



Direction des services vétérinaires

Procédure normalisée de fonctionnement

Objet : Analgésie et anesthésie des rongeurs

Numéro : A-1

Portée : Ceci est une directive de la Direction des services vétérinaires à l'intention des utilisateurs et du personnel des animaleries de l'Université Laval (campus et centres de recherche affiliés).

Préparée par Stéphanie Caron

Technicienne en santé animale conformité, Direction des services vétérinaires

Date : 9 août 2012

Modifiée par Jessie Tremblay

Technicienne en santé animale conformité, Direction des services vétérinaires

Date : 06 octobre 2023

Révisée par Anne-Marie Catudal

Vétérinaire clinicienne, Direction des services vétérinaires

Date : 12 octobre 2023

But : Décrire les procédures d'analgésie et d'anesthésie chez les rongeurs.

Version 10

Généralités

- Lorsque la douleur est prévisible, l'analgésie doit être administrée avant le stimulus douloureux. Une procédure jugée douloureuse chez l'être humain doit être considérée comme douloureuse chez l'animal également. En cas de doute, il faut toujours considérer le bien-être de l'animal en priorité.
- La douleur et la détresse ressenties chez l'animal peuvent modifier les résultats expérimentaux.
- Les utilisateurs d'animaux et le personnel doivent être en mesure de reconnaître les signes de douleur et de détresse chez les animaux.
- Dans les cas où un analgésique ne peut être utilisé à cause du protocole expérimental, la PNF ETH-9 Non-utilisation d'un analgésique doit être respectée.
- Les animaux peuvent être anesthésiés par inhalation de gaz anesthésiants ou par l'injection de produits anesthésiants. La méthode par inhalation est la méthode de choix, puisque la méthode par injection est moins sécuritaire et ses effets peuvent varier d'un animal à l'autre.
- L'utilisation d'anesthésiques injectables pour des procédures de longue durée n'est pas conseillée vu les risques accrus de surdose. Le choix d'une anesthésie par injection nécessitant l'administration de doses de rappel doit être justifié au CPAUL.
- Pour la préparation de mélange de drogues, la PNF A-14 Dilution et entreposage des drogues doit être consultée.

- Pour soulager ou prévenir la douleur, ou pour anesthésier un animal, seuls des produits non périmés et de grade pharmaceutique (préférentiellement vétérinaires) peuvent être utilisés.
- Lors d'une anesthésie générale, afin de prévenir l'hypothermie, une source de chaleur doit être fournie à l'animal dès la perte de conscience (période d'induction), jusqu'au réveil complet. Lorsque l'animal est placé directement sur la source de chaleur, une protection doit être utilisée pour prévenir les risques de brûlure (ex. piqué, serviette, etc.).
- Les équipements utilisés pour fournir la chaleur doivent être calibrés avant leur première utilisation. Ils doivent ensuite être entretenus et calibrés régulièrement pour valider leur bon fonctionnement.
- Les sources de chaleur utilisées devraient être réglées entre 37 et 38°C et ne doivent pas excéder 41°C.
- Les équipements suivants sont sécuritaires et permis pour maintenir la température de l'animal durant l'anesthésie :
 - Tapis à eau circulante;
 - Plaque chauffante électrique avec thermomètre rectal pour ajuster la chaleur (température corporelle de l'animal limitée à 39°C);
 - Deltaphase®;
 - Note** : attendre au moins 5 minutes avant son utilisation lorsqu'il est réchauffé au four à micro-ondes
 - Tapis à infrarouges « far infrared »;
 - Plaque chauffante avec contrôle numérique indiquant la température de la plaque en temps réel.
- Les tapis dont la chaleur n'est pas répartie de manière uniforme sur la surface (ex. fils chauffants) et/ou sans contrôle numérique ne sont pas autorisés sous l'animal. Ils peuvent être utilisés uniquement sous les cages ou les boîtes d'induction, à moyenne ou faible intensité.
- Il faut en tout temps appliquer un onguent ophtalmique dès la perte de conscience pour prévenir un assèchement de la cornée, et ce, peu importe la méthode anesthésique utilisée. Lors de procédures de longue durée, l'onguent doit être réappliqué aux 30 minutes.
- Pour les procédures d'analgésie et d'anesthésie chez les rongeurs nouveau-nés (10 jours d'âge et moins), consulter la PNF A-9 Analgésie et anesthésie des rongeurs nouveau-nés.

