



Canadian Council on Animal Care
Conseil canadien de protection des animaux



**Lignes directrices du CCPA :
les procédures scientifiques
(Partie B – L’analgésie, l’anesthésie
et les interventions chirurgicales)**

Date de publication : Mars 2025

© Conseil canadien de protection des animaux, 2025

ISBN : 978-1-998370-04-7

190, rue O'Connor, bureau 800
Ottawa (Ontario) K2P 2R3

www.ccac.ca

REMERCIEMENTS

Le conseil d'administration du Conseil canadien de protection des animaux (CCPA) remercie les membres du sous-comité sur l'analgésie, l'anesthésie et les interventions chirurgicales pour leur expertise nécessaire à l'élaboration des lignes directrices. Le conseil d'administration tient également à souligner la contribution essentielle de toutes les personnes qui ont présenté des suggestions au cours des deux périodes d'examen du document, et les membres du comité des normes et du comité d'évaluation et de certification qui ont fourni au sous-comité de lignes directrices des conseils importants. De plus, le conseil d'administration exprime ses remerciements à l'équipe de projet du Secrétariat du CCPA pour son excellent travail ainsi qu'au groupe consultatif de la traduction pour la vérification de la version française (Dre Geneviève Fortin-Simard, Mme Kiana McFadden Houle et Dre Sylvie Fortier). Enfin, le CCPA est reconnaissant envers ses bailleurs de fonds, les Instituts de recherche en santé du Canada et le Conseil de recherches en sciences naturelles et en génie du Canada. Sans leur soutien, le CCPA ne pourrait s'acquitter de son mandat actuel.



Madame Catherine Rushton
Présidente du conseil d'administration du CCPA



Monsieur Pierre Verreault
Directeur général du CCPA

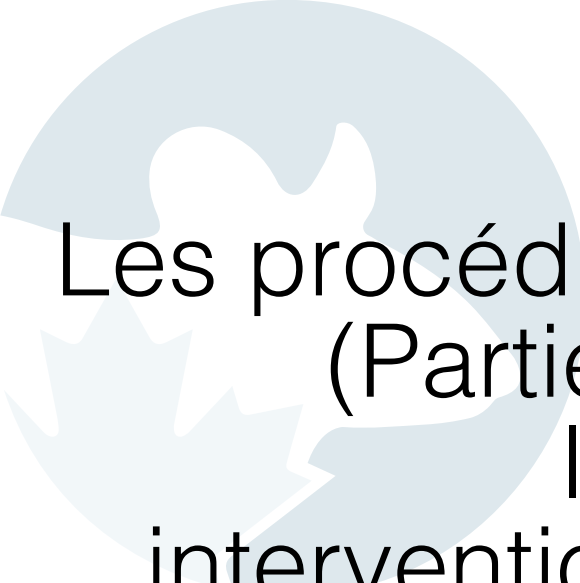
SOUS-COMITÉ SUR L'ANALGÉSIE, L'ANESTHÉSIE ET LES INTERVENTIONS CHIRURGICALES

Dr Eric Troncy (président), Université de Montréal
Dr Jamie Ahloy Dallaire, Université Laval
Dr Djamal Bennamane, ITR Laboratories Canada Inc.
Dr Danyel Bueno Dalto, Agriculture et Agroalimentaire Canada
Dr Frédéric Chatigny, Cégep de Sherbrooke
Dre Chereen Collymore, Charles River Laboratories
Mme Kate Cooper, University of Victoria
Dr Will Cupples, Simon Fraser University (émérite)
Dre Shereen Hamza, University of Alberta
Dre Jane Harms, Gouvernement du Yukon
Dre Hélène Héon, Centre hospitalier de l'Université de Montréal
Dr Adam Hering, Victoria, Colombie-Britannique
Mme Sharon McCarthy, Mississauga, Ontario
Dr Keith Sharkey, University of Calgary
Dre Susan Vogel, Charles River Laboratories

TABLE DES MATIÈRES

PRÉFACE.....	1
SOMMAIRE DES PRINCIPES DIRECTEURS.....	2
1. INTRODUCTION – DOULEUR ANIMALE	4
1.1 Douleur et nociception	4
1.2 Modulateurs de la douleur.....	4
1.3 Types de douleur	5
1.4 Reconnaître et traiter la douleur	6
1.5 Répercussions de la douleur non atténuée sur les résultats scientifiques.....	7
2. ANALGÉSIE	8
2.1 Processus de prise de décisions.....	8
2.1.1 Non-recours à l’analgésie pharmacologique	9
2.1.2 Arbre décisionnel sur l’analgésie	11
2.2 Facteurs à considérer lors du choix des analgésiques.....	12
2.3 Types d’analgésiques.....	13
2.3.1 Anti-inflammatoires non stéroïdiens (AINS).....	13
2.3.2 Opioïdes.....	14
2.3.3 Anesthésiques locaux.....	16
2.3.4 Antagonistes des récepteurs N-méthyl D-aspartate (NMDA)	17
2.3.5 Agonistes des récepteurs alpha-2-adrénergiques	17
2.3.6 Gabapentinoïdes.....	18
2.4 Analgésie non pharmacologique	19
2.4.1 Modification de l’environnement	19
2.4.2 Soins supplémentaires.....	19
2.4.3 Physiothérapie et réadaptation	20
2.5 Considérations futures	22
3. ANESTHÉSIE	23
3.1 Préparation à l’anesthésie.....	23
3.1.1 Dressage et habituation.....	23
3.1.2 Évaluation des animaux.....	24
3.1.3 Jeûne.....	24
3.1.4 Antiémétiques.....	25
3.1.5 Anticholinergiques.....	26
3.2 Tranquillisants et sédatifs.....	26
3.2.1 Phénothiazines (p. ex. acépromazine)	26
3.2.2 Butyrophénones (p. ex. azapéronne).....	26

3.2.3	Benzodiazépines (p. ex. diazépam, midazolam)	27
3.2.4	Agonistes des récepteurs alpha-2-adrénrgiques (p. ex. (dex)médétomidine, xylazine)	27
3.3	Agents chimiques pour la capture et le transport des animaux sauvages.....	27
3.3.1	Telazol	27
3.3.2	Butorphanol-azapérone-médétomidine	28
3.3.3	Agonistes opioïdes très puissants	28
3.3.4	Neuroleptiques à action prolongée	28
3.4	Méthodes et agents anesthésiques	28
3.4.1	Méthodes d'anesthésie qui devraient être utilisées.....	29
3.4.2	Méthodes d'anesthésie qui ne devraient pas être utilisées	30
3.4.3	Méthodes d'anesthésie qui ne doivent pas être utilisées.....	33
3.5	Équipement requis pour l'anesthésie par inhalation	34
3.6	Stades de l'anesthésie	35
3.7	Fluidothérapie	35
3.8	Surveillance des animaux.....	35
3.8.1	Techniques de surveillance.....	36
3.9	Soutien d'urgence.....	41
3.10	Récupération	41
4.	INTERVENTIONS CHIRURGICALES	43
4.1	Installations et unités d'intervention chirurgicale	44
4.2	Stérilisation de l'équipement.....	44
4.2.1	Autoclavage à vapeur	45
4.2.2	Stérilisation au gaz.....	45
4.2.3	Irradiation gamma	45
4.2.4	Stérilisation à billes de verre ou stérilisation par chaleur sèche	45
4.2.5	Stérilisation à froid (vapeur de peroxyde d'hydrogène ou chimiostérilisant liquide).....	46
4.2.6	Entreposage de l'équipement stérilisé	46
4.3	Préparation préopératoire.....	46
4.4	Préparation du site opératoire	47
4.5	Technique chirurgicale.....	48
4.6	Plusieurs interventions chirurgicales en une seule séance	49
4.7	Intervention sur les animaux immunodéprimés	49
4.8	Surveillance et soins infirmiers pendant l'intervention chirurgicale	49
4.9	Sutures	50
4.10	Registres	51
4.11	Récupération post-chirurgicale.....	51
	RÉFÉRENCES.....	53
	GLOSSAIRE	64



Les procédures scientifiques (Partie B – L’analgésie, l’anesthésie et les interventions chirurgicales)

PRÉFACE

Le Conseil canadien de protection des animaux (CCPA) est l’organisme national responsable de l’élaboration, de la mise en œuvre et de l’encadrement de normes éthiques de soins et d’utilisation des animaux dans le domaine scientifique au Canada. Il fonctionne sur le principe de l’examen par les pairs. Les normes du CCPA sont élaborées à partir de l’interprétation actuelle des données probantes et de conseils d’experts.

Les Lignes directrices du CCPA : les procédures scientifiques (Partie B – L’analgésie, l’anesthésie et les interventions chirurgicales) font partie d’une série de lignes directrices en matière de soins et d’utilisation éthiques des animaux dans les activités scientifiques, y compris les animaux sauvages sur le terrain ou dans une animalerie et les animaux appartenant à des tiers. Cette série a pour but d’uniformiser l’information pour les auteurs de protocoles, les comités de protection des animaux, les responsables des animaleries, les vétérinaires, les techniciens en santé animale et le personnel de soins afin de leur permettre d’améliorer les soins prodigués aux animaux et le mode d’exécution des activités scientifiques. Pour des conseils sur l’application de ces lignes directrices à une espèce ou à un groupe d’animaux, consultez les lignes directrices du CCPA pertinentes sur le type d’animal.

Les présentes lignes directrices décrivent les principes généraux en matière d’analgésie, d’anesthésie et d’interventions chirurgicales. Elles précisent les normes que doivent respecter les détenteurs du certificat de Bonnes pratiques animales – BPA^{MD} du CCPA. Pour les activités scientifiques menées au Canada ou à l’étranger, les auteurs de protocoles qui travaillent pour des établissements certifiés par le CCPA sont assujettis aux présentes lignes directrices en plus de devoir suivre la législation et la réglementation sur les soins et l’utilisation éthiques des animaux en vigueur dans le pays où est menée l’activité scientifique.

SOMMAIRE DES PRINCIPES DIRECTEURS

Les principes directeurs suivants sont un sommaire des éléments les plus importants de l'analgésie, de l'anesthésie et des interventions chirurgicales. Ils sont inclus dans le présent document avec des renseignements complets et des références à l'appui pour fournir un contexte et un soutien à leur mise en œuvre. Dans ce document, l'emploi du verbe « devoir » au présent de l'indicatif (« doit ») indique une obligation à respecter sans exception. Quant à son emploi au conditionnel présent (« devrait »), il indique une obligation pour laquelle toute exception doit être justifiée auprès d'un comité de protection des animaux et approuvée par ce dernier.

2. ANALGÉSIE

Principe directeur 1

Un analgésique approprié devrait être administré pour les procédures douloureuses ou potentiellement douloureuses. L'animal ne doit être privé d'un analgésique que s'il y a des preuves tangibles que toutes les options disponibles compromettront l'intégrité de l'activité scientifique. Dans les rares cas où l'animal est privé d'un analgésique, le protocole doit faire l'objet d'une surveillance accrue.

Section 2 Analgésie, p. 8

Principe directeur 2

Les auteurs de protocoles et les vétérinaires devraient collaborer pour choisir un analgésique approprié.

Section 2.1 Processus de prise de décisions, p. 8

Principe directeur 3

Les personnes responsables de surveiller la douleur animale et l'efficacité de l'analgésie doivent être formées et compétentes.

Section 2.1 Processus de prise de décisions, p. 9

3. ANESTHÉSIE

Principe directeur 4

Une anesthésie appropriée, adaptée à chaque animal et procédure, doit être utilisée pour chaque procédure qui l'exige. L'approche anesthésique doit être déterminée en fonction de l'effet attendu sur le bien-être animal et non seulement en fonction de la procédure.

Section 3 Anesthésie, p. 23

Principe directeur 5

Un apport d'oxygène devrait être fourni pendant l'anesthésie. L'intubation de l'animal et le maintien d'un accès intraveineux sont des pratiques exemplaires.

Section 3.4 Méthodes et agents anesthésiques, p. 28

Principe directeur 6

Si l'anesthésie par inhalation est utilisée, elle doit être administrée en utilisant une source fiable et titrable.

Section 3.5 Équipement requis pour l'anesthésie par inhalation, p. 34

Principe directeur 7

L'évaporateur utilisé pour l'anesthésie par inhalation doit être calibré et son bon fonctionnement doit être vérifié. L'appareil d'anesthésie doit être bien entretenu et un test de fuite doit être effectué avant chaque utilisation. Un système de récupération des gaz complètement fonctionnel doit être en place. Le personnel doit être jugé compétent avant d'utiliser l'appareil d'anesthésie et l'équipement connexe.

Section 3.5 Équipement requis pour l'anesthésie par inhalation, p. 34

Principe directeur 8

La surveillance des animaux doit commencer à l'étape préanesthésique et elle doit être poursuivie jusqu'à une récupération complète.

Section 3.8 Surveillance des animaux, p. 35

Principe directeur 9

Des soins adéquats doivent être prodigués à tous les animaux pendant la période de récupération.

Section 3.10 Récupération, p. 41

4. INTERVENTIONS CHIRURGICALES

Principe directeur 10

L'asepsie doit être maintenue pendant toutes les activités liées à une intervention chirurgicale avec survie, et est fortement encouragée pour les interventions sans survie.

