1 ml / 5 kg d'Euthanyl Forte® (540 mg/ml)**.

Dans de rares cas, une seconde administration peut être nécessaire. Dans l'éventualité d'une circulation sub-optimale, l'injection intraveineuse de barbiturique peut être moins efficace, nécessitant un volume plus élevé et un délai entre l'administration et le constat du décès. Un massage cardiaque peut parfois être nécessaire dans ces cas.



7.2.1.2.4 Procédures spécifiques chez le LAPIN :

Les lapins sont facilement stressés par les manipulations. Pour limiter l'anxiété, garder l'animal dans un endroit calme. Une sédation/analgésie est requise afin de faciliter l'immobilisation et réduire l'anxiété, à moins que l'animal soit déjà sous anesthésie générale.

Au minimum, 15 à 20 minutes doivent s'écouler avant la pose du cathéter (ou utilisation d'une aiguille papillon) et l'administration du pentobarbital sodique IV.

La dose létale du barbiturique à administrer **par voie intraveineuse (IV)** est de $\geq 2 \text{ ml} / 4.5 \text{ kg}$ d'**Euthanyl® (240 mg/ml)**. L'utilisation d'un cathéter intraveineux ou d'une aiguille à papillon est obligatoire en raison de la viscosité du produit et des risques d'irritation péri-veineuse.

Utiliser une aiguille de 22-25G selon la grosseur de la veine choisie pour l'injection (veine saphène latérale, veine marginale de l'oreille ou veine céphalique). La solution d'euthanasie peut être diluée avec de la saline pour faciliter l'injection. Une anesthésie locale est recommandée (crème EMLA®) avant l'injection dans la veine marginale de l'oreille (*consulter la PNF M-07 analgésie*).

La dose létale du barbiturique à administrer par **voie intrapéritonéale (IP)** est de $\geq 6 \text{ ml} / 4.5 \text{ kg}$ d'**Euthanyl® (240 mg/ml)**. L'injection IP de la solution d'euthanasie est appropriée si (et seulement si) vous diluez la solution d'euthanasie avec une solution saline (une partie de solution d'euthanasie à au moins 5 parties de solution saline). Utiliser une aiguille à papillon de petit calibre.

7.2.2 ASPHYXIE PAR SURDOSE DE CO₂ (RONGEURS SEULEMENT)

7.2.2.1 Consignes générales:

Dans la mesure du possible afin de minimiser le stress, éviter de regrouper des animaux provenant de différentes cages et privilégier une euthanasie des animaux dans leur cage d'origine avec un maximum de cinq souris adultes ou une portée par cage*.

*Ne pas euthanasier les nouveaux-nés en même temps que les adultes. Les rongeurs néonataux jusqu'à 10 jours d'âge résistent aux effets du CO₂. Se référer à la section 7.2.8.

Apposer un couvercle adapté, relié à la source d'isoflurane et/ou de CO₂ ou déposer la cage directement dans la chambre à euthanasie.

Le CO₂ doit être vidangé de la chambre entre chaque euthanasie.

Si les animaux doivent être sortis de leur cage et placés dans la chambre à euthanasie, bien nettoyer la chambre entre chaque euthanasie afin d'éliminer tout résidus olfactifs.

Compléter l'euthanasie par une méthode physique (p.ex., dislocation cervicale, décapitation, incision du thorax dans le but de créer un pneumothorax).



Ne jamais laisser une chambre d'euthanasie avec un flux de gaz sans surveillance.

7.2.2.2 Asphyxie au CO₂ précédé d'anesthésie à l'isoflurane :

Travailler sous hotte de façon à prévenir l'exposition à l'isoflurane

Ouvrir le vaporisateur d'isoflurane à 5% (consulter la PNF M-07 anesthésie des rongeurs)

Vérifier la profondeur de l'anesthésie à l'isoflurane. Il doit y avoir perte de conscience et des mouvements volontaires, mais un maintien des fonctions respiratoires.

L'administration d'oxygène doit être arrêtée et le vaporisateur fermé avant d'ouvrir le débitmètre de CO₂.

Après l'arrêt des mouvements respiratoires, poursuivre l'administration de CO₂ pendant au moins 1 minute, et ensuite fermer le débitmètre de CO₂ et la valve.

Laisser les animaux dans la cage/chambre à euthanasie pendant au moins 2 minutes supplémentaires.