Définitions

- Analgésie : diminution ou suppression de la sensibilité à la douleur.
- Anesthésie : perte de conscience locale, partielle ou générale.

- Bloc local : infiltration d'anesthésique local.
- Décubitus sternal : animal couché sur le ventre.
- Induction : premier temps de l'anesthésie générale qui consiste à endormir l'animal.
- IP : injection intrapéritonéale.
- SC : injection sous-cutanée.
- Sédation, tranquillisation : qui calme et diminue l'angoisse ressentie par l'animal.
- TRC : temps de remplissage capillaire.

Procédures

Analgsie

- Trois principaux types d'analgésiques sont généralement utilisés, soit : les opioïdes, les AINS (anti-inflammatoires non stéroïdiens) et les anesthésiques locaux. Une analgsie de type multimodal est à privilégier (opioïdes et/ou AINS et/ou anesthésie locale).
- La fréquence d'administration et la durée d'analgésie minimale dépendent de la drogue et du caractère invasif de la procédure (voir tableau 1 et tableau 2).
- Les anesthésiques locaux sont utilisés pour des interventions mineures ou pour bloquer les sensations d'une région limitée (voir tableau 3). Les blocs locaux sont faciles et rapides à injecter, sont peu coûteux et sont très efficaces pour contrer le développement de douleur postopératoire. Ils sont donc obligatoires pour toutes les chirurgies, s'ils ne sont pas contre-indiqués par le protocole.
- La toxicité systémique (incluant des convulsions ou même la mort) peut être évitée en respectant les doses maximales. Il faut également être prudent de ne pas injecter dans la circulation sanguine.
- Les AINS ne sont pas recommandés chez les très jeunes animaux. Dans les cas où des rongeurs non sevrés doivent recevoir des analgsiques, les anesthésiques locaux et les opioïdes sont indiqués.

Tableau 1 : Protocoles analgésiques pour les souris

Niveau de douleur lié à la procédure	Protocole analgésique	Moment de l'injection	Nombre de doses	Agent analgésique	Dose (mg/kg)	Voie
1 (Léger) 24 heures minimum d'analgésie (ex. : pompe sous-cutanée, castration, etc.)	A	Pré-op	1	Buprénorphine ♣	0,05	SC
		Pré-op	1	Lido / Bupi	Voir tableau 3	
		Post-op immédiat	1	Meloxicam **	1	SC
	B	Pré-op	1	Meloxicam **	1	SC
		Pré-op	1	Lido / Bupi	Voir tableau 3	
	C	Pré-op	1	Buprénorphine ♣	0,05	SC
		Pré-op	1	Lido / Bupi	Voir tableau 3	
		8-12 h après la 1 ^{ère} injection	1	Buprénorphine ♣	0,05	SC
	2 (Modéré) 48 heures minimum d'analgésie (ex. : pompe intra-abdominale, ovariectomie, chirurgie stéréotaxique, etc.)	A	Pré-op	1	Buprénorphine ♣	0,05
Pré-op			1	Lido / Bupi	Voir tableau 3	
Post-op immédiat et 24 h plus tard			2	Meloxicam **	1	SC
B		Pré-op	1	Meloxicam **	1	SC
		Pré-op	1	Lido / Bupi	Voir tableau 3	
		24 h après la 1 ^{ère} injection	1	Meloxicam **	1	SC
C		Pré-op	1	Buprénorphine * ♣	0,05	SC
		Pré-op	1	Lido / Bupi	Voir tableau 3	
		Aux 8-12 h	3	Buprénorphine * ♣	0,05	SC
3 (Majeur) 72 heures minimum d'analgésie (ex. : thoracotomie, laminectomie, chirurgie abdominale extensive, etc.)	A	Pré-op	1	Buprénorphine * ♣	0,1	SC
		Pré-op	1	Lido / Bupi	Voir tableau 3	
		Post-op immédiat et 24 et 48 h plus tard	3	Meloxicam **	1	SC
	B	Pré-op	1	Meloxicam **	1	SC
		Pré-op	1	Lido / Bupi	Voir tableau 3	
		Post-op immédiat, puis aux 8-12 h	6	Buprénorphine * ♣	0,1	SC