Section 4 Interventions chirurgicales, p. 43

Principe directeur 11

Les interventions chirurgicales ne doivent être réalisées que par une personne jugée compétente de le faire, ou sous la supervision d'une telle personne.

Section 4 Interventions chirurgicales, p. 43

Principe directeur 12

Une analgésie appropriée doit être administrée dans le cadre des soins postopératoires (options non pharmacologiques ou pharmacologiques).

Section 4.11 Récupération post-chirurgicale, p. 51

1 INTRODUCTION – DOULEUR ANIMALE

Dans ce document, l'emploi du verbe « devoir » au présent de l'indicatif (« doit ») indique une obligation à respecter sans exception. Quant à son emploi au conditionnel présent (« devrait »), il indique une obligation pour laquelle toute exception doit être justifiée auprès d'un comité de protection des animaux et approuvée par ce dernier.

1.1 DOULEUR ET NOCICEPTION

Le présent document utilise la définition de la douleur chez les humains formulée par l'Association internationale pour l'étude de la douleur (IASP), soit « une expérience sensorielle et émotionnelle désagréable associée avec, ou qui ressemble lorsqu'associée avec, un dommage tissulaire actuel ou potentiel » (IASP, s. d.; Raja et coll., 2020). La douleur est donc fondamentalement une expérience subjective propre à chaque animal. La douleur diffère de la nociception, qui réfère seulement au processus neural de transformation des stimuli nocifs (IASP, s. d.; Raja et coll., 2020), et non à un processus sentient. Par contre, la nociception est généralement la cause de la douleur chez les animaux sentients. Il est possible que ce ne soit pas le cas chez les animaux correctement anesthésiés, lorsque les neurones afférents sont coupés chirurgicalement pour empêcher toute information sensorielle d'atteindre le système nerveux central, ou lorsque certains organes internes ont été endommagés ou retirés, mais ce sont des exceptions, et non la norme.

On peut généralement déduire qu'un animal éprouve de la douleur à partir d'indicateurs comportementaux ou physiologiques, par exemple avec une échelle de grimaces animales (Sotocinal et coll., 2011), une évaluation de la boiterie (Shearer et coll., 2013), des tests sensoriels quantitatifs (Montiero et coll., 2020) ou la mesure des cytokines (Miller et coll., 2014); voir aussi la section 1.4, « Reconnaître et traiter la douleur ». L'incapacité d'un animal à démontrer des indicateurs de douleur (p. ex. en raison de bloqueurs neuromusculaires) ou l'incapacité des humains à observer ces indicateurs (p. ex. en raison d'un manque de connaissances ou de technologies) ne signifie pas forcément qu'un animal n'éprouve pas de douleur (Raja et coll., 2020).

En fonction du principe de précaution, des publications scientifiques exhaustives pour toutes les espèces et du mandat du CCPA, le **CCPA soutient que tous les animaux** (notamment les céphalopodes et les vertébrés non humains; voir les [Critères pour déterminer si un protocole d'utilisation est requis : Addenda à la Politique du CCPA sur le mandat des comités de protection des animaux](#) (CCPA, 2020)) **ont la capacité d'éprouver de la douleur**. Les auteurs de protocoles doivent donc maximiser l'utilisation des mesures de raffinement dans les protocoles scientifiques pour réduire la douleur.

1.2 MODULATEURS DE LA DOULEUR

La douleur a trois déterminants principaux : sensitif ou discriminatif, affectif ou motivationnel, et cognitif (Melzack et Casey, 1968). L'expérience subjective de la douleur ne dépend pas seulement de la maladie ou de la blessure, mais elle peut aussi être modifiée par l'état affectif et cognitif de l'individu. Par exemple, l'enrichis-

sement du milieu, une méthode grandement reconnue pour améliorer les états affectifs des animaux, réduit également les comportements liés à la douleur, en comparaison avec les animaux présentant des troubles semblables lorsqu'ils sont hébergés sans un milieu tant enrichissant (p. ex. Vachon et coll., 2013; Parent-Vachon et Vachon, 2018; Wang et coll., 2019). L'accès à l'activité physique, un environnement plus complexe et enrichi, ainsi que la disponibilité de ressources essentielles, y compris la présence de congénère (p. ex. Vachon et coll., 2013; Pham et coll., 2010) sont des exemples d'enrichissements du milieu qui peuvent contribuer à réduire les comportements liés à la douleur. De même, la douleur et les signes de dépression chez les animaux ont une grande corrélation et pourraient avoir une relation de causalité réciproque (Li, 2015).

Plusieurs activités cognitives et facteurs psychosociaux peuvent atténuer ou accroître la perception de la douleur. Par exemple, le fait de rediriger l'attention aux stimuli douloureux peut réduire l'intensité de la douleur et limiter les comportements liés à la douleur (p. ex. Gentle, 2001). Chez les humains, même un contrôle perçu sur les stimuli douloureux accroît la tolérance à la douleur et la capacité à supporter la douleur réfractaire (p. ex. Salomons et coll., 2004). Un phénomène semblable a également été observé chez les animaux non humains (p. ex. Schaap et coll., 2013). De plus, une expérience antérieure, un préconditionnement ou un dressage préalable peuvent avoir un effet positif ou négatif sur la douleur ressentie, selon la nature de l'association acquise (Miguez et coll., 2014). Enfin, il existe des différences bien établies liées au sexe dans la perception de la douleur et la réponse aux analgésiques (Hurley et Adams, 2008); la présence de personnel masculin peut même produire une analgésie liée au stress chez certains animaux (Sorge et coll., 2014).

Plusieurs facteurs différents peuvent diminuer la douleur éprouvée par les animaux. En plus de l'utilisation d'analgésiques, il y a plusieurs autres moyens de réduire les effets de la douleur sur le bien-être animal, y compris l'enrichissement du milieu et le renforcement positif.

1.3 TYPES DE DOULEUR

Il est important de classer les différents types de douleur parce qu'ils peuvent exiger différents traitements ou différentes méthodes d'évaluation (Backonja, 2003; voir aussi la section 2, « Analgésie »). L'un des principaux moyens de différencier les types de douleur est la rapidité d'apparition et la progression des signes cliniques. La douleur aiguë (douleur physiologique) est causée par une blessure ou un stimulus précis, tend à être d'une durée courte (selon la guérison de la blessure ou le retrait du stimulus) et produit une réponse adaptative en incitant les individus à effectuer des actions protectrices qui favorisent la récupération (Grichnik et Ferrante, 1991). À l'inverse, la douleur chronique (douleur pathologique) n'est pas nécessairement liée à une blessure précise, est de longue durée et ne cause habituellement pas d'actions protectrices (Grichnik et Ferrante, 1991), bien que ce n'est probablement pas toujours le cas (p. ex. Lister et coll., 2020). De plus, la douleur chronique accroît souvent la sensibilité à la douleur pour d'autres stimuli (p. ex. Lee et coll., 2010).

Un autre moyen possible de distinguer les types de douleur est la différence entre la douleur somatique et la douleur viscérale, différence qui repose sur l'origine de la sensation de douleur dans le corps. La douleur somatique est causée par une lésion à des tissus non viscéraux (p. ex. peau, muscles, tissus profonds) et est généralement bien définie et facile à repérer (Woolf, 1995). Par contre, la douleur viscérale provient des organes internes, est causée par un étirement, une ischémie ou de l'inflammation, et peut être difficile à repérer, comme il s'agit d'une sensation souvent diffuse (Cervero et Laird, 1999).

Au sein des deux grandes catégories de douleur, soit la douleur somatique et la douleur viscérale, on retrouve d'autres types de douleur. Les trois principaux types présentés dans le présent document sont la douleur nociceptive, neuropathique et inflammatoire. La douleur nociceptive consiste en une douleur somatique ou

viscérale traitée par un système nerveux normal non modifié et provenant de lésions à des tissus non nerveux (Mogil, 2009; IASP, s. d.). Cette douleur est souvent aiguë et généralement causée par des stimuli nocifs (p. ex. chaleur, coupure), mais peut aussi contribuer à la douleur chronique.

La douleur neuropathique est causée par une lésion ou une maladie qui touche le système nerveux somatosensoriel (IASP, s. d.), et elle est souvent chronique parce que les symptômes sensoriels persistent au-delà de la période de guérison (Backonja, 2003). La douleur neuropathique est souvent liée à des maladies comme le cancer ou le diabète, ou résulte d'une lésion directe à un nerf.

La douleur inflammatoire est généralement caractérisée par l'allodynie et l'hyperalgésie qui se produisent en raison de lésions aux tissus et à l'inflammation associée (Polston et Wallace, 2017). La douleur postopératoire, une forme précise de douleur aiguë causée par un traumatisme chirurgical, appartient à cette catégorie (Gupta et coll., 2010). Pour des renseignements sur la surveillance et le traitement de la douleur post-chirurgicale, voir la section 4.11, « Récupération post-chirurgicale ».

Une quatrième catégorie de douleur a récemment été établie : la douleur nociplastique. Ce type de douleur provient d'une altération de la nociception, malgré l'absence de lésion évidente aux tissus ou de menace évidente de lésion causant l'activation des nocicepteurs périphériques ou de maladie, ou de lésion évidente du système nerveux somatosensoriel causant la douleur (IASP, s. d.). Il s'agit d'un domaine de recherche émergent et sa portée quant au bien-être des animaux n'est pas encore claire.

1.4 RECONNAÎTRE ET TRAITER LA DOULEUR

L'évaluation des changements comportementaux est une des principales méthodes utilisées pour évaluer la douleur animale. En général, les animaux qui souffrent mangent moins, passent moins de temps à faire leur toilette, sont moins actifs et peuvent devenir plus agressifs (p. ex. Mellor et coll., 2000; Mayer, 2007). Les personnes qui évaluent le comportement des animaux devraient bien connaître les comportements typiques à l'espèce et, si possible, le comportement de base de chaque animal, puisque la douleur devrait être évaluée en fonction des changements à celui-ci. Chez certaines espèces, la réaction comportementale à la douleur aiguë est bien caractérisée (p. ex. chiens et chats (Mathews et coll., 2014; Epstein et coll., 2015), rongeurs (Deuis et coll., 2017)), mais pour plusieurs animaux, il n'y a pas de signes comportementaux de douleur précis et validés (Viñuela-Fernández et coll., 2007). Comme principe général, on peut reconnaître la douleur par les réactions protectrices qu'elle cause, ainsi que par les effets sur les comportements acquis et les modifications possibles des comportements typiques de l'espèce (Zimmerman, 1986). Par contre, la douleur ne cause pas toujours de changements comportementaux facilement observables; certains animaux masquent leur souffrance en présence de prédateurs (dans ce cas, les humains) ou de congénères pour ne pas montrer leur vulnérabilité (Anil et coll., 2002). Pour résoudre ce problème, on peut enregistrer une vidéo du comportement de l'animal pour l'évaluer à distance, sans la présence d'un observateur. Pour obtenir d'autres renseignements sur les directives à ce sujet, consultez les lignes directrices du CCPA relatives à chaque espèce, les [Lignes directrices du CCPA : les soins et la gestion des animaux en science](#) (CCPA, 2017), les [Lignes directrices du CCPA : l'évaluation du bien-être animal](#) (CCPA, 2021) et les [Lignes directrices du CCPA : la détermination de points limites scientifiques, de points d'intervention éthique, et de points limites cumulatifs](#) (CCPA, 2022).

Il existe également des corrélats physiologiques de la douleur, en particulier de la douleur aiguë, provenant de l'activation du système nerveux sympathique et de l'axe hypothalamo-hypophyso-surrénalien, y compris une augmentation de la pression artérielle ou de la fréquence cardiaque, et un taux élevé d'hormones liées au stress comme l'épinéphrine et le cortisol ou la corticostérone (Chawla et Kochar, 1999). Ces indicateurs

peuvent être utilisés conjointement avec les indicateurs comportementaux; par contre, ils ne devraient pas servir de méthode principale d'évaluation de la douleur pour trois raisons : ils sont plutôt une indication de la nociception que de la douleur, parce qu'ils peuvent être observés chez les animaux anesthésiés et décérébrés (p. ex. Sivarao et coll., 2007); ils ne sont pas propres à la douleur, mais indiquent plutôt un état général d'excitation; et ils sont plus difficiles à évaluer et l'évaluation elle-même peut avoir des effets négatifs sur le bien-être des animaux.

En pratique, tout protocole incluant une procédure potentiellement douloureuse doit préciser comment cette douleur sera atténuée. Si un animal subit des lésions tissulaires, on devrait toujours conclure qu'il éprouve de la douleur. De même, si un animal est soumis à une procédure qui serait douloureuse pour les humains, on devrait conclure qu'elle sera aussi douloureuse pour les animaux. **Le principe de précaution doit toujours être appliqué à toutes les procédures qui peuvent causer de la douleur aux animaux.** S'il n'est pas certain qu'un animal éprouvera de la douleur, un analgésique doit être administré. On devrait administrer un analgésique en tout temps à moins que l'auteur du protocole démontre sans aucun doute que l'analgésique compromettra l'intégrité des données, ou qu'il aura un effet négatif plus grave sur le bien-être des animaux que son omission lors d'interventions à faible incidence. Lorsque l'analgésique est administré, il est impératif de surveiller la douleur chez l'animal pour assurer l'efficacité et la sûreté de l'analgésie.