7.2.2.3 Asphyxie au CO₂ sans anesthésie préalable :

Introduire du CO₂ sous forme de gaz à l'état pur.

L'euthanasie au CO₂ avec remplissage graduel doit être justifiée et approuvée au préalable par le CPA.

Ouvrir la valve et le débitmètre de CO₂ à un débit **inférieur à 40% et supérieur à 30 %** du volume de la chambre par minute. Lorsque la grande chambre à euthanasie est utilisée, ajuster le débitmètre (à l'aide de la petite valve grise sur le tube en verre) à **7 litres** par minute.

Le débit (la concentration de CO₂ dans la chambre) peut être augmenté dès que les animaux ont perdu connaissance. Cela peut prendre plusieurs minutes (2 à 3 minutes minimum).

Après l'arrêt des mouvements respiratoires, fermer le débitmètre de CO₂ et la valve.

Les animaux doivent être laissés dans la chambre pendant un temps additionnel d'au moins 2 minutes.



Réglage du débitmètre à CO₂ pour un remplissage graduel de 30 à 40 % par min :

Type de cage	Volume*	Débit pour 30%	Débit pour 35%	Débit pour 40%
Allentown- ventilée souris	7,5	2,25 L/min	2,6 L/min	3 L/min
Allentown- ventilée rat	17,5	5,25 L/min	6 L/min	7 L/min
Grande chambre à euthanasie	21	6,3 L/min	7,35 L/min	8,4 L/min
Petite chambre à euthanasie	2,6	0,8 L/min	1 L/min	1,4 L/min

Note : *Volume de la cage en litres (L) = [(hauteur en cm) x (largeur en cm) x (longueur en cm)] / 1000.

Exemple : Calculs du débit de gaz pour un remplissage de 35% par minute :

- Volume de la cage en litres (L) = 7,5 L
- Débit acceptable de 35% (en L / min) = 7,5 L X 0,35 / min = ~ 2,5 L/min

7.2.4 EXSANGUINATION SOUS ANESTHÉSIE GÉNÉRALE (RONGEURS SEULEMENT)

Les rongeurs peuvent être euthanasiés par exsanguination via un prélèvement sanguin au niveau de la veine cave caudale ou à l'aorte abdominale, ou par ponction cardiaque.

Il est impératif de s'assurer de la profondeur de l'anesthésie avant de procéder à l'exsanguination. L'animal doit être totalement insensible aux stimuli nocifs (absence de réflexe de retrait lors du pincement des doigts avec une pince hémostatique, dépression respiratoire qui commence où la respiration devient faible et superficielle)

L'excision du foie ou la perfusion de l'organisme sous anesthésie générale peuvent être considérées comme des formes d'euthanasies par exsanguination.

7.2.5 DISLOCATION CERVICALE (RONGEURS SEULEMENT)

Le CCPA rend cette méthode acceptable si elle est faite **sous** anesthésie générale. Pour faire cette technique **sans** anesthésie préalable, il faut une justification scientifique qui confirme que d'autres méthodes plus éthiques interfèrent avec les résultats expérimentaux.

Une personne sans expérience doit obligatoirement se pratiquer sur des cadavres afin de bien maîtriser la technique, et obtenir l'approbation d'un technicien en santé animale que la technique est bien effectuée avant de l'utiliser sur des animaux vivants.

La dislocation cervicale du rat et des rongeurs de grande taille (>200 g) est proscrite, puisque plus difficile et moins fiable.



Cette méthode n'est pas recommandée pour les rongeurs de moins de 10 jours.

Technique pour la dislocation :

- Administrer l'anesthésique par voie IP ou par inhalation et attendre quelque minutes qu'il y ait perte de conscience;
- Saisir la souris par la base de la queue et déposer-la sur la grille de la cage (il ne doit pas y avoir d'animaux dans la cage ni à proximité de l'animal) ou sur une serviette;
- Tout en tenant a base de la queue entre le pouce et l'index d'une main, placer le pouce de l'autre main ou la pince sur l'occiput de la souris. Exercer une pression en direction de la base du crâne afin d'étirer l'espace entre les vertèbres du cou. Il est important de maîtriser la technique afin d'éviter d'étouffer l'animal en pressant sur le coup, ou d'arracher la queue;
- Ne pas cesser de tirer, sous aucun prétexte, avant d'avoir obtenu une luxation complète;
- Un espace de 2 à 4 mm doit être palpable à la base du crâne, entre les condyles occipitaux et la première vertèbre cervicale ou dans le tiers supérieur du cou.
- La luxation cervicale ne doit pas être réalisée à l'aide d'une technique à une main.
- Observer les critères les plus fiables de mortalité (pupille fixe, arrêt cardiaque, arrêt respiratoire) confirmant la mort de l'animal avant de jeter les carcasses.
- Nettoyer la surface de travail.