* Une injection de buprénorphine SR (0,5-1 mg/kg) en préop peut remplacer toutes les injections de buprénorphine

♣ Drogue contrôlée

** Le meloxicam peut être remplacé par du carprofen à une dose de 20 mg/kg

Tableau 2 : Analgésiques fréquemment utilisés pour les rats

Niveau de douleur lié à la procédure	Protocole analgésique	Moment de l'injection	Nombre de doses	Agent analgésique	Dose (mg/kg)	Voie
1 (Léger) 24 heures minimum d'analgésie (ex. : pompe sous-cutanée, castration, etc.)	A	Pré-op	1	Buprénorphine ♣	0,01	SC
		Pré-op	1	Lido / Bupi	Voir tableau 3	
		Post-op immédiat	1	Meloxicam **	1	SC
	B	Pré-op	1	Meloxicam **	1	SC
		Pré-op	1	Lido / Bupi	Voir tableau 3	
	C	Pré-op	1	Buprénorphine ♣	0,01	SC
		Pré-op	1	Lido / Bupi	Voir tableau 3	
		8-12 h après la 1 ^{ère} injection	1	Buprénorphine ♣	0,01	SC
	2 (Modéré) 48 heures minimum d'analgésie (ex. : pompe intra-abdominale, ovariectomie, chirurgie stéréotaxique, etc.)	A	Pré-op	1	Buprénorphine ♣	0,01
Pré-op			1	Lido / Bupi	Voir tableau 3	
Post-op immédiat et 24 h plus tard			2	Meloxicam **	1	SC
B		Pré-op	1	Meloxicam **	1	SC
		Pré-op	1	Lido / Bupi	Voir tableau 3	
		24 h après la 1 ^{ère} injection	1	Meloxicam **	1	SC
C		Pré-op	1	Buprénorphine * ♣	0,01	SC
		Pré-op	1	Lido / Bupi	Voir tableau 3	
		Aux 8-12 h	3	Buprénorphine * ♣	0,01	SC
3 (Majeur) 72 heures minimum d'analgésie (ex. : thoracotomie, laminectomie, chirurgie abdominale extensive, etc.)	A	Pré-op	1	Buprénorphine * ♣	0,05	SC
		Pré-op	1	Lido / Bupi	Voir tableau 3	
		Post-op immédiat et 24 et 48 h plus tard	3	Meloxicam **	1	SC
	B	Pré-op	1	Meloxicam **	1	SC
		Pré-op	1	Lido / Bupi	Voir tableau 3	
		Post-op immédiat, puis aux 8-12 h	6	Buprénorphine * ♣	1	SC

* Une injection de buprénorphine SR (1-1,2 mg/kg) en préop peut remplacer toutes les injections de buprénorphine

♣ Drogue contrôlée

** Le meloxicam peut être remplacé par du carprofen à une dose de 5 mg/kg

Tableau 3 : Anesthésiques locaux (mélange de lidocaïne et bupivacaïne *)

	Voie d'administration	Infiltration locale (SC)
Souris	Dose maximale par animal	7 mg/kg (lidocaïne) 3,5 mg/kg (bupivacaïne)
	Volume maximal par animal	0,08 ml/10 g
	Volume recommandé pour une incision de 1 cm	Environ 0,05 ml
	Volume recommandé pour chirurgie stéréotaxique	0,03 ml dans chaque oreille (si des barres d'oreilles sont utilisées)
Rats	Dose maximale par animal	7 mg/kg (lidocaïne) 3,5 mg/kg (bupivacaïne)
	Volume maximal par animal	0,25 ml/100 g
	Volume recommandé pour une incision de 1 cm	Environ 0,1 ml
	Volume recommandé pour chirurgie stéréotaxique	0,05 ml dans chaque oreille (si des barres d'oreilles sont utilisées)

* Il est obligatoire en tout temps de combiner la lidocaïne et la bupivacaïne afin d'avoir une anesthésie locale rapide (<10 minutes) et de longue durée (3-6 heures).