1.5 RÉPERCUSSIONS DE LA DOULEUR NON ATTÉNUÉE SUR LES RÉSULTATS SCIENTIFIQUES

La douleur touche les résultats physiologiques et comportementaux, et entraîne la possibilité de confusion dans de nombreux types d'études (AALAS, 2019). Par exemple, la douleur post-chirurgicale combinée à la récupération après l'anesthésie peut causer des complications telles que l'affaiblissement de la fonction respiratoire, une diminution de la motilité intestinale et la rétention urinaire, ainsi que des changements à long terme du système nerveux central, des troubles du sommeil et des infections (Kona-Boun et coll., 2005; Richardson et Flecknell, 2005). La douleur peut aussi nuire à la guérison des plaies et causer un dérèglement de plusieurs hormones, neurotransmetteurs et enzymes (Jirkof, 2017). L'immunité peut également être compromise par la douleur (Baral et coll., 2019), en périphérie et dans le cerveau, entraînant des effets additionnels sur les troubles affectifs liés à la douleur (Barcelon et coll., 2019). La modulation sociale de la douleur peut également augmenter le risque d'hyperalgésie ou d'anxiété chez les compagnons de cage des animaux souffrants (p. ex. Langford et coll., 2006; Baptista-de-Souza et coll., 2015; Smith et coll., 2016). La translation et la reproductibilité des études sur les rongeurs qui n'emploient pas de méthodes d'atténuation de la douleur sont aussi une préoccupation (p. ex. Peterson et coll., 2017).

La douleur non traitée peut avoir un effet important sur les résultats scientifiques et devrait donc être contrôlée dans le cadre d'un bon plan d'expérimentation (Richardson et Flecknell, 2005). Toutefois, dans quelques cas, certains types d'analgésiques peuvent interférer avec les objectifs scientifiques. Dans ce cas, la première étape doit être d'examiner d'autres types d'analgésie (p. ex. Lilley et coll., 2015), et ensuite de reconnaître et de comparer les effets de l'analgésie et ceux de la douleur non traitée, possiblement à l'aide d'une étude pilote. Le non-recours au soulagement de la douleur devrait être utilisé seulement dans les cas où l'analgésie pourrait corrompre irrévocablement les données, où aucune solution de rechange n'existe et où la recherche est considérée comme étant d'une valeur importante. Si aucun analgésique n'est utilisé, le protocole doit faire l'objet d'une surveillance accrue, y compris une surveillance rigoureuse des points d'intervention éthique (voir la section 2.1, « Processus de prise de décision »).

2 ANALGÉSIE

Principe directeur 1

Un analgésique approprié devrait être administré pour les procédures douloureuses ou potentiellement douloureuses. L'animal ne doit être privé d'un analgésique que s'il y a des preuves tangibles que toutes les options disponibles compromettront l'intégrité de l'activité scientifique. Dans les rares cas où l'animal est privé d'un analgésique, le protocole doit faire l'objet d'une surveillance accrue.

2.1 PROCESSUS DE PRISE DE DÉCISIONS

La présente section décrit les principes et les pratiques qui devraient orienter la prise de décisions quant à l'utilisation d'un analgésique.

Principe directeur 2

Les auteurs de protocoles et les vétérinaires devraient collaborer pour choisir un analgésique approprié.

Les établissements sont encouragés à établir des procédures normalisées de fonctionnement (PNF) élevées qui précisent les pratiques de gestion de la douleur liées aux procédures scientifiques. Idéalement, ces PNF seraient adaptées à l'espèce, et à l'intensité (p. ex. légère, modérée ou intense) et la durée (p. ex. courte, moyenne ou longue) de douleur attendues. Elles devraient être à la base d'une compréhension commune des attentes en matière de gestion de la douleur entre toutes les parties prenantes. Les PNF peuvent décrire les principes de gestion de la douleur et les mesures à prendre pour limiter les effets négatifs sur le bien-être animal. Elles peuvent ensuite être adaptées par les auteurs de protocoles, après une consultation avec un vétérinaire, au besoin (voir ci-dessous). Cette utilisation des PNF peut contribuer à la normalisation de la gestion de la douleur et à la promotion de la transparence, tout en évitant aux comités de protection des animaux d'avoir à élaborer et à mettre à jour des PNF pour plusieurs situations différentes. À défaut, des pratiques de gestion de la douleur précises peuvent être décrites dans les PNF, à la discrétion du comité de protection des animaux.

Le principe le plus important est que toute décision sur l'utilisation d'un analgésique soit prise en collaboration avec tous les participants aux activités scientifiques et aux soins des animaux. À l'étape d'élaboration des protocoles, les auteurs de protocoles et les vétérinaires doivent collaborer afin que les attentes soient claires, et pour s'assurer que les animaux reçoivent les soins appropriés. Un cadre qui consiste à établir des objectifs peut être utilisé pour faciliter la mise en oeuvre d'un plan analgésique raffiné optimal : l'auteur du protocole devrait préciser chacun des objectifs scientifiques et, le cas échéant, expliquer pourquoi l'approche standard à la gestion de la douleur n'est pas possible; le vétérinaire devrait suggérer des méthodes d'anal-

gésie de rechange qui n'interfèrent pas avec les objectifs scientifiques, mais qui sont quand même efficaces pour traiter la douleur attendue (voir la section 2.3, « Types d'analgésiques »). Cette approche permet d'atteindre les objectifs de traitement efficace de la douleur et de recherche solide (voir aussi la section 1.5, « Conséquences de la douleur non atténuée sur les résultats scientifiques »). Il est important de noter que les pratiques, les expériences et même les cadres de prise de décisions éthiques quant à la gestion de la douleur peuvent varier avec le temps ou entre les établissements; ainsi, même le personnel expérimenté (c.-à-d. les auteurs de protocoles et les vétérinaires) doit adopter une approche de collaboration et suivre régulièrement de la formation continue.

Principe directeur 3

Les personnes responsables de surveiller la douleur animale et l'efficacité de l'analgésie doivent être formées et compétentes.

On s'attend à ce que chaque personne participant à une activité scientifique et effectuant les procédures décrites dans les protocoles d'utilisation d'animaux soit formée et compétente (*Politique du CCPA pour : les cadres responsables des programmes de soin et d'utilisation des animaux* (CCPA, 2008); *Lignes directrices du CCPA : la formation du personnel qui travaille avec des animaux en science* (CCPA, 2015)). Par contre, il est possible que certaines personnes qui participent à l'activité scientifique n'aient pas beaucoup d'expérience pratique ou les compétences nécessaires pour traiter des événements inattendus. On doit aider et superviser les personnes n'ayant pas encore maîtrisé les techniques exigées.

De plus, le personnel responsable de la surveillance de la douleur animale, y compris de l'efficacité de l'analgésie, doit être formé et compétent : une PNF ne doit pas remplacer une évaluation compétente de la douleur et une surveillance étroite du bien-être des animaux. Les techniciens et technologues vétérinaires agréés sont une ressource inestimable dans ce domaine et devraient être inclus dans le processus de surveillance. Ils ont souvent des compétences considérables dans l'évaluation de la douleur et du bien-être des animaux.

Les établissements devraient s'efforcer de maintenir une culture qui favorise le souci du bien-être animal et s'assurer que les responsables de la surveillance de la douleur n'éprouvent pas d'épuisement professionnel ou de fatigue de compassion; voir Figley et Roop (2006) et Mitchener et Ogilvie (2002) pour des exemples de prévention.

Les procédures qui exigent une anesthésie générale tendent à être évidentes et moins controversées que celles où seule une analgésie est indiquée. Par contre, en cas d'incertitude quant à la nécessité d'une anesthésie générale, on peut appliquer les principes décrits ci-dessus.

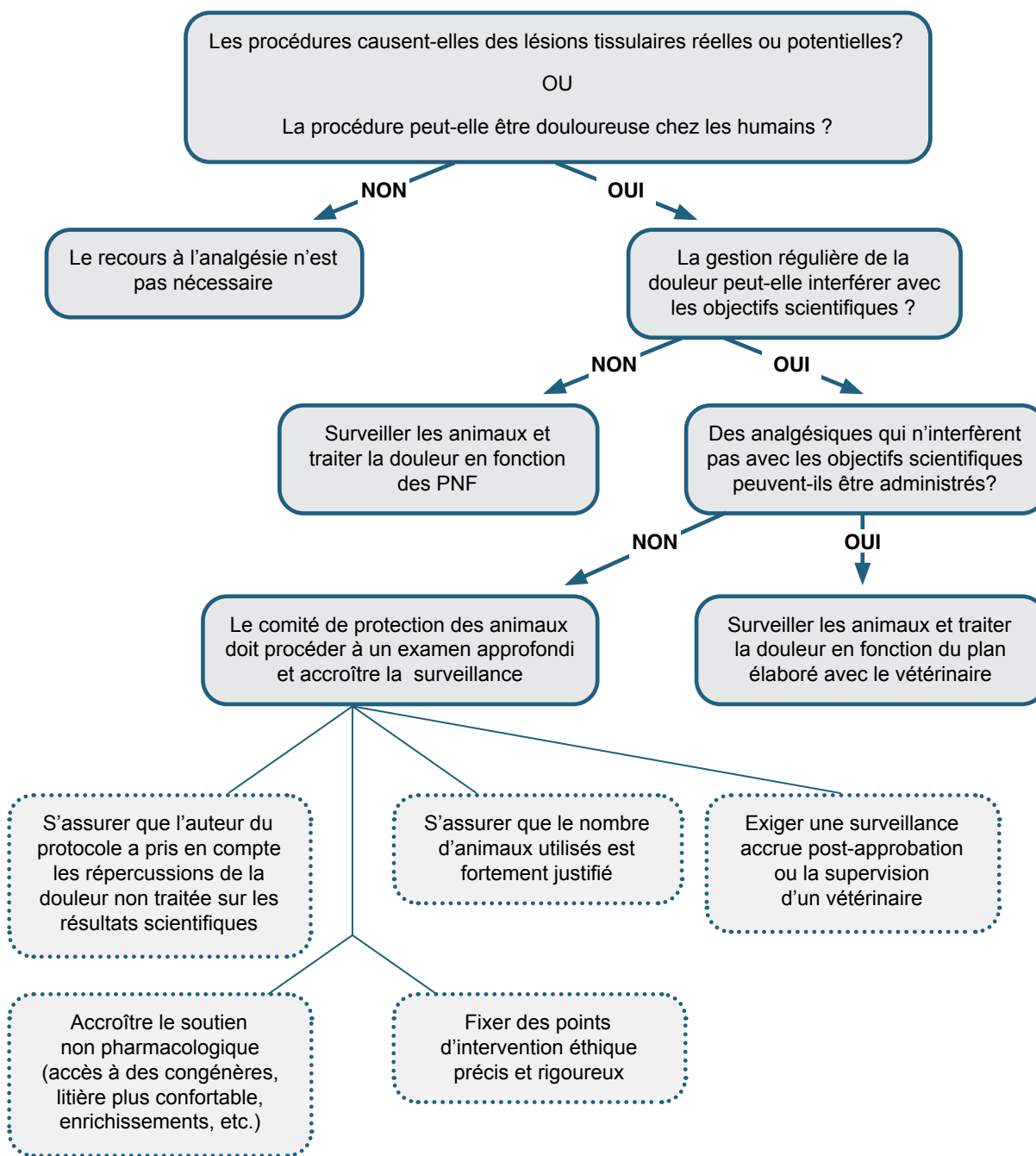
2.1.1 Non-recours à l'analgésie pharmacologique

On ne devrait jamais priver un animal d'analgésie, sauf dans de rares cas où une justification scientifique claire et précise est fournie par l'auteur du protocole et acceptée par le comité de protection des animaux. Le comité de protection des animaux doit examiner soigneusement tout protocole où il est probable que les animaux éprouvent de la douleur, mais où l'analgésie doit être refusée. Cet examen devrait permettre de s'assurer que le nombre d'animaux utilisés est bien justifié et que les procédures sont raffinées afin de réduire le plus possible les effets sur chaque animal (voir les principes du CCPA pour l'utilisation éthique des animaux en science). À noter que l'analgésie ne peut être refusée que s'il existe des preuves scientifiques solides fournies au comité de protection des animaux qui confirment que tous les analgésiques disponibles

compromettront les données et que les répercussions de l'analgésie surpasseront celles de la douleur non atténuée. Lorsqu'on ne sait pas si les analgésiques suggérés risquent d'interférer avec les données, on devrait effectuer des études pilotes pour en déterminer les effets plutôt que de présumer qu'ils compromettent l'activité scientifique.

Les comités de protection des animaux doivent aussi veiller à ce que les protocoles qui n'ont pas recours à l'analgésie bénéficient d'une surveillance accrue après l'approbation ou qu'ils soient supervisés directement par un vétérinaire. Un soutien non pharmacologique accru devrait aussi être apporté aux animaux; par exemple, un accès à des congénères, une litière plus confortable et des objets d'enrichissement peuvent aider à réduire les effets ou l'expérience de la douleur (voir la section 1.2, « Modulateurs de la douleur »). Enfin, il doit y avoir des points d'intervention éthique stricts et bien définis pour ces animaux (voir les [*Lignes directrices du CCPA : la détermination de points limites scientifiques, de points d'intervention éthique, et de points limites cumulatifs*](#) (CCPA, 2022)).