7.2.6 DÉCAPITATION (RONGEURS SEULEMENT)

Le CCPA rend cette méthode acceptable si elle est faite sous anesthésie générale. Pour faire cette technique sans anesthésie préalable, il est nécessaire de fournir une justification scientifique qui confirme que d'autres méthodes plus éthiques interfèrent avec les résultats expérimentaux

Une personne sans expérience doit obligatoirement se pratiquer sur des cadavres afin de maîtriser la technique et obtenir l'approbation d'un technicien en santé animale que la technique est bien effectuée avant de l'utiliser sur des animaux vivants.

Il est primordial de nettoyer complètement la guillotine ou les ciseaux ainsi que la surface de travail, et de changer de gants, entre chaque euthanasie par décapitation lorsque non précédée d'anesthésie générale. De plus, les rats conscients, en attente d'euthanasie par décapitation, doivent être éloignés de la station d'euthanasie de façon à ne pas pouvoir voir ni



percevoir les signaux olfactifs des animaux euthanasiés. Il est nécessaire d'éviter de contentionner un animal conscient avec des gants souillés de sang.

Étapes de la décapitation :

- Placer la guillotine sur une surface plane afin d'en assurer de la stabilité ;
- Procéder à l'anesthésie générale.
- Placer l'animal dans un sac de contention DecapiCone® le nez vers la partie la plus petite du DecapiCone®;
- Introduire la tête de l'animal entre les lames de la guillotine, peser fort et sans hésitation sur la poignée de la guillotine de sorte que la tête du rat sera coupée d'un seul coup.
- Relever la poignée et recueillir le sang si nécessaire.
- Observer les critères de mortalité (pupille fixe, arrêt cardiaque, arrêt respiratoire) confirmant la mort de l'animal avant de jeter les carcasses.
- Pour les foetus (15 jours ou plus de gestation) ou les nouveau-nés, utiliser de petits ciseaux chirurgicaux bien affilés. Toujours bien nettoyer le matériel souillé (incluant ciseaux et gants) entre chaque décapitation.
- Cette méthode est déconseillée chez les rats de grande taille, puisque plus difficile et nécessite un DecapiCone® de plus grand calibre.
- Le matériel utilisé pour effectuer la décapitation doit être maintenu en bon état de fonctionnement et régulièrement entretenu.
- Pour un prélèvement de sang, consulter la page Web du NC3R : <https://www.nc3rs.org.uk/mouse-decapitation-terminal>

7.2.7 L'EUTHANASIE DE FŒTUS ET DES MÈRES RONGEURS

Les femelles gestantes avec des foetus âgés **de moins** de 17 jours peuvent être euthanasiées selon les mêmes procédures que les rongeurs adultes (Le développement neuronal à ce stade est minime et la perception de la douleur est considérée comme improbable). En raison de la non-viabilité des foetus à ce stade de développement, l'euthanasie de la mère ou le retrait du foetus devraient assurer la mort rapide du foetus. Aucune action supplémentaire n'est nécessaire.



Cependant, les euthanasies des femelles gestantes avec fœtus **de plus** de 17 jours doivent se faire par :

- Asphyxie au CO₂ sous anesthésie à l'isoflurane de la mère, suivie d'une décapitation ou d'un surdosage de barbiturique par injection intrapéritonéale du fœtus ;
- Asphyxie au CO₂ de la mère, suivie d'une décapitation ou d'un surdosage de barbiturique par injection intrapéritonéale de fœtus ;
- Surdosage d'anesthésiques injectables par injection intrapéritonéale à la mère, suivie d'une décapitation ou d'un surdosage de barbiturique par injection intrapéritonéale de fœtus.

***Si la femelle gestante est simplement anesthésiée, les fœtus doivent être euthanasiés soit par une :

- Surdose d'anesthésiques injectables ;
- Décapitation avec des ciseaux bien affûtés et entretenus ;
- Dislocation cervicale.