Sédation

- Plusieurs agents seuls ou en combinaison peuvent être utilisés lors de procédures non invasives comme des examens dentaires, des radiographies, etc. Ces agents doivent être choisis spécifiquement pour les besoins de la manipulation : sédation avec ou sans relaxation, durée de la sédation, effets secondaires, etc.
- Choisir, en collaboration avec les vétérinaires, le ou les agents sédatifs à utiliser pour la manipulation à effectuer.
- Administrer les doses et volumes requis tel qu'inscrits au protocole expérimental.

Anesthésie

Préparation du matériel

- Démarrer le tapis chauffant environ 10 minutes avant de commencer.
- Vérifier l'étanchéité de l'appareil d'anesthésie, sa date de calibration ainsi que le niveau d'oxygène. Pour les anesthésies par inhalation, vérifier le niveau d'isoflurane. S'assurer que le système de captation des gaz est en fonction.
- S'assurer d'avoir en main une chambre à induction propre.

Prémédication

- La prémédication n'est pas donnée de routine chez les rongeurs.
- Les cobayes, étant des animaux nerveux de nature, peuvent recevoir une prémédication avant de procéder à l'induction : acépromazine 0,5 mg/kg de façon intramusculaire.

Préparation de l'animal

- Cobaye : Mettre l'animal à jeun de nourriture 1 à 2 heures avant l'anesthésie afin d'éliminer son bol alimentaire. Avant l'induction, lui rincer délicatement la bouche avec 10 ml d'eau pour retirer toute nourriture qui serait restée dans ses joues.
- Effectuer un examen physique et une prise de poids le jour même.
- Administrer du Lactate de Ringer réchauffé (LRS) par injection sous-cutanée lors d'anesthésie de plus de 10 minutes ou lors de procédure chirurgicale.

Tableau 4 : Volumes de LRS à administrer en préopératoire et à l'heure

Espèce	Volume de LRS à l'heure	Voie d'administration
Souris	0,1 ml/10 g/h (10 ml/kg/h)	SC
Rats	0,5 ml/100 g/h (5 ml/kg/h)	SC
Hamsters	0,05 ml/10 g/h (5 ml/kg/h)	SC
Cobayes	0,5 ml/100 g/h (5 ml/kg/h)	SC

- Administrer la dose réchauffée d'analgésie préopératoire prévue au protocole lors de procédure chirurgicale. Un délai d'action d'environ 30 minutes doit être calculé; selon la durée anticipée de préparation du site chirurgical, l'analgésique injectable peut être administré avant ou après l'induction.
- Le bloc local doit obligatoirement être fait après l'induction. Un délai d'action de 3 minutes doit être accordé. Le volume administré doit être suffisant pour couvrir la zone d'incision sans toutefois causer une distorsion des tissus.

Anesthésie par inhalation d'isoflurane

Induction

- Placer le rongeur dans une chambre à induction propre reliée à l'appareil d'anesthésie. Ajuster l'isoflurane à 3-4 % et le débit d'oxygène à 0,8-1,5 L/min.
- Mettre un onguent ophtalmique dans les yeux de l'animal.
- Intuber l'animal, si nécessaire (voir section intubation).

Maintien

- Transférer l'animal à un circuit Bain avec un masque ou brancher le circuit Bain directement sur le tube endotrachéal.
- Ajuster le débitmètre d'oxygène à 500 ml/min.

Note : Si plusieurs connexions sont utilisées sur le même appareil, augmenter le débit d'oxygène.

- Ajuster le vaporisateur d'isoflurane à 1,5-2 % ou plus selon la profondeur d'anesthésie désirée.
- S'assurer d'avoir un niveau d'anesthésie adéquat pour la procédure (voir tableau 9).
- Diminuer ou augmenter le niveau d'isoflurane au besoin.
- Réappliquer de l'onguent ophtalmique toutes les 30 minutes.
- Réadministrer du LRS réchauffé tout au long de la procédure, en respectant les volumes à administrer à chaque heure (voir tableau 4).