2.1.2 Arbre décisionnel sur l’analgésie



En cas d'incertitude à toute étape du processus décisionnel, une étude pilote devrait être recommandée

2.2 FACTEURS À CONSIDÉRER LORS DU CHOIX DES ANALGÉSQUES

Les analgésiques sont des médicaments qui réduisent ou éliminent la sensation de douleur. Collectivement, ils sont la principale méthode de gestion de la douleur animale. Il y a plusieurs types de médicaments et chacun d'eux a son propre mécanisme d'action et degré d'efficacité pour le traitement de différents types de douleur. La présente section offre un guide d'introduction à la sélection d'analgésiques, les vétérinaires doivent toujours être consultés pour l'élaboration de nouveaux protocoles qui exigent une analgésie. En général, il n'est pas nécessaire de consulter un vétérinaire pour un renouvellement de protocole, sauf lorsqu'il y a eu des changements. Voici quelques exemples de méthodes possibles visant à simplifier le processus de sélection :

- mettre en œuvre un processus d'examen préalable par un vétérinaire de tous les protocoles qui exigent l'analgésie avant leur soumission au comité de protection des animaux;
- ajouter une case à cocher au formulaire du protocole d'utilisation d'animaux pour demander si le plan analgésique a été évalué par un vétérinaire;
- créer et utiliser des PNF générales de gestion de la douleur, ou des PNF pour les procédures courantes ou répétées, qui peuvent servir de référence si aucune variable ne change.

En choisissant un plan analgésique approprié pour un protocole, on devrait considérer les facteurs suivants :

- Quels types de douleur éprouveront les animaux?
- Pour combien de temps les animaux éprouveront-ils de la douleur?
- Quelle est l'intensité attendue de la douleur?
- Quel est le mécanisme d'action du médicament?
- Quelle est la voie d'administration prévue ou possible du médicament?
- Les animaux ont-ils été habitués à la méthode d'administration du médicament?
- À quelle fréquence le médicament doit-il être administré pour être efficace?
- Quels sont les effets secondaires du médicament?
- Quelles sont les réactions connues au médicament selon l'espèce (ou l'âge, le sexe, etc.)?
- Existe-t-il de l'information sur la dose validée pour l'espèce concernée?
- Quels sont les effets possibles du médicament sur l'interprétation des données?
- Quels médicaments de rechange ou supplémentaires pourraient être utilisés si le médicament choisi est inefficace?

Les auteurs de protocoles et les vétérinaires devraient tenter de répondre à ces questions lorsqu'ils déterminent la stratégie optimale de gestion de la douleur animale. On ne doit jamais priver un animal d'analgésie en fonction d'une incertitude concernant les questions précédentes. Si d'autres médicaments doivent être envisagés, on devrait effectuer des recherches documentaires, consulter d'autres experts et effectuer d'autres travaux de validation, comme des études pilotes.

Les doses d'analgésique devraient être adaptées aux caractéristiques pertinentes de l'animal et au dosage du médicament. Le sous-dosage des animaux est un des risques courants qui entraîne une analgésie inadéquate (Simon et coll., 2017). En cas d'incertitude, on devrait donc choisir une dose d'analgésique plus élevée. De plus, autant que possible, on devrait recourir à une analgésie préventive, en plus de la pratique normale de l'administrer après la procédure (p. ex. Kaka et coll., 2018).

L'analgésie multimodale – l'administration de deux médicaments ou plus ayant des mécanismes d'action différents et, idéalement, complémentaires – devrait également être utilisée au besoin et lorsque les médicaments peuvent être combinés de façon sûre (p. ex. Foley et coll., 2019; Kona-Boun et coll., 2006). On devrait aussi favoriser les analgésiques à longue durée plutôt que ceux à durée courte pour réduire le nombre de manipulations nécessaires des animaux. Les animaux doivent être surveillés de près afin d'assurer une gestion adéquate de la douleur, même si l'on suit un plan analgésique bien établi (Flecknell, 2018). Les préoccupations au sujet de l'horaire et les questions de convenance pour le personnel ne doivent pas être prioritaires au bien-être des animaux.

2.3 TYPES D'ANALGÉSQUES

L'analgésie est un domaine de la médecine vétérinaire qui est en évolution rapide. Les médicaments et les technologies de gestion de la douleur animale en émergence devraient être envisagés, même s'ils ne sont pas mentionnés dans le présent document.

Cette section présente de l'information générale sur différentes catégories d'analgésiques. Pour obtenir des renseignements pharmacologiques ou d'emploi de médicaments plus détaillés chez une espèce en particulier, vous êtes encouragé à consulter les lignes directrices du CCPA sur les types d'animaux, à effectuer des recherches documentaires et à consulter des experts.

À noter que plusieurs des médicaments présentés ci-dessous ne sont pas autorisés pour l'administration aux animaux destinés à l'alimentation humaine, ou peuvent avoir une période de retrait requise; cela s'applique aux animaux commerciaux et aux animaux sauvages pouvant être chassés.

2.3.1 Anti-inflammatoires non stéroïdiens (AINS)

Mécanisme d'action

Les AINS fonctionnent principalement en inhibant l'activité enzymatique de la cyclo-oxygénase (COX-1 ou COX-2, selon la sélectivité du médicament). Il existe différentes familles d'AINS allant de non sélectifs à sélectifs de la COX-2. Par contre, en général, les AINS ont des propriétés antihyperalgésiques, anti-inflammatoires, antipyrétiques et antithrombotiques (Burian et Geisslinger, 2005). De toutes les options de cette catégorie, les inhibiteurs sélectifs de la COX-2 devraient être préférés, car ils ont une plus faible toxicité.

Il existe aussi une nouvelle classe d'AINS : les piprants (p. ex. Shaw et coll., 2015). Antagonistes du récepteur EP₄ de la prostaglandine E₂, ils sont prometteurs en raison de leur nombre moindre d'effets secondaires attendus et de leur toxicité réduite. Pour l'instant, les AINS de la classe des piprants sont seulement commercialisés pour les chiens, mais pourraient devenir plus accessibles à l'avenir.

Indication

Les AINS sont principalement utilisés pour traiter la douleur inflammatoire, particulièrement la douleur chirurgicale. Ils traitent aussi la douleur nociceptive aiguë et chronique et la douleur musculosquelettique.

Inconvénients et effets secondaires potentiels

Voici quelques facteurs à considérer pour l'utilisation d'AINS :

- le meilleur AINS à utiliser dépend de l'espèce et possiblement de la souche;
- puisque la pharmacocinétique varie d'une espèce à l'autre, la dose ne peut être facilement extrapolée;
- ils peuvent causer une ulcération ou des problèmes gastro-intestinaux (selon l'espèce), qui peuvent être contrôlés par des soins de support thérapies de soutien supplémentaires;
- ils peuvent causer des lésions rénales, surtout lorsqu'ils sont administrés à des animaux déshydratés, ainsi qu'une hépatotoxicité et une dégradation du cartilage articulaire;
- ils sont contre-indiqués pour les modèles animaux d'inflammation gastro-intestinale et pour les animaux dont les reins sont endommagés;
- ils ne devraient pas être combinés à des corticostéroïdes; une période d'élimination est nécessaire si les deux médicaments doivent être administrés.

AINS couramment administrés aux animaux

- Carprofène
- Cimicoxib
- Déracoxib
- Firocoxib
- Flunixin
- Grapiprant
- Kétoprofène
- Méloxicam
- Robénacoxib
- Acide tolfénamique

À noter que même si l'acétaminophène n'est pas un AINS réel, il n'est pas recommandé de l'administrer aux animaux. Le médicament a un pauvre effet analgésique et peut être hautement hépatotoxique pour eux (p. ex. Maruyama et Williams, 1988; McConkey et coll., 2009; Jaeschke et coll., 2014). L'acétaminophène devrait être utilisé avec précaution, seulement dans les cas où son efficacité a été démontrée. D'autres analgésiques devraient idéalement être administrés (Flecknell, 2018).

2.3.2 Opioides

Mécanisme d'action

Les opioides sont de puissants analgésiques qui activent un ou plusieurs récepteurs mu, kappa et delta. L'activation de ces récepteurs réduit l'excitabilité neuronale afférente et la libération des transmetteurs, tout en agissant sur la corne dorsale de la moelle épinière pour empêcher la sensibilisation centrale par l'hyperpolarisation des cellules (Ruscheweyh et Sandkühler, 2005). Les opioides ont trois grands avantages : leurs effets sont activement réversibles; les effets secondaires indésirables sont peu courants et dépendent large-

ment du patient et de la dose; et ils ont un effet modéré en combinaison avec d'autres analgésiques (principalement les agonistes des récepteurs alpha-2-adrénergiques) et anesthésiques, ce qui permet d'en réduire la dose. C'est pourquoi les opioïdes sont souvent l'option d'analgésique la plus sûre pour les animaux.

Indication

Les opioïdes servent souvent à traiter la douleur nociceptive aiguë et sont particulièrement efficaces pour **prévenir** la douleur intense. Les animaux n'ont pas à éprouver une douleur intense pour recevoir des opioïdes, comme ceux-ci peuvent aussi traiter la douleur allant de légère à modérée, selon l'opioïde et la dose.

Inconvénients et effets secondaires potentiels

Bien que les opioïdes soient parmi les analgésiques les plus sûrs, il faut quand même considérer quelques facteurs :

- ce sont des médicaments contrôlés, donc l'inventaire et l'accès doivent être strictement surveillés;
- les agonistes partiel et complet du récepteur mu ne doivent pas être combinés, car cela réduit leurs bienfaits; le mélange de ces agents peut être approprié dans certains cas précis, mais il doit être fait avec précaution et en consultation avec un vétérinaire;
- les opioïdes peuvent causer une dépression respiratoire;
- les opioïdes peuvent causer de la constipation en raison d'une motilité réduite diminuée de l'intestin chez certaines espèces (p. ex. chevaux, cochons, moutons);
- ils sont potentiellement psychotropes et peuvent altérer les comportements normaux, surtout à des doses élevées (p. ex. pica chez les rats); des opioïdes puissants comme le fentanyl peuvent avoir un effet sédatif et causer une dysphorie; les changements de comportement sont parfois difficiles à interpréter, car ils peuvent ressembler à des comportements dus à la douleur;
- lorsque les animaux ont été traités avec des opioïdes pour une longue période, on doit terminer le traitement par une période de transition ou de sevrage.

Opioïdes couramment administrés aux animaux

- Buprénorphine
- Fentanyl
- Hydromorphone
- Méthadone (aussi un antagoniste des récepteurs N-méthyl D-aspartate (NMDA))
- Morphine

À noter que le butorphanol devrait être utilisé comme sédatif, et non comme analgésique, car il est inefficace pour le traitement de la douleur. Certaines espèces ne semblent ressentir aucun effet analgésique (p. ex. Sladky et coll., 2007; Davis et coll., 2006).

2.3.3 Anesthésiques locaux

Mécanisme d'action

Les anesthésiques locaux empêchent la propagation du potentiel d'action des nerfs en bloquant les canaux sodiques dépendants d'un potentiel d'action, et inhibent la transmission des signaux de douleur dans toutes les fibres sensorielles d'une aire isolée. Selon les types de nerfs bloqués, ils entraînent une perte de douleur, de la température corporelle, du toucher et de la réponse à la pression.

Les anesthésiques locaux sont une option très économique, et leur amélioration est un nouveau domaine de recherche prometteur. Par exemple, un anesthésique local d'une durée de 72 heures est maintenant disponible aux États-Unis (NOCITA^{MD}, une suspension injectable de liposomes de bupivacaïne), et des médicaments de durée encore plus longue pourraient émerger. Ces nouveaux outils prometteurs devraient aussi être adoptés au Canada une fois qu'ils sont approuvés. D'ailleurs, la lidocaïne est un analgésique assez sous-utilisé chez les poissons (Chatigny et coll., 2017), mais qui est efficace et qui pourrait être utilisé plus fréquemment (p. ex. Schroeder et Sneddon, 2017).

Indication

Les anesthésiques locaux préviennent et traitent efficacement la douleur aiguë, et sont fréquemment combinés à d'autres analgésiques dans un plan analgésique régime d'analgésie multimodale. Ils peuvent également être utilisés pour l'anesthésie péridurale ou régionale lors d'interventions chirurgicales orthopédiques.

Inconvénients et effets secondaires potentiels

Voici quelques éléments à considérer pour l'utilisation d'anesthésiques locaux :

- une connaissance des repères anatomiques est souvent essentielle;
- les médicaments disponibles actuellement sont à action brève, mais il existe des moyens de prolonger leurs effets (p. ex. cathéter d'irrigation perforé);
- une surdose peut causer une dépression du système nerveux central et mener à une bradycardie et à un arrêt cardiaque – cela se produit le plus souvent après une administration par voie intraveineuse de bupivacaïne par inadvertance ou d'une forte grande dose de lidocaïne;
- certaines espèces ont une marge posologique limitée (p. ex. chevaux, chats).

Anesthésiques locaux couramment administrés aux animaux

- Bupivacaïne
- Lidocaïne

Il est à noter que la bupivacaïne et la lidocaïne sont parfois administrées ensemble, mais il n'existe actuellement aucune preuve qu'elles fonctionnent mieux lorsqu'elles sont combinées. La pratique exemplaire est de choisir l'option la plus appropriée.