7.2.8 L'EUTHANASIE DES RONGEURS NÉONATAUX

Il serait préférable d'euthanasier les rongeurs néonataux **de 0 à 13 jours par décapitation** (avec des ciseaux affilés) et ceux **d'au moins 14 jours**, par isoflurane suivi d'une seconde méthode d'euthanasie. Par contre, les rongeurs **de plus de 10 jours** peuvent être euthanasiés selon les mêmes procédures que les rongeurs adultes.

Les rongeurs néonataux (**jusqu'à 10 jours**) résistent aux effets du CO₂, ainsi jusqu'à 50 minutes peuvent être nécessaires pour parvenir à la mort. Le CO₂ peut donc être utilisé que pour la narcose des rongeurs néonataux qu'à la seule condition qu'il soit suivi d'une méthode physique d'euthanasie comme la décapitation.

L'hypothermie sur glace suivie d'une décapitation peut être utilisée chez les fœtus, souriceaux ou rats âgés **de moins** de 6 jours d'âge (*consulter la PNF M-08 Anesthésie des rongeurs nouveau-nés par le froid*).

7.3 Constatation du décès

Les lignes directrices sur l'euthanasie du CCPA indiquent que la mort correspond à un arrêt des fonctions cardiorespiratoires et à une perte de la fonction cérébrale.

Avant de disposer d'une carcasse, on doit s'assurer du décès de l'animal. Pour ce faire, plusieurs critères de mortalité les plus fiables doivent être observés (absence de pouls et de réponse à un pincement ferme de l'orteil, grisonnement des muqueuses) et à l'aide d'un stéthoscope idéalement, être dans l'incapacité d'entendre les bruits respiratoires et le rythme cardiaque. Aucun de ces critères seuls, sauf le *rigor mortis*, ne confirme la mort.



L'arrêt cardiaque peut se produire quelques minutes après la mort cérébrale. Pour les rongeurs, il est possible de procéder à une dislocation cervicale ou encore un pneumothorax suite à l'euthanasie, afin de s'assurer du caractère irréversible de l'euthanasie.

Un pneumothorax peut être fait en incisant l'abdomen bilatéralement à l'aide de ciseaux bien affilés (ex. ciseaux chirurgicaux), sous les côtes, et le diaphragme par la suite.

7.4 Euthanasies par le service de l'animalerie

Les animaux euthanasiés par le service de l'animalerie du CRHMR pour des raisons de santé ou éthique (approuvé par le chercheur lorsque possible), pour des raisons de gestion de colonie, ou encore suite à la fin de l'utilisation des animaux sur un protocole, le seront selon des méthodes d'euthanasie jugés acceptables seulement.

7.5 Disposition des carcasses

Les carcasses sont déposées dans des sacs ou gants de plastiques (ou dans des sacs « Biohazard » pour le NC2) et placées dans des boîtes au congélateur. Les personnes responsables de disposer des cadavres sont le personnel de l'animalerie. Les boîtes sont transportées, pesées et placées dans un gros congélateur situé au quai de marchandise de l'hôpital.

8. RÉFÉRENCES / PROCÉDURES CONNEXES

CCPA. *Lignes directrices du CCPA sur : l'euthanasie des animaux utilisés en science* (2010)
https://www.ccac.ca/Documents/Normes/Lignes_directrices/Euthanasie.pdf

CCPA. *Lignes directrices du CCPA : les souris* (2019)
https://www.ccac.ca/Documents/Normes/Lignes_directrices/Lignes_directrices_du_CCPA_sur_les_souris.pdf

CCPA. *Lignes directrices du CCPA : les rats* (2020)
https://www.ccac.ca/Documents/Normes/Lignes_directrices/Lignes_directrices_du_CCPA_sur_les_rats.pdf

American Veterinary Medical Association. AVMA : *Guidelines for the euthanasia of animals* (2013)(2020)
<https://www.avma.org/KB/Politiques/Documents/euthanasia.pdf>



CCPA. Nouvelles recommandations du CCPA concernant l'euthanasie au dioxyde de carbone (Juillet 2020)

https://www.ccac.ca/Documents/Normes/Lignes_directrices/Nouvelles_recommandations_du_CCPA_concernant_l-euthanasie_au_dioxyde_de_carbone.pdf

Boston University. *Euthanasia of Rodents* (2019)

<https://www.bu.edu/researchsupport/compliance/animal-care/working-with-animals/euthanasia/euthanasia-of-rodents/>

Boston University. *Euthanasia Guidelines* (2019)