Anesthésie par injection

Mélange kétamine/xylazine ou kétamine/xylazine/acépromazine

Tableau 5 : Anesthésie avec mélange de kétamine-xylazine

Espèce	Kétamine ♣ (mg/kg)	Xylazine (mg/kg)	Volume à administrer	Voie d'administration
Souris	100	10	10 ml/kg 0,1 ml/10 g	IP
Rat	80	10	1 ml/kg 0,1 ml/100 g	IP
Hamster	150	10	2 ml/kg 0,2 ml/100 g	IP
Cobaye	40	5	1 ml/kg 0,1 ml/100 g	IP

♣ Drogue contrôlée

Compléter le registre des drogues contrôlées pour l'utilisation de la kétamine

Tableau 6 : Anesthésie avec mélange de kétamine-xylazine-acépromazine

Espèce	Kétamine ♣ (mg/kg)	Xylazine (mg/kg)	Acépromazine (mg/kg)	Volume à administrer	Voie d'administration
Souris	50	10	1,7	10 ml/kg 0,1 ml/10 g	IP
Rat	50	5	1	1 ml/kg 0,1 ml/100 g	IP
Hamster	50	5	1	1 ml/kg 0,1 ml/100 g	IP
Cobaye	25	2,5	1	1 ml/kg 0,1 ml/100 g	IP

♣ Drogue contrôlée

Compléter le registre des drogues contrôlées pour l'utilisation de la kétamine

Induction

- Administrer la première injection de façon intrapéritonéale.

Maintien

- Il est obligatoire de fournir de l'oxygène à l'animal pendant la procédure.
- Au besoin, administrer une dose de rappel après 20 à 30 minutes, de façon intrapéritonéale. L'intervalle peut varier d'une espèce à l'autre ainsi que d'un animal à l'autre. La première dose de rappel devra être une demi-dose de kétamine seulement, la suivante sera la demi-dose du mélange original de kétamine-xylazine ou ¼ du mélange de kétamine-xylazine-acépromazine, et ainsi de suite :

Tableau 7 : Doses de rappel lors d'anesthésie avec mélange de kétamine-xylazine

Espèce	Kétamine ♣ seulement (mg/kg)	Kétamine ♣ / xylazine (mg/kg)	Volume à administrer	Voie d'administration
Souris	50	50 / 5	5 ml/kg 0,05 ml/10 g	IP
Rat	40	40 / 5	0,5 ml/kg 0,05 ml/100 g	IP
Hamster	75	75 / 5	1 ml/kg 0,1 ml/100 g	IP
Cobaye	20	20 / 2,5	0,5 ml/kg 0,05 ml/100 g	IP

♣ Drogue contrôlée

Compléter le registre des drogues contrôlées pour l'utilisation de la kétamine

Tableau 8 : Doses de rappel lors d'anesthésie avec mélange de kétamine-xylazine-acépromazine

Espèce	Kétamine ♣ seulement (mg/kg)	Volume à administrer	Kétamine ♣ / xylazine / acépromazine (mg/kg)	Volume à administrer	Voie d'administration
Souris	50	5 ml/kg 0,05 ml/10 g	12,5 / 2,5 / 0,425	2,5 ml/kg 0,025 ml/10 g	IP
Rat	40	0,5 ml/kg 0,05 ml/100 g	12,5 / 1,25 / 0,25	0,25 ml/kg 0,025 ml/100 g	IP
Hamster	75	1 ml/kg 0,1 ml/100 g	12,5 / 1,25 / 0,25	0,25 ml/kg 0,025 ml/100 g	IP
Cobaye	20	0,5 ml/kg 0,05 ml/100 g	6,25 / 0,625 / 0,25	0,25 ml/kg 0,025 ml/100 g	IP

♣ Drogue contrôlée

Compléter le registre des drogues contrôlées pour l'utilisation de la kétamine

- Réappliquer de l'onguent ophtalmique toutes les 30 minutes.
- Réadministrer du LRS réchauffé tout au long de la procédure, en respectant les volumes à administrer à chaque heure (voir tableau 4).