2.3.4 Antagonistes des récepteurs N-méthyl D-aspartate (NMDA)

Mécanisme d'action

Les antagonistes des récepteurs NMDA réduisent l'induction de la sensibilisation centrale liée à la douleur et ont des effets primaires anti-hyperalgésiques, et ont donc un composant analgésique. Par contre, ils devraient être combinés à d'autres analgésiques (p. ex. les opioïdes) de façon multimodale pour traiter complètement la douleur, quoique la kétamine seule peut être efficace pour le traitement de la douleur chronique (Yang et coll., 2020). Puisque les agents dissociatifs comme la kétamine peuvent induire un état catatonique, il est souvent nécessaire de les combiner à d'autres sédatifs, à des benzodiazépines ou à des agonistes des récepteurs alpha-2-adrénergiques. La kétamine ne cause pas de catalepsie chez les primates non humains, et peut donc être administrée seule à ces animaux.

Indication

Les antagonistes des récepteurs NMDA sont souvent utilisés pour traiter la douleur postopératoire; ils peuvent aussi traiter la douleur pathologique et la douleur résistante aux opioïdes (Visser et Schug, 2006).

Inconvénients et effets secondaires potentiels

Voici quelques facteurs à considérer pour l'utilisation d'antagonistes des récepteurs NMDA :

- ce sont des médicaments contrôlés, donc l'inventaire et l'accès doivent être strictement surveillés;
- ils peuvent avoir des effets propres à l'espèce;
- ils sont à action brève;
- ils peuvent causer des troubles comportementaux importants à des doses élevées.

Antagonistes des récepteurs NMDA couramment administrés aux animaux

- Amantadine
- Kétamine
- Méthadone (aussi un opioïde)
- Tilétamine¹

2.3.5 Agonistes des récepteurs alpha-2-adrénergiques

Mécanisme d'action

En périphérie, les agonistes des récepteurs alpha-2-adrénergiques activent les récepteurs alpha-2-adrénergiques pour inhiber l'excitabilité des nocicepteurs. Dans la moelle épinière, ces médicaments inhibent les nocicepteurs afférents et les neurones relayant la douleur; au niveau cérébral, ils renforcent le contrôle

¹ Pour obtenir de la tilétamine au Canada, il faut remplir un [formulaire de demande de distribution de médicaments d'urgence](#). Elle n'est vendue que sous forme de médicament combiné et est accompagnée d'une benzodiazépine (zolazépam), un médicament contrôlé. Elle peut aussi agir davantage comme un anesthésique qu'un analgésique.

inhibiteur et ont un effet sédatif. Les agonistes des récepteurs alpha-2-adrénergiques se combinent très bien à des opioïdes, et réduisent aussi la dose d'anesthésique nécessaire. À noter qu'on peut les antagoniser avec de l'atipamézole pour une récupération rapide.

Indication

Les agonistes des récepteurs alpha-2-adrénergiques traitent efficacement la douleur aiguë viscérale et somatique. Ils sont aussi efficaces pour atténuer la douleur chirurgicale, mais leur efficacité n'est pas bien connue pour le traitement de la douleur chronique.

Inconvénients et effets secondaires potentiels

Voici quelques éléments à considérer pour l'administration d'agonistes des récepteurs alpha-2-adrénergiques, surtout à des doses élevées :

- ils perturbent la fonction cardiovasculaire;
- ils réduisent la motilité de l'intestin à un degré égal ou supérieur aux opioïdes;
- il est difficile de séparer leurs effets sédatif, cardiovasculaire et analgésique.

Médicaments couramment administrés aux animaux

- (Dex)médétomidine

À noter que la xylazine pose un risque élevé d'effets secondaires cardiovasculaires graves (Lemke et coll., 1995; Pettifer et coll., 1996; Rankin, 2015). Puisque d'autres médicaments à risque plus faible sont disponibles, la xylazine ne devrait pas être utilisée seule comme analgésique.

2.3.6 Gabapentinoïdes

Mécanisme d'action

Les gabapentinoïdes, ou ligands alpha-2-delta sont une catégorie de médicaments dérivés du neurotransmetteur inhibiteur acide gamma-aminobutyrique (GABA) (analogues du GABA) qui bloquent les canaux calciques sensibles au potentiel contenant des sous-unités alpha-2-delta et causent une inhibition de la libération des neurotransmetteurs excitateurs (Rahimzadeh, 2013). Ils réduisent également la sensibilisation centrale.

Indication

Les gabapentinoïdes sont particulièrement efficaces pour traiter la douleur neuropathique et celle causée par des lésions des nerfs lorsqu'ils sont combinés à des analgésiques classiques. Ils peuvent aussi servir d'analgésique pour les conditions états chroniques, comme l'arthrose chez les chats (Klinck et coll., 2018).

Inconvénients et effets secondaires potentiels

Voici quelques facteurs à considérer pour l'utilisation de gabapentinoïdes :

- ils devraient être administrés fréquemment, souvent plus d'une fois par jour;
- ils peuvent causer des changements de comportement (manie ou sédation);

- leur efficacité exacte et leur protocole d'administration peuvent être imprécis pour certaines espèces.

Médicaments couramment administrés aux animaux

- Gabapentine
- Prégabaline

2.4 ANALGÉSIE NON PHARMACOLOGIQUE

Autant que possible, des interventions non pharmacologiques pouvant réduire la douleur devraient être mises en œuvre comme mesures connexes aux agents pharmacologiques pour améliorer la prévention, la gestion et le traitement de la douleur. **Les méthodes d'analgésie non pharmacologiques devraient compléter les méthodes pharmacologiques, mais ne doivent jamais les remplacer.** Les principes généraux décrits ci-dessous ne s'appliquent pas nécessairement à toutes les espèces et à tous les contextes scientifiques, mais ils sont généralement utiles pour un large éventail d'animaux et, lorsqu'ils sont utilisés adéquatement, peuvent améliorer le bien-être animal (Mosley et coll., 2022).

2.4.1 Modification de l'environnement

De simples modifications à l'environnement peuvent prévenir ou réduire l'inconfort chez les animaux. Par exemple :

- bols d'eau et de nourriture faciles d'accès (surélevés, abaissés, etc.);
- sols antidérapants;
- litière supplémentaire ou spécialisée;
- accès à des congénères (p. ex. Detillion et coll., 2004; Jirkof, 2015);
- régulation de température accrue;
- stimulation visuelle et auditive réduite;
- boîte ou autre structure semblable servant de cachette.

2.4.2 Soins supplémentaires

D'autres facteurs à considérer pour les soins d'animaux qui éprouvent de la douleur incluent, entre autres (Shearer, 2009) :

- minimiser la durée des procédures ou manipulations requises;
- utiliser des techniques de manipulation des animaux délicates et respectueuses – lorsque l'immobilisation est nécessaire, utiliser une méthode de contention prudente pour réduire les problèmes respiratoires et la douleur causée par la manipulation des parties du corps douloureuses;
- traiter rapidement les symptômes secondaires, comme la nausée et les vomissements;
- fournir une hydratation accrue pour éviter l'assèchement et l'irritation de la bouche;
- utiliser un lubrifiant ou des larmes artificielles pour éviter l'assèchement et l'irritation des yeux;
- permettre aux animaux d'uriner et de déféquer fréquemment avec un appareil de verticalisation assistée, au besoin;

- garder l'animal propre, particulièrement dans la région des parties génitales, de l'anus, des pattes, des yeux et de la bouche;
- fournir des aides à la mobilité comme des harnais et des chariots spécialement conçus;
- nourrir les animaux ayant subi une intervention touchant la bouche, la mâchoire ou les tissus environnants d'aliments mous jusqu'à leur guérison;
- donner de l'attention aux animaux pour satisfaire leurs besoins émotionnels, selon l'espèce.

2.4.3 Physiothérapie et réadaptation

Les modalités physiques peuvent aussi être utiles pour le traitement et la gestion de la douleur aiguë et chronique. Certaines de ces modalités sont décrites ci-dessous. Toutefois, ce domaine émergent des connaissances en matière de soins des animaux offre des données probantes limitées sur la sûreté et l'efficacité de ces pratiques chez certaines espèces. Ces pratiques ne devraient être utilisées que lorsque les traitements eux-mêmes n'auront pas d'effets négatifs sur le bien-être des animaux.

2.4.3.1 Modification thermique

La thérapie par le froid (p. ex. l'application de compresses froides) peut être utilisée, selon la chronicité de la blessure. Elle réduit l'inflammation, les œdèmes et la douleur; il est préférable de l'utiliser lors de la phase d'inflammation aiguë de la guérison des tissus et après l'exercice. Elle réduit efficacement la douleur, particulièrement la douleur postopératoire aiguë. Elle diminue le débit sanguin en causant une vasoconstriction et en réduisant le taux métabolique des tissus, l'utilisation d'oxygène et les spasmes musculaires. Certaines précautions devraient être prises lorsqu'on applique du froid aux plaies ouvertes, aux très petits animaux ou aux animaux à la capacité de thermorégulation compromise, par exemple (Millis et Levine, 2014). Pour les blessures aiguës, comme les sites de chirurgie, les compresses froides ont l'avantage concret de réduire la douleur et l'inflammation, et de favoriser le retour à une fonction normale.

L'application de chaleur, ou thermothérapie, accroît la température des tissus, le débit sanguin et le métabolisme. Elle a plusieurs mécanismes d'action, est utile pour les patients souffrant de douleur chronique, surtout de douleur associée à des spasmes musculaires, et elle contribue à détendre les muscles et à réduire la raideur. Certaines précautions devraient être prises lorsqu'on applique de la chaleur aux très petits animaux ou aux animaux dont la capacité de thermorégulation est compromise. La thermothérapie est contre-indiquée en cas d'inflammation aiguë parce qu'une circulation accrue peut empirer l'inflammation et l'œdème. On doit prendre des précautions pour éviter les brûlures aux tissus (Millis et Levine, 2014).

2.4.3.2 Physiothérapie, massages et exercices thérapeutiques

La physiothérapie peut être utilisée pour aider l'animal à retrouver une fonction normale après une intervention chirurgicale ou un traumatisme ou dans le cadre d'une stratégie de gestion de la douleur à long terme. La physiothérapie réduit la douleur, facilite la guérison, accroît ou préserve la force musculaire, rétablit le mouvement normal des articulations, améliore l'état général et permet de retrouver une fonction normale (Samoy et coll., 2016).

Les massages soulagent la douleur, aident à la relaxation et favorisent le drainage lymphatique, la circulation et le mouvement des tissus. On croit aussi que le massage des tissus mous améliore le soulagement des symptômes de douleur. Les mécanismes d'action suggérés sont la relaxation musculaire et l'augmentation

du seuil de douleur par la libération d'endorphines. Les massages peuvent être utilisés après l'intervention chirurgicale pour aider à maintenir la mobilité des patients, à traiter la douleur et à réduire l'œdème. Ils sont aussi utiles après l'exercice pour réduire les courbatures et soulager la tension chez les animaux atteints d'arthrose (Millis et Levine, 2014).

Les exercices thérapeutiques peuvent accroître la force et l'endurance et traiter l'obésité (Millis et Levine, 2014).

2.4.3.3 Neurostimulation électrique transcutanée

La neurostimulation électrique transcutanée transmet un courant électrique en plaçant des électrodes sur la peau, et agit comme un analgésique par l'entremise de plusieurs mécanismes d'action. Elle est surtout utilisée pour traiter la douleur chronique, mais elle peut aussi traiter la douleur aiguë. Certaines précautions devraient être prises puisque les électrodes ne devraient pas être utilisées chez des animaux ayant des troubles convulsifs, et sur certaines parties du corps (Millis et Levine, 2014; Samoy et coll., 2016).

2.4.3.4 Laser de faible intensité

Plusieurs études menées chez les humains et les animaux démontrent que la thérapie laser réduit la sensation de douleur (Pryor et Millis, 2015). Le mécanisme exact n'est pas encore bien connu, mais plusieurs mécanismes ont été proposés, comme la libération d'opioïdes endogènes (p. ex. endorphines et enképhalines), et un effet inhibiteur sur la conduction des nerfs périphériques en inhibant les nocicepteurs périphériques. La thérapie laser de faible intensité peut être utile pour traiter la douleur chronique et les spasmes musculaires. Elle peut avoir des effets bénéfiques sur les tissus comme les tendons et les ligaments, et pour le traitement de l'arthrose. Il faut prendre des précautions pour la sûreté des humains et des animaux, et le traitement devrait être administré par du personnel formé et compétent (Millis et Levine, 2014; Samoy et coll., 2016).

2.4.3.5 Thérapie par champ magnétique statique et par champ électromagnétique pulsé

La thérapie par champ magnétique statique utilise un champ magnétique stable qui modifierait les processus physiologiques, notamment par une augmentation du débit sanguin localisé (Millis et Levine, 2014). On l'utilise principalement pour le traitement de la douleur due à l'arthrose.

La thérapie par champ électromagnétique pulsé est un traitement non invasif et non thermique qui favorise la guérison des tissus. Elle peut servir à traiter les fractures non consolidées, la douleur postopératoire, l'arthrose et la fasciite plantaire (Gaynor et coll., 2018).