<https://www.bu.edu/researchsupport/compliance/animal-care/working-with-animals/euthanasia/euthanasia-guidelines/>

Euthanasia Reference Manual. The Humane Society of The United States and Humane Society Veterinary Medical Association. Second Edition (2013)

<https://www.animalsheltering.org/sites/default/files/content/euthanasia-reference-manual.pdf>

McGill. *Rodent Euthanasia* (2020)

https://www.mcgill.ca/research/files/research/301-rodent_euthanasia_-_may_2018_0.pdf

Boivin, Gregory, P. et al. "Review of CO₂ as a Euthanasia Agent for Laboratory Rats and Mice". *JAALAS*. Vol.56, no°5, pp.491-499.

<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC5605172/>

CU Denver Veterinary Formulary (2018)

<http://www.ucdenver.edu/research/Research%20Administration%20Documents/CU%20Denver%20Veterinary%20Formulary%203.12.pdf>

"Premedication And Euthanasia Methods For Rabbits". *VIN* (2009).

<https://www.vin.com/Members/Boards/DiscussionViewer.aspx?documentid=8992356&ViewFirst=1&FindSince=26280000>

Robertson, Sheila A., Gogolski, Susan M., Pascoe, Peter et al. "AAFP Feline Anesthesia Guidelines". *Journal of Feline Medicine and Surgery*. Vol.20 (2018), pp. 602-634.

<https://journals.sagepub.com/doi/pdf/10.1177/1098612X18781391>

Dr Geoffrey Truchetti. Communications personnelles, 16 septembre 2019 et 2 février 2020
Carpenter, James. *Exotic Animal Formulary*. 5th Edition. Saunders. 2018. 776pp.

Edson, Matthew. *Anesthesia and Surgery of Miniature Pigs*. *VIN Conference* (2016)

<https://www.vin.com/members/cms/project/defaultadv1.aspx?id=7562180&pid=16131&>



ANNEXE I

Résumé des méthodes d'euthanasie acceptables et requérant une justification scientifique auprès du CPA, par espèce animale, utilisées au CRHMR.

Espèce	Méthode acceptation	Méthode requérant une justification scientifique
SOURIS Adolescents et adultes Nouveau-nés (voir section 7.2.8)	<ul style="list-style-type: none"> • Injection IP de pentobarbital sodique • Inhalation de CO² sous isoflurane suivie d'une méthode physique (dislocation cervicale, décapitation ou pneumothorax). • Inhalation de CO² suivie d'une dislocation cervicale, décapitation ou pneumothorax • Surdose d'anesthésiques injectables 	<ul style="list-style-type: none"> • Dislocation cervicale • Décapitation • CO₂ • CO₂ précédé d'anesthésie
RAT Adolescents et adultes Nouveau-nés (voir section 7.2.8)	<ul style="list-style-type: none"> • Injection IV, IP de pentobarbital sodique • Inhalation de CO² suivie d'une dislocation cervicale (petits rats), décapitation ou pneumothorax • Surdose d'anesthésiques injectables 	<ul style="list-style-type: none"> • Décapitation • Dislocation cervicale • CO₂ • CO₂ précédé d'anesthésie
Fœtus de souris ou rats de MOINS de 17 jours de gestation	<ul style="list-style-type: none"> • Euthanasie de la mère et s'assurer du décès avec une méthode physique complémentaire (ex. pneumothorax, décapitation) 	
Fœtus de souris ou rats de PLUS de 17 jours de gestation	<ul style="list-style-type: none"> • Euthanasie de la mère et s'assurer du décès avec une méthode physique complémentaire (ex. pneumothorax, décapitation) et : • Suivi d'une décapitation ou d'une surdose de barbiturique par injection intrapéritonéale des fœtus 	
CHATS	<ul style="list-style-type: none"> • Injection IV de pentobarbital sodique • Anesthésie par inhalation ou par injectables suivie d'une exsanguination 	
PORCS	<ul style="list-style-type: none"> • Injection IV de pentobarbital sodique • Anesthésie par inhalation ou par injectables suivie d'une exsanguination 	
LAPINS	<ul style="list-style-type: none"> • Injection IV de pentobarbital sodique • Surdose d'anesthésiques injectables • Anesthésie par inhalation ou par injectables suivie d'une exsanguination 	Anesthésie par inhalation*

*Les lapins présentent des réactions aversives aux anesthésiques inhalés, ainsi une exposition à des concentrations élevées entraînant une perte de conscience rapide est préférable.