Intubation endotrachéale (au besoin)

- Vérifier la longueur de la trachée, soit de la commissure des lèvres au coude de l'animal, lorsque le membre antérieur est replié sur lui-même. Au besoin, faire une marque sur le cathéter pour éviter de l'insérer trop profondément.
- Placer l'animal en décubitus dorsal, idéalement sur une table inclinée prévue pour l'intubation des rongeurs. Tirer la langue doucement sur le côté droit ou gauche des incisives inférieures.
- Localiser l'entrée de la trachée avec un otoscope opératoire muni d'un speculum de taille adaptée ou en illuminant le larynx avec une source lumineuse placée sur l'aspect ventral du cou (lumière qui n'émet aucune chaleur).
- Insérer un cathéter de calibre et de longueur appropriés dans la trachée. S'assurer d'utiliser le calibre le plus grand possible pour éviter les espaces morts. Au besoin, utiliser un stylet métallique à bout mousse pour diriger le cathéter. Retirer le stylet dès que le cathéter s'insère dans la trachée. Attention de ne pas insérer le cathéter au-delà de la longueur mesurée précédemment.
- Vérifier le positionnement :

Petits rongeurs (souris, hamster)

- Préparer à l'avance une seringue pour le test de la bulle :
 - Utiliser une seringue de 1 cc;

- Tirer 0,3 ml d'air avec le piston suivi de 0,05 ml de fluides (ex. LRS);
- Tirer ensuite le piston jusqu'à ce qu'il sorte complètement de la seringue.
- Connecter la seringue au cathéter et vérifier le mouvement de la bulle synchronisé avec les respirations de l'animal.

Autres rongeurs

- Placer une surface réfléchissante comme un miroir à l'entrée du cathéter et observer la formation d'une buée lors de l'expiration.
- Connecter l'appareil d'anesthésie, le ventilateur mécanique ou la seringue pour administration de substance au cathéter endotrachéal.

Surveillance anesthésique

- Ne jamais laisser un animal anesthésié sans surveillance.
- La surveillance des signes vitaux doit se faire de manière continue dès la perte de conscience, jusqu'au réveil complet (voir tableau 9 et tableau 10).

Tableau 9 : Surveillance de profondeur anesthésique

Profondeur d'anesthésie	Fréquence cardiaque	Fréquence respiratoire	TRC	Couleur des muqueuses	Réflexe de retrait/palpébral	Température moyenne (°C)
Légère	Élevée	Rapide	< 2 sec	Roses	Présent / présent	Normale
Modérée	Régulière	Ralentie	< 2 sec	Roses	Léger / léger	Normale
Profonde*	Ralentie	Profonde et régulière	< 2 sec	Roses	Absent / absent	Normale à basse
Sévère	Lente	Lente et difficile	> 2 sec	Pâles ou bleues	Absent / absent	Basse

* Profondeur d'anesthésie visée pour une procédure chirurgicale.

○ Le réflexe de retrait se vérifie en pinçant la peau entre les orteils à l'aide d'une pince Adson (dents de souris).

Tableau 10 : Valeurs normales pour un rongeur éveillé

Espèce	Température (°C ± 0,5)	Fréquence ♥ moyenne	Fréquence respiratoire moyenne
Souris	37,5	470	138
Rat	37,0	350	92
Hamster	36,2 – 37,5	346	74
Cobaye	37,2 – 39,8	305	73

Ces valeurs tendent à diminuer chez un animal sous anesthésie générale.

Réveil

- Fermer le vaporisateur d'isoflurane si applicable et fournir de l'oxygène pur à l'animal pendant environ 30 secondes.
- Administrer une dose d'atipamézole (1 mg/kg SC) si la xylazine a été utilisée afin d'antagoniser ses effets et accélérer le réveil.
- Placer l'animal dans une cage propre. La zone de réveil doit être dans un endroit propre et calme.
- Continuer de fournir de la chaleur.
- Administrer une dose supplémentaire de LRS réchauffé (voir tableau 4) si la dernière dose remonte à plus de 50 minutes. Fournir de la nourriture humide dans le fond de la cage et une bouteille d'eau afin de faciliter le retour à la normale.
- Il est important de prévoir un temps de réveil prolongé lors d'anesthésie aux injectables.

Références

Abou-Madi N, *Anesthesia and Analgesia of Small Mammals*, In: Recent Advances in Veterinary Anesthesia and Analgesia: Companion Animals, Gleed R.D. and Ludders J.W. (Eds.). International Veterinary Information Service, Ithaca NY (www.ivis.org), page consultée en octobre 2019.