2.4.3.6 Ultrasonothérapie

L'énergie créée par la vibration d'un cristal piézo-électrique est utilisée dans les appareils à ultrasons à usage thérapeutique. Sous l'effet d'un champ électrique, le cristal vibre et produit des ondes ultrasoniques. En mode continu, l'ultrasonothérapie favorise le réchauffement des tissus, qui aurait des effets sur différents facteurs, comme l'augmentation de l'extensibilité du collagène, du débit sanguin, de la conduction nerveuse et de l'activité enzymatique, et la diminution de la sensation de douleur.

L'autre mode d'ultrasonothérapie, soit les ondes pulsées, vise à acheminer de l'énergie aux tissus en profondeur (et non à chauffer les tissus) et aide à la modulation du processus inflammatoire (Samoy et coll., 2016);

elle a aussi un effet analgésique par la production et la libération de facteurs de croissance et la stimulation de nocicepteurs pouvant inhiber les signaux de douleur afférents. En médecine vétérinaire, l'ultrasonothérapie sert à traiter, entre autres, la tendinite, la spondylose, les fractures non consolidées et l'arthrose (Millis et Levine, 2014).

2.4.3.7 Acupuncture

L'acupuncture est couramment utilisée en médecine vétérinaire moderne pour traiter la douleur aiguë et chronique, ainsi que de nombreux problèmes précis de douleur. En acupuncture, une fine aiguille stérile est insérée dans une série de points d'acupuncture pour créer un traitement complet destiné à traiter l'inconfort et la maladie par de multiples voies et mécanismes. Il existe d'autres formes de stimulation des points d'acupuncture, comme la thérapie laser de faible intensité, la thermothérapie et l'électro-acupuncture. L'électro-acupuncture est un complément commun aux traitements d'acupuncture, elle améliore l'efficacité des traitements et prolonge leurs bienfaits. Elle consiste à appliquer un courant électrique à plusieurs points d'acupuncture pour obtenir une stimulation plus vigoureuse et prolongée (Fry et coll., 2014).

Il existe divers types de points d'acupuncture; certains sont associés à des emplacements anatomiques précis près des principaux nerfs, vaisseaux sanguins ou vaisseaux lymphatiques. Les emplacements très innervés et les régions associées au système nerveux autonome sont parmi les points d'acupuncture couramment utilisés. De plus, plusieurs points d'acupuncture sont étroitement liés à des régions produisant un dysfonctionnement musculaire et de la douleur, comme les points gâchettes myofaciales, les jonctions musculo-tendineuses et les points moteurs musculaires (Robinson, 2009).

La science fondamentale et la recherche clinique ont démontré la sûreté et l'efficacité de l'acupuncture. Par conséquent, l'acupuncture peut être acceptée dans le cadre d'une approche multimodale du traitement d'une grande variété de problèmes de douleur lorsqu'elle est administrée par un praticien bien formé et compétent (Fry et coll., 2014).

2.5 CONSIDÉRATIONS FUTURES

L'augmentation constante des connaissances sur la physiologie de la douleur permet de mieux comprendre comment intervenir et réduire l'expérience de la douleur. La thérapie anti-cytokine est un traitement qui pourrait devenir accessible à la médecine vétérinaire dans un avenir proche. Les cytokines sont une vaste catégorie de petites protéines régulatrices qui modulent les interactions entre les cellules et qui participent en particulier à l'inflammation et aux réactions immunitaires (Shubayev et coll., 2010). Il est donc possible de réduire la douleur en introduisant des cytokines anti-inflammatoires ou en inhibant les cytokines pro-inflammatoires. En effet, des thérapies liées aux cytokines sont actuellement disponibles pour des maladies humaines douloureuses telles que la polyarthrite rhumatoïde, la sciatique et les hernies discales (Shubayev et coll., 2010). Des données probantes indiquent que les cytokines anti-inflammatoires sont efficaces pour le traitement de la douleur neuropathique (p. ex. Hao et coll., 2006; Vale et coll., 2003). Les bloqueurs de canaux calciques et la thérapie génique sont également prometteurs (par exemple, Snutch et Zamponi, 2018, Guo et coll., 2019). Des thérapies par anticorps monoclonaux propres à l'espèce qui ciblent une cytokine ou un autre facteur important dans le processus de la douleur pourraient également être bientôt disponibles.

D'autres méthodes de gestion de la douleur peuvent être développées au fil du temps. Les auteurs de protocoles et les vétérinaires qui travaillent avec des animaux qui éprouvent de la douleur devraient se tenir au courant de ces technologies et les adopter au fur et à mesure qu'elles sont validées.

3 ANESTHÉSIE

Principe directeur 4

Une anesthésie appropriée, adaptée à chaque animal et procédure, doit être utilisée pour chaque procédure qui l'exige. L'approche anesthésique doit être déterminée en fonction de l'effet attendu sur le bien-être animal et non seulement en fonction de la procédure.

La présente section ne fait aucune distinction entre ce qu'on appelle traditionnellement des interventions chirurgicales « majeures » et « mineures », puisque ces divisions ne correspondent pas nécessairement à l'effet réel sur le bien-être éprouvé par l'animal, et elles pourraient masquer l'effet sur le bien-être de certaines procédures mineures. On devrait plutôt accorder une attention particulière à chaque animal et on doit déterminer la méthode d'anesthésie en fonction de l'effet attendu sur le bien-être qui sera éprouvé par l'animal, et non seulement en fonction de la procédure. De plus, les directives présentées dans cette section s'appliquent à l'utilisation d'anesthésie pour les interventions avec et sans survie, à l'exception d'une mention que certains anesthésiques ne peuvent être utilisés que pour les interventions sans survie, et que des soins postopératoires doivent être prodigués pour les interventions avec survie.

À moins d'indication contraire, les directives présentées dans cette section sont fondées sur l'ouvrage suivant : Flecknell (2016). On recommande aux lecteurs de le consulter pour obtenir plus de renseignements.

3.1 PRÉPARATION À L'ANESTHÉSIE

3.1.1 Dressage et habitude

Les animaux devraient être désensibilisés autant que possible au processus d'anesthésie avant d'être anesthésiés, peu importe s'il s'agit d'une intervention avec ou sans survie. Le dressage et l'habitude sont utiles non seulement pour calmer les animaux et préserver leur bien-être, mais aussi pour assurer l'efficacité de l'anesthésie. À cette fin, on peut exposer les animaux à des simulations des étapes de la procédure, puis leur donner des récompenses alimentaires palatables (Laule, 2010). Par exemple, on peut répéter le processus suivant jusqu'à ce que l'animal cesse de démontrer un comportement anxieux ou craintif : les animaux peuvent être manipulés (préférentiellement en utilisant des techniques non aversives (p. ex. Hurst et West, 2010)), ils peuvent ensuite être déplacés dans l'aire d'induction et on peut leur permettre de l'explorer brièvement et leur donner une récompense alimentaire avant de les remettre dans leur cage d'origine. Ce processus peut être plus difficile avec de gros animaux, mais il est quand même souhaitable (Grandin et Shivley, 2015). Idéalement, ce dressage réduira l'effet sur le bien-être associé à cette étape de l'intervention. Une exposition préliminaire aux récompenses alimentaires pourrait aussi réduire la néophobie envers les récompenses alimentaires postopératoires et assurer que l'animal recommence plus rapidement à manger, limitant ainsi les effets métaboliques causés par l'anesthésie ou l'intervention chirurgicale.

À noter : il est possible que les animaux ne deviennent pas désensibilisés aux anesthésiques. En effet, quelques données probantes démontrent qu'une exposition répétée aux anesthésiques inhalés peut causer une aversion acquise chez les animaux (p. ex. des souris ont développé une aversion acquise à l'isoflurane (Moody et Weary, 2014), des rats ont développé une aversion acquise au sévoflurane et à l'isoflurane (Bertolus et coll., 2015)). De plus, cette aversion acquise peut s'étendre à tous les composés halogénés (Hawkins et coll., 2016). La rotation entre différents anesthésiques semblables n'est donc pas une approche efficace pour éviter une aversion acquise. La répétition de l'anesthésie chez le même animal ne devrait être effectuée que dans des circonstances exceptionnelles ou pour des raisons scientifiques. On ne sait pas actuellement si la désensibilisation peut surmonter cette aversion, mais l'utilisation de récompenses alimentaires postopératoires devrait tout de même être encouragée, pourvu qu'il soit sûr de le faire.

3.1.2 Évaluation des animaux

Chaque animal doit être évalué avant l'anesthésie et l'intervention chirurgicale pour confirmer qu'il est en bonne santé et en bonne condition physique. L'évaluation devrait comprendre les éléments suivants :

- un examen physique, y compris la mesure du poids corporel, qui devrait servir à calculer la dose appropriée;
- d'autres tests pertinents (p. ex. un hémogramme);
- la prise en compte du stade de vie et des antécédents de l'animal;
- noter toutes préoccupations liées au génotype, au phénotype ou au modèle expérimental pouvant avoir un effet sur l'anesthésie et la récupération.

S'il est possible que la réaction d'un animal à l'anesthésie planifiée soit mauvaise ou que celui-ci ne se rétablisse pas complètement (si le rétablissement est prévu), il ne doit pas être anesthésié ou subir l'intervention chirurgicale jusqu'à ce qu'une solution de rechange acceptable puisse être déterminée. Dans ce cas, le vétérinaire et l'auteur du protocole devraient travailler en étroite collaboration et des études pilotes devraient être menées pour trouver une solution.

Dans le cas d'animaux sauvages en liberté, il n'y a souvent que peu ou pas d'occasions de les évaluer avant de les immobiliser. Les animaux ciblés devraient être évalués autant que possible avant ou pendant la poursuite pour connaître leur état physique et leurs problèmes de santé généraux (p. ex. blessures, anomalies physiques). Si l'on craint qu'un animal ne soit pas en bonne santé, il ne devrait pas être anesthésié. D'autres renseignements sur l'anesthésie d'animaux sauvages se trouvent dans les [Lignes directrices du CCPA : les animaux sauvages](#) (CCPA, 2023).

3.1.3 Jeûne

Le jeûne avant l'anesthésie est une pratique importante pour certains animaux pour éviter le vomissement et l'aspiration pendant la période d'anesthésie. Les lignes directrices suivantes devraient être modifiées selon l'état de l'animal (p. ex. âge, état de santé, état physique, gestation), l'anesthésique choisi et les interventions à effectuer :

- les animaux monogastriques de grande taille (p. ex. chats, chiens, primates non humains, cochons) devraient jeûner 4 à 6 heures. On ne devrait pas faire jeûner trop longtemps les animaux susceptibles aux ulcérations gastriques (p. ex. cochons), et on peut prévoir l'administration de traitements pour protéger la muqueuse gastrique et l'administration d'antiacides (p. ex. Friendship et coll., 2000);

- les ruminants peuvent jeûner 12 heures (grains) et 24 heures (foin) pour prévenir le ballonnement, tout en prenant en considération qu'il est important de maintenir la santé du rumen (*Lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des animaux de ferme en recherche, en enseignement et dans les tests* (CCPA, 2009));
- les cobayes et les lapins peuvent jeûner 3 à 4 heures, au besoin, afin de s'assurer qu'il n'y a pas de nourriture dans leur pharynx;
- les oiseaux de grande taille (p. ex. canards, poulets) peuvent jeûner 6 à 12 heures, mais les petits oiseaux ne devraient pas jeûner plus de 2 heures. Pour les espèces ayant un jabot, on peut palper celui-ci pour vérifier si la période de jeûne a été suffisante;
- les poissons devraient jeûner 12 à 24 heures parce qu'ils peuvent vomir, ce qui nuit à la qualité de l'eau (Stetter, 2001);
- les petits rongeurs n'ont pas besoin de jeûner puisqu'ils ne peuvent pas vomir, mais on devrait s'assurer que leur bouche est libre de nourriture avant d'intuber leur trachée;
- les amphibiens devraient habituellement jeûner 4 à 48 heures selon l'espèce ou la taille, mais les espèces qui consomment des proies vertébrées entières devraient jeûner une semaine;
- les reptiles devraient jeûner pour une période qui dépend de l'espèce; en règle générale, les animaux devraient sauter un cycle d'alimentation.

D'autres renseignements sur chaque type d'animal se trouvent dans les lignes directrices du CCPA pertinentes. Pour réduire l'effet sur le bien-être, la période de jeûne devrait coïncider avec la phase de sommeil du rythme circadien de l'animal.

Il n'est pas nécessaire de restreindre l'eau pour les animaux, sauf les ruminants, qui ne devraient pas boire d'eau 1 à 2 heures avant l'anesthésie.

3.1.4 Antiémétiques

On devrait envisager l'administration d'antiémétiques pour toutes les espèces mentionnées ci-dessus qui sont soumises au jeûne. Ces médicaments préviennent la nausée et les vomissements postopératoires, minimisant ainsi la perte de fluides (une cause de déshydratation), et ils permettent à l'animal de s'alimenter par voie orale plus tôt. Le maropitant, un antagoniste des récepteurs de la neurokinine-1, est un médicament couramment utilisé à cet effet chez les chiens et les chats (p. ex. Chi et Hay Kraus, 2020; Yalcin et Keser, 2017) et fonctionne mieux lorsqu'il est administré un peu avant l'anesthésie (p. ex. Lorenzutti et coll., 2016). Par contre, il est possible que le maropitant ne réduise pas toujours la nausée et le reflux gastro-œsophagien, selon les propriétés émétiques des autres médicaments administrés en même temps. De plus, l'injection sous-cutanée de maropitant peut être douloureuse et on doit l'administrer conformément aux instructions du fabricant (réfrigéré et administré lentement par voie intraveineuse ou lorsque l'animal est déjà sous sédation (Narishetty et coll., 2009)). Le maropitant peut également réduire la dose d'isoflurane ou de sévoflurane requise pour l'anesthésie (Swallow et coll., 2017; Alvillar et coll., 2012).