ANNEXE II

TABLEAU A. Dosages de pentobarbital sodique à administrer aux souris, en fonction du poids (g), par voie IP, à des fins d'euthanasie

SOURIS									
Produit	Concentration	Poids (g)							
		5	10	20	25	30	35	40	45
		Dose à administrer (ml)							
Somnotol®	54,7 mg/ml	0,10			0,20		0,30		
Euthanyl®	240 mg/ml	0,1	0,2	0,5	1,0				

Exemple de cocktail utilisé chez la souris (fiole de 10 ml) : 0.42 ml d'Euthanyl + 9.58 ml saline, pour obtenir une concentration finale de 10 mg par ml. Administrer (IP) à raison de 0.2 ml par 10 grammes de poids (masse) corporel.

TABLEAU B : Dosages de pentobarbital sodique à administrer aux rats, en fonction du poids (g), par voie IP, à des fins d'euthanasie

RATS														
Produit	Concentration	Poids (g)												
		150	200	250	300	350	400	450	500	550	600	650	700	750
		Dose à administrer (ml)												
Somnotol®	54,7 mg/ml	1,00	1,00	1,50	1,50	2,00	2,00	2,50	2,50	3,00	3,00	3,50	3,50	3,50
Euthanyl®	240 mg/ml	0,20	0,30	0,30	0,40	0,40	0,50	0,50	0,60	0,60	0,70	0,70	0,8	0,8



ANNEXE III

TABLEAU C. Doses de sédation-analgésie pré-euthanasique en administration IM chez le chat, lapin, porc et les rongeurs.

Espèce	SÉDATION EN PRÉ-EUTHANASIE						
	Kétamine	Alpha2-agonistes		Acépromazine	Midazolam	Opioides	
		Xylazine	Medéтомéдинe			Butorphanol	Buprénorphine
CHAT	2 - 3 mg/kg IM		0,02 - 0,04 mg/kg IM			0,2 – 0,5 mg/kg IM	
	2 - 3 mg/kg IM		0,02-0,04 mg/kg IM				0,02 mg/kg IM
LAPIN				1,0 mg/kg IM, SC	4 mg/kg IM, SC		
	Ajouter 15 mg/kg IM au besoin		0,25 mg/kg IM		1 mg/kg IM	0,5 mg/kg IM	
	Ajouter 15 mg/kg IM au besoin				1 mg/kg SC		0,05 mg/kg SC
	Ajouter 15 mg/kg IM au besoin		0,25 mg/kg IM		1 mg/kg IM, SC		0,05 mg/kg IM, SC
PORC	20 mg/kg IM	2 mg/kg IM		0,2 mg/kg IM			
	20 mg/kg IM	2 mg/kg IM					
			0,1-0,2 mg/kg IM		0,25-0,5 mg/kg IN, IM	0,2 mg/kg IM	
SOURIS	≥100mg/kg IP**	10mg/kg IP					
RAT	≥ 80 mg/kg IP**	10mg/kg IP					

REMARQUES:

D'AUTRE COMBINAISON et/ou AGENT SEDATIF PEUVENT ÊTRE UTILISÉS (ex. Alfaxalone). En discuter avec le vétérinaire. À être approuvé par le CPA.

Le **surlignement en jaune** indique le dosage des drogues à être combinées dans **une même** seringue pour créer le cocktail sédation-analgésique. À être injecté par voie intramusculaire (IM) ou par voie intrapéritonéale (IP) selon la spécification.

* La Dexmedetomine serait l'alpha2-agoniste à privilégier chez le chat. Contacter le vétérinaire pour le dosage

** Un dosage de ≥ 300 | ≥ 48 mg/kg (ketamine | xylazine) IP est nécessaire pour une **euthanasie par injectables**.

*** Un dosage de ≥ 240 | ≥ 30 mg/kg (ketamine | xylazine) IP est nécessaire pour **une euthanasie par injectables**.

IN = injection Intranasale



9. HISTORIQUE DES MODIFICATIONS

DATES	MODIFICATIONS	VERSION
11-12-2020	Ajustement du pourcentage de CO2	5.0
01-05-2020	Modifié par Geneviève L. Roy	4.0
01-09-2019	Modifié par Geneviève L. Roy	3.0
21-03-2016	Modifié par Marie-Chantal Giroux	2.0