CCPA, *Lignes directrices du CCPA : les souris*, 2019.

CCPA, *Manuel sur le soin et l'utilisation des animaux d'expérimentation*, 1993.

Costa CG, Tortamano RG, Rocha CE, Tortamano N, *Onset and duration periods of articaine and lidocaine on maxillary infiltration*, The Journal of Prosthetic Dentistry, 2005.

Doherty M, Buggy DJ, *Intraoperative fluids: how much is too much?*, Br J Anaesth, 2012.

Fish RE, Brown MJ, Danneman, PJ, Karas, AZ, *Anesthesia and analgesia in laboratory animals*, 2nd, 2008.

Long John, Graham Melanie, Moran Nance, *Academy of surgical research Surgical Savvy*, 2011.

Matsumiya LC, Sorge RE, Sotocinal SG, Tabaka JM, Wieskopf JS, Zaloum A, King OD, Mogil JS, *Using the Mouse Grimace Scale to reevaluate the efficacy of postoperative analgesics in laboratory mice*. J Am Assoc Lab Anim Sci, 2012.

National Research Council (US) Committee on Guidelines for the Use of Animals in Neuroscience and Behavioral Research. *Guidelines for the Care and Use of Mammals in Neuroscience and Behavioral Research*. National Academies Press; 2003. 7, Perinatal Studies.

Pfortmueller CA et al., *Normal saline versus a balanced crystalloid for goal-directed perioperative fluid therapy in major abdominal surgery: a double-blind randomised controlled study*, Br J Anaesth, 2018.

Plumb Donald C., *Plumb's veterinary drug handbook, 5th edition*, 2004. Quesenberry Katherine E, *Ferrets, Rabbits and Rodents, clinical medicine and surgery, 2nd edition*, 2003.

Thurmon JC, Tranquilli WJ, Benson GJ, *Lumb and Jones' veterinary anesthesia, third edition*, 1996.

Suckow Mark A., Stevens Karla A., Wilson Ronald P., *The Laboratory Rabbit, Guinea Pig, Hamster, and other rodents*, 2012.

ZooPharm, Buprenorphine SR™ LAB information sheet, 2014.

Mises à jour de la PNF		
Version 2	11 janvier 2013	Ajout d'un délai de 20 minutes pour l'injection d'analgésie préopératoire. Retrait de l'acétaminophène des analgésiques fréquemment utilisés.
Version 3	10 juin 2013	Ajout de la définition de « bloc local » et clarification de son utilisation. Clarification des types d'analgésie recommandés en fonction du niveau de douleur attendu. Clarification des volumes de fluides sous-cutanés injectés.
Version 4	26 mars 2014	Modification du tableau des anesthésiques locaux. Modification des tableaux d'analgésie (tableau 1 et 2). Ajout de l'anesthésie sur glace pour les bébés rats et souris de moins de 6 jours.
Version 5	12 janvier 2016	Modification de la dose de carprofen pour les souris. Ajout de la buprénorphine SR dans les tableaux 1 et 2. Précision sur le tapis chauffant à utiliser.
Version 6	11 juillet 2016	Clarification des fréquences d'administration de fluides sous-cutanés.
Version 7	3 juillet 2018	Ajout de l'atipamézole, antagoniste de la xylazine. Modification de la dose de buprénorphine SR pour les rats. Retrait du volume de lidocaïne/bupivacaïne par site d'incision.
Version 8	20 décembre 2019	Ajouts aux généralités. Déplacement des tableaux d'analgésie (1, 2 et 3). Retrait de l'option 3C des tableaux 1 et 2. Clarification des volumes d'injection du bloc local. Retrait de la saline 0,9 % comme fluide acceptable et simplification du tableau 4. Ajout des doses du mélange injectable kétamine-xylazine-acépromazine (tableaux 6 et 8). Ajout de l'obligation de fournir de l'oxygène lors d'anesthésie aux injectables.
Version 9	13 juin 2022	Ajout de la procédure d'intubation endotrachéale.

Version 10	06 octobre 2023	Modification et clarification des sources de chaleur autorisées et de leur utilisation.
------------	-----------------	---