Londansétron, un antagoniste sélectif des récepteurs 5-HT₃ de la sérotonine, est un autre antiémétique efficace chez les chats (Quimby et coll., 2013), les chiens (Yalcin and Keser, 2017) et les porcs (Szelenyi et coll., 1994). Si possible, un antiémétique devrait être administré aux animaux pour améliorer la récupération après l'anesthésie.

3.1.5 Anticholinergiques

Autrefois, des anticholinergiques étaient couramment administrés à tous les animaux, mais cette pratique n'est pas nécessaire si les animaux sont en bonne santé et si les anesthésiques suggérés sont utilisés. Lors de l'évaluation avant l'anesthésie, à la discrétion du vétérinaire, on devrait envisager l'administration d'un anticholinergique si l'animal salive excessivement ou a tendance à développer une bradycardie. Au besoin, un anticholinergique (p. ex. atropine, glycopyrrolate) est administré au préalable pour réduire les sécrétions bronchiques et salivaires qui pourraient obstruer les voies respiratoires pendant l'anesthésie. Les anticholinergiques servent aussi à maintenir une fréquence cardiaque normale lorsque des médicaments causant une bradyarythmie, comme des agonistes des récepteurs opiacés mu, sont administrés. Toutefois, les anticholinergiques ne sont pas inertes et sont contre-indiqués si d'autres médicaments (p. ex. agonistes des récepteurs alpha-2-adrénergiques) sont administrés en même temps (Plumb, 2018; Sinclair, 2003).

3.2 TRANQUILLISANTS ET SÉDATIFS

Les tranquillisants et les sédatifs sont très utiles dans l'anesthésie multimodale et ils sont importants à considérer dans plusieurs protocoles anesthésiques. Bien qu'ils ne soient pas des analgésiques et ne traitent pas la douleur animale, ils permettent à d'autres analgésiques de fonctionner plus efficacement en réduisant le stress.

Les sédatifs produisent une somnolence et réduisent la peur et l'anxiété chez les animaux. Ils ne devraient pas être administrés après une intervention chirurgicale à moins d'être combinés à un analgésique, car ils rendent plus difficile la surveillance de la douleur. Les animaux qui reçoivent un tranquillisant sont moins alertes, mais peuvent facilement être excités par plusieurs stimuli (p. ex. bruit, contact physique, lumière), y compris la douleur, puisque ces médicaments n'ont pas de propriétés analgésiques. On devrait donc prendre soin d'éviter toute réaction des animaux à des stimuli pour s'assurer que les effets des tranquillisants et des sédatifs ne soient pas surpassés par la stimulation du système nerveux central.

Les actions de nombreux agents se chevauchent considérablement et varient selon l'espèce, ce qui rend difficile la classification définitive entre les tranquillisants et les sédatifs. Des renseignements préliminaires sur les tranquillisants et les sédatifs couramment utilisés sont fournis ci-dessous.

3.2.1 Phénothiazines (p. ex. acépromazine)

Les phénothiazines sont utilisées depuis longtemps et sont efficaces. Elles ont un effet sédatif et sont utiles pour réduire la dose d'anesthésique requise pour l'anesthésie chirurgicale. La température corporelle devrait être surveillée lorsqu'elles sont administrées. Le lent délai d'action des phénothiazines pourrait être un désavantage, et celles-ci ne devraient pas être administrées aux animaux en déficit hydrique (p. ex. déshydratation). Les intervalles thérapeutiques publiés dans le passé sont plus hauts que ceux utilisés actuellement; on devrait donc se fier à la littérature ou à des textes récents pour obtenir l'intervalle approprié. Dépasser la dose appropriée accroît l'intensité et l'apparition des effets secondaires (p. ex. cardiovasculaires ou métaboliques, reflux œsophagien) et augmente la durée de la sédation.

3.2.2 Butyrophénones (p. ex. azapérone)

Les butyrophénones ont des effets semblables aux phénothiazines (présentés ci-dessus), mais généralement plus puissants. L'azapérone fait partie de la combinaison de médicaments butorphanol-azapérone-médétomidine, qui est couramment utilisée chez les animaux sauvages (voir la section 3.3.2, « Butorphanol-azapérone-médétomidine »).

3.2.3 Benzodiazépines (p. ex. diazépam, midazolam)

Les benzodiazépines agissent comme un tranquillisant et un sédatif, mais leurs effets varient beaucoup entre les différentes espèces animales. Elles potentialisent l'action de la plupart des anesthésiques et créent une bonne relaxation musculaire. En général, les benzodiazépines sont de bons anxiolytiques et peuvent être utiles pour stimuler l'appétit.

3.2.4 Agonistes des récepteurs alpha-2-adrénergiques (p. ex. (dex)médétomidine, xylazine)

Les agonistes des récepteurs alpha-2-adrénergiques sont de puissants sédatifs qui potentialisent considérablement l'action de la plupart des anesthésiques et des analgésiques opioïdes. Par exemple, la xylazine est couramment combinée à la kétamine pour produire une bonne anesthésie chirurgicale. La (dex)médétomidine devrait être l'option préférentielle parce qu'elle a des effets semblables à la xylazine, mais elle entraîne beaucoup moins d'effets secondaires cardiovasculaires (Sinclair, 2003; Rankin, 2015) et elle nécessite une dose beaucoup plus faible. On devrait privilégier l'usage de la (dex)médétomidine par rapport à celle de la xylazine. L'effet sédatif des agonistes des récepteurs alpha-2-adrénergiques peut être facilement antagonisé par l'atipamézole; toutefois, la xylazine a habituellement des effets de courte durée qui n'ont pas besoin d'être antagonisés. Les agonistes des récepteurs alpha-2-adrénergiques sont facilement neutralisés par l'adrénaline, et l'ajout de mesures calmantes pourraient être nécessaires (p. ex. atténuation de la stimulation visuelle et auditive, dressage de désensibilisation par renforcement positif), surtout pour les animaux sauvages ou les animaux plus dangereux.

3.3 AGENTS CHIMIQUES POUR LA CAPTURE ET LE TRANSPORT DES ANIMAUX SAUVAGES

Cette section présente une liste non exhaustive de médicaments pouvant servir à la sédation et à l'immobilisation d'animaux sauvages. Ces médicaments ne devraient pas être le premier choix pour les espèces domestiques, et ne devraient être utilisés que sous l'avis d'un vétérinaire. Avant d'administrer un médicament à un animal sauvage, de zoo ou exotique, on devrait consulter des professionnels ayant une expertise avec ce type d'animaux, ainsi que la littérature récente, les *Lignes directrices du CCPA : les animaux sauvages* (2023) et d'autres ressources pertinentes. Certains de ces médicaments peuvent avoir des répercussions importantes sur la santé humaine; même ceux utilisés en médecine vétérinaire conventionnelle, comme la (dex)médétomidine, sont souvent très concentrés pour l'administration aux animaux sauvages et sont donc plus dangereux pour les humains. Enfin, plusieurs médicaments couramment utilisés chez les animaux sauvages (p. ex. kétamine) sont présentés plus loin dans cette section, car ils peuvent aussi être administrés aux animaux domestiques.

3.3.1 Telazol

Le Telazol est une combinaison d'un anesthésique dissociatif (tilétamine) et d'une benzodiazépine (zolazépam). Non réversible, le Telazol utilisé seul, a un effet anesthésique chez de nombreuses espèces de carnivores, mais doit être combiné à un agoniste des récepteurs alpha-2-adrénergiques comme la (dex)médétomidine (ou la xylazine au besoin) chez les ongulés (p. ex. cerfs). Cette combinaison entraîne une anesthésie générale de durée courte chez beaucoup d'espèces animales. Le Telazol est largement utilisé au Canada pour l'immobilisation d'animaux sauvages, mais pour l'obtenir, un vétérinaire doit remplir un formulaire de demande de distribution de médicament d'urgence.

3.3.2 Butorphanol-azapérone-médétomidine

Le butorphanol-azapérone-médétomidine est une combinaison de butorphanol (opioïde), d'azapérone (butyrophénone) et de médétomidine (agoniste des récepteurs alpha-2-adrénergiques). Le butorphanol-azapérone-médétomidine préparé à l'avance est disponible au Canada et peut être administré à de nombreuses espèces d'animaux sauvages, de zoo ou exotiques pour produire une anesthésie générale de durée courte (p. ex. Siegal-Willott et coll., 2009; Butler et coll., 2017). La médétomidine étant le principal agent de cette combinaison, il faut réduire les stimuli externes. La capacité de cette classe de médicaments à être neutralisée par l'adrénaline doit être prise en compte lors de la sélection des agents chimiques d'immobilisation chez les espèces prédatrices potentiellement dangereuses. En raison de la forte probabilité de régurgitation et d'hypersalivation avec cette combinaison de médicaments, l'animal doit être positionné soigneusement. Cette combinaison de médicaments doit toujours être antagonisée avec de l'atipamezole lorsqu'utilisé à des dosages pour animaux sauvages.

3.3.3 Agonistes opioïdes très puissants

Léthorphine, le thiafentanil et le carfentanil sont les trois opioïdes très puissants les plus couramment utilisés pour l'immobilisation chimique des animaux sauvages. Ils sont habituellement combinés à un agoniste des récepteurs alpha-2-adrénergiques chez les ongulés. Lorsqu'ils sont utilisés comme agent principal, ces agonistes produisent une forte sédation, causant une perte des réflexes, mais sans perte totale de conscience. Leurs effets peuvent être antagonisés par la naltrexone ou la diprénorphine. La disponibilité de ces agonistes opioïdes très puissants au Canada varie (p. ex. le carfentanil n'est pas actuellement disponible au Canada) en raison de leur danger extrême pour les humains, et d'incidents où des médicaments présentant un potentiel d'abus (fentanyl) ont été contaminés par du carfentanil. Les agonistes opioïdes très puissants doivent être manipulés en portant de l'équipement de protection individuelle approprié et en respectant des protocoles de sécurité.

3.3.4 Neuroleptiques à action prolongée

Cette catégorie de médicaments est généralement utilisée comme tranquillisant à longue action chez les animaux sauvages pour réduire le stress entraîné par les périodes de confinement prolongé (transport ou captivité). Le zuclopenthixol, la perphénazine et l'halopéridol sont les trois médicaments les plus utilisés à cette fin. On devrait choisir soigneusement la préparation à administrer parce qu'elle peut modifier la persistance et la durée d'action du médicament de quelques heures à des semaines (le décanoate a une durée d'action prolongée, et l'acétate, une courte durée d'action). La décision d'obtenir la durée d'action voulue doit prendre en compte les répercussions potentielles des effets secondaires indésirables, qui incluent couramment l'anorexie. On devrait consulter un anesthésiste ou un vétérinaire expérimenté avec les animaux sauvages lors de l'élaboration des protocoles utilisant cette catégorie de médicaments.

3.4 MÉTHODES ET AGENTS ANESTHÉSQUES

Principe directeur 5

Un apport d'oxygène devrait être fourni pendant l'anesthésie. L'intubation de l'animal et le maintien d'un accès intraveineux sont des pratiques exemplaires.

La présente section décrit brièvement les anesthésiques couramment utilisés et ne donne que des directives générales. Des renseignements sur chaque espèce peuvent être obtenus en consultant les lignes directrices du CCPA sur les types d'animaux. Un vétérinaire devrait toujours être consulté quant aux décisions sur l'anesthésie.

Cette section est divisée en trois sous-sections : les méthodes d'anesthésie qui devraient être favorisées et utilisées autant que possible; les méthodes qui ne devraient pas être utilisées – habituellement pour des raisons de bien-être animal ou de sûreté des humains – et ne devraient être utilisées que si aucune autre option n'est disponible ou s'il existe une justification scientifique acceptée par le comité de protection des animaux; et les méthodes qui ne doivent pas être utilisées, car elles sont désuètes ou dangereuses, ou ont des effets trop importants sur le bien-être animal.

Dans tous les cas, la surdose doit être évitée, et seuls des produits de qualité pharmaceutique devraient être utilisés.

L'intubation trachéale devrait être privilégiée pour tous les cas d'anesthésie générale, et on devrait minimiser l'espace mort associé à cette méthode. La fin du circuit respiratoire du patient est une source courante d'espace mort (Grubb et coll., 2020). Pour les espèces dont l'intubation peut être difficile, on devrait discuter de la nécessité d'intuber l'animal avec le vétérinaire; on pourrait par exemple suivre une PNF approuvée. Les animaux sous anesthésie devraient recevoir de l'oxygène à l'aide d'un masque (ou un appareil équivalent), même si l'anesthésie est faite avec des médicaments injectables.

3.4.1 Méthodes d'anesthésie qui devraient être utilisées

3.4.1.1 Isoflurane

L'isoflurane est un excellent anesthésique qui permet une induction et une récupération rapides. Il est non irritant et tend à être moins désagréable pour les animaux lors de la première exposition, bien que ceux-ci puissent développer une aversion acquise après la première expérience (voir la section 3.1.1, « Dressage et habitude »). Les anesthésiques à inhaler conviennent très bien aux longues interventions, mais un évaporateur pour anesthésie adapté à l'isoflurane est requis.

3.4.1.2 Sévoflurane

Le sévoflurane est associé à une induction et une récupération plus rapides que l'isoflurane. Les principaux avantages du sévoflurane comparativement à l'isoflurane sont : la profondeur de l'anesthésie peut habituellement être contrôlée plus précisément et plusieurs animaux se rétablissent sans période d'excitation involontaire. Par contre, le sévoflurane est plus coûteux et nécessite un évaporateur pour anesthésie adapté (différent de celui requis pour l'isoflurane).

3.4.1.3 Propofol

Le propofol est un agoniste du GABA utilisé chez un large éventail d'espèces animales. Il est injecté par voie intraveineuse et cause une induction rapide de l'anesthésie. Habituellement, les animaux récupèrent rapidement et en douceur, même si des doses supplémentaires sont administrées. Il convient le mieux lors de courtes périodes d'anesthésie, mais il peut être utilisé pour de plus longues interventions lorsqu'utilisé seul ou combiné à d'autres anesthésiques. Si un anesthésique à inhaler n'est pas disponible, le propofol est une

bonne solution de rechange; dans ce cas, il vaut mieux le combiner à d'autres médicaments, comme la kétamine ou des opioïdes, pour une anesthésie multimodale. Puisque l'utilisation du propofol peut également causer une apnée transitoire, un apport d'oxygène devrait être disponible.

3.4.1.4 Alfaxalone (Alfaxan^{MD})

Alfaxan^{MD} est le nom de marque de la formulation actuelle de l'alfaxalone. Le prédécesseur d'Alfaxan^{MD} (Saffan^{MD}) a été retiré du marché en raison de graves effets indésirables probablement causés par l'agent solubilisant Cremophor EL^{MD}, un dérivé de l'huile de ricin. La formulation actuelle de l'alfaxalone est un neuroanesthésique hydrosoluble rapidement métabolisé par le foie qui n'entraîne pas la libération d'histamines. L'effet anesthésique de l'alfaxalone est dû à sa fixation aux récepteurs GABA.

Comme le propofol, l'alfaxalone agit rapidement, de courte durée et avec un minimum d'effets secondaires. Elle a aussi des propriétés et des utilisations cliniques très semblables à celles du propofol. Toutefois, l'alfaxalone a peu d'effets cardiovasculaires lorsqu'elle est administrée selon l'intervalle thérapeutique habituel.

3.4.1.5 Kétamine

La kétamine est un agent dissociatif pouvant être combiné à de nombreux médicaments (p. ex. médétomidine, xylazine, diazépam) pour produire une anesthésie chirurgicale de courte durée chez de nombreuses espèces animales.

3.4.1.6 Méthanesulfonate de tricaine (TMS ou MS-222)

Le TMS est l'anesthésique le plus couramment utilisé chez les poissons² et les amphibiens. Seulement le produit de qualité pharmacologique devrait être utilisé. Le TMS est habituellement très efficace pour une induction rapide et une anesthésie profonde. Pour déterminer la dose d'anesthésique à utiliser, on devrait considérer les variations entre les espèces de poissons et d'amphibiens, entre les individus, ainsi que leur taille, leur maturité et leur environnement (p. ex. température). Le TMS requiert habituellement une solution tampon pour assurer un pH approprié pour les animaux.

3.4.2 Méthodes d'anesthésie qui ne devraient pas être utilisées

Les méthodes décrites ici ne devraient être utilisées que s'il n'y a aucune solution de rechange ou s'il existe une justification scientifique acceptée par le comité de protection des animaux. Ces méthodes pourraient éventuellement être classées dans une section « méthodes d'anesthésie qui ne doivent pas être utilisées ».

3.4.2.1 Tribromoéthanol (Avertin^{MD})

Le tribromoéthanol est un anesthésique pour les souris qui peut également être administré aux rats. Il entraîne une courte période d'anesthésie (15 à 20 minutes) et habituellement, les animaux récupèrent rapidement. Par contre, les solutions entreposées se décomposent rapidement, et cet agent peut causer une grave irritation et des adhérences péritonéales. Même les solutions fraîchement préparées peuvent avoir

² Des renseignements sur l'anesthésie des poissons se trouvent dans les lignes directrices [Les anesthésiques](#) (Ackerman et coll., 2005).

une efficacité imprévisible et des effets secondaires indésirables (p. ex. une péritonite légère à une mortalité post-anesthésie), et une nouvelle administration à une date ultérieure est associée à un haut taux de mortalité chez certaines espèces (p. ex. les gerbilles; Norris et Turner, 1983). On recommande fortement à ceux qui choisissent cette méthode de trouver une solution de rechange qui cause moins d'effets négatifs sur le bien-être des animaux.

3.4.2.2 Uréthane

L'uréthane produit une anesthésie prolongée et stable, et peut être administré aux petits rongeurs. Cependant, il cause des pertes sanguines qui mènent à une diminution de la volémie et risquent de compromettre la fonction cardiovasculaire (Severs et coll., 1981). De plus, l'uréthane est cancérigène, et donc dangereux pour les humains. Son utilisation devrait être évitée autant que possible et, lorsqu'il est utilisé, des précautions additionnelles devraient être prises pour la protection des humains et l'autorité locale de santé et de sécurité devrait être consultée. L'uréthane ne peut être utilisé que pour les interventions sans survie.

3.4.2.3 Thiobutabarbital (Inactin^{MC})

L'Inactin^{MC}, le nom de marque du thiobutabarbital, n'est plus disponible. Cependant, son composé (également connu sous le nom éthyle-(1-méthylepropyle) malonyl-thio-urée ou EMTU) continue d'être utilisé pour son effet anesthésique prolongé et stable chez les rats dans le cadre d'études rénales (p. ex. Buelke-Sam et coll., 1978; Cupples et coll., 1982). Le thiobutabarbital sous forme de composé chimique réactif peut être obtenu auprès de fournisseurs de produits chimiques, bien que cette méthode d'acquisition ne devrait pas être utilisée (Dyson et coll., 2023)

Le thiobutabarbital administré par voie intraveineuse produit une induction anesthésique douce d'une durée d'action prolongée, surtout chez les rats après une administration intrapéritonéale (Buelke-Sam et coll., 1978) ou intraveineuse (Walker et coll., 1983). Bien qu'il semble être un agent d'induction satisfaisant lorsqu'il est administré par voie intraveineuse, avec des effets semblables à ceux du thiopental, ses effets après une administration intrapéritonéale peuvent varier, et il ne devrait donc pas être jugé fiable pour l'anesthésie prolongée par cette voie. Son efficacité analgésique est variable.

Le thiobutabarbital peut être combiné à la kétamine et ils peuvent être injectés séparément en intrapéritonéale afin d'utiliser la période initiale d'anesthésie profonde pour placer de l'équipement de surveillance invasif, comme un cathéter cardiaque, lors d'études sans survie (Lorenz, 2002). La combinaison de kétamine et de thiobutabarbital entraîne une durée d'action plus longue chez les rats que chez les souris, et l'administration supplémentaire de thiobutabarbital pourrait être nécessaire pour les deux espèces lors d'une intervention prolongée (Lorenz, 2002).

3.4.2.4 Oxyde nitreux

L'oxyde nitreux n'a pas la puissance anesthésique suffisante pour entraîner l'anesthésie ou même une perte de conscience chez la plupart des animaux. Il ne doit donc pas être utilisé à cette fin. Toutefois, il permet de réduire la concentration nécessaire d'autres anesthésiques, atténuant ainsi leurs effets sur la pression artérielle et la respiration, peu importe la profondeur de l'anesthésie.

L'utilisation chronique d'oxyde nitreux sans évacuation des gaz pose des problèmes de sûreté pour les humains et les animaux si la récupération n'est pas utilisée. Après l'administration d'oxyde nitreux, on doit

administrer de l'oxygène à 100 % à l'animal pendant cinq minutes pour éviter l'hypoxie. De plus, parce qu'il représente un risque professionnel pour les humains et qu'il n'est pas absorbé par le charbon activé, le gaz doit être activement récupéré par le système de récupération des gaz de la pièce.

3.4.2.5 Cryoanesthésie

Cette méthode ne doit être utilisée que pour les souris et les poissons-zèbres. L'effet immédiat du refroidissement et du réchauffement sur le bien-être des animaux est inconnu, et la surveillance précise de la température corporelle (des souris) est très difficile. C'est pourquoi cette méthode ne devrait être utilisée que lorsque des données probantes montrent que les d'autres méthodes d'anesthésie compromettent les données de l'étude. La cryoanesthésie est une technique qui requiert des recherches scientifiques plus approfondies.

Cette méthode ne doit pas être utilisée pour les souris âgées de plus de 7 jours (Lagerspetz, 1966) ou dont la fourrure a commencé à pousser. De même, elle ne doit pas être utilisée pour les embryons ou larves de poissons-zèbres de plus de 14 jours (Chen et coll., 2014). Les animaux qui ont dépassé ces seuils doivent être anesthésiés à l'aide d'anesthésiques inhalés ou injectables.

Chez les souris, la cryoanesthésie, ou hypothermie profonde, est une méthode d'anesthésie brève permettant d'éviter les effets neurotoxiques potentiels des autres anesthésiques sur le cerveau en développement (p. ex. Jevtovic-Todorovic et coll., 2003). Cette technique repose sur le fait que les souris sont poikilothermes et résistent aux lésions cérébrales associées à un arrêt circulatoire céphalique. En pratique, c'est une technique simple qui produit une anesthésie suffisante pour les courtes interventions chirurgicales peu invasives (Phifer et Terry, 1986), mais le temps de récupération peut varier considérablement (p. ex. Richter et coll., 2014; Janus et Golde, 2014). Par contre, la profondeur de l'anesthésie pendant l'hypothermie profonde est moins facile à contrôler que pendant l'anesthésie par inhalation ou par injection, et cette méthode ne devrait être utilisée que par du personnel expérimenté et compétent. On encourage les comités de protection des animaux à élaborer des PNF pour cette procédure en s'assurant que les extrémités et la peau des animaux sont protégées contre la gelure pendant le refroidissement et que les animaux se réchauffent lentement par la suite.

Le refroidissement graduel, qui ralentit les mouvements et l'activité métabolique, est parfois utilisé pour les interventions mineures chez les poissons-zèbres, mais l'hypothermie ne bloque pas complètement les impulsions nerveuses et ne devrait donc pas être utilisée lors des interventions invasives (Matthews et Varga, 2012).

3.4.2.6 Essence de girofle ou eugénol

L'essence de girofle est un anesthésique de source naturelle pouvant être administré aux poissons et aux amphibiens (p. ex. Fernandes et coll., 2017). Elle est utile parce qu'elle est sûre pour ceux qui l'utilisent et pour l'environnement et son coût est abordable. (Park, 2019). Elle convient donc bien aux études sur le terrain de capture et de remise en liberté. Dans certains cas, elle peut aussi être plus efficace que le TMS pour réduire le stress (p. ex. Gullian et Villanueva, 2009), et les poissons peuvent la trouver moins aversive (p. ex. Wong et coll., 2014).

Le produit de source naturelle peut varier dans sa concentration des ingrédients actifs, eugénol et iso-eugénol, qui comptent habituellement pour 90 à 95 % de l'essence de girofle par poids. De plus, la dose appropriée varie largement entre les différentes espèces. (Priborsky et Velisek, 2018). La détermination de la dose appropriée d'essence de girofle pour l'anesthésie peut donc s'avérer assez difficile. Une formulation commerciale normalisée, approuvée et appropriée, devrait donc être utilisée.

Les produits disponibles peuvent aussi exiger des précautions additionnelles ainsi qu'un temps de retrait obligatoire avant l'abattage en raison de leur écotoxicité potentielle. Les utilisateurs d'essence de girofle, ou de tout produit commercial qui en est dérivé, sont responsables d'atténuer les risques possibles.

3.4.3 Méthodes d'anesthésie qui ne doivent pas être utilisées

3.4.3.1 Immobilité tonique, hypnose ou mise en transe

L'immobilité tonique est une réaction de peur de nombreuses espèces proie; celles-ci restent immobiles devant une menace à laquelle elles ne peuvent échapper (Giannico et coll., 2014). Elle est caractérisée par une absence de mouvement spontané ou de réponse manifeste aux stimuli externes pour plusieurs minutes, mais des preuves démontrent que les animaux restent conscients de l'activité externe (p. ex. les mesures physiologiques de stress élevées pendant l'immobilité tonique, mais pas toujours (McBride et coll., 2006; Giannico et coll., 2014)) et qu'elle peut être interrompue par un léger stimulus tactile ou auditif. Donc, l'induction de cet état n'est pas seulement problématique (p. ex. les lapins montrent des signes comportementaux de peur à l'induction de l'immobilité tonique (McBride et coll., 2006), elle ne cause pas la perte de conscience requise pour une intervention chirurgicale. De plus, même si elle produit un certain degré d'analgésie (p. ex. Leite-Panissi et coll., 2001), cet effet varie largement d'un individu à l'autre (p. ex. Flecknell et coll., 2015). C'est pourquoi l'immobilité tonique ne doit jamais être utilisée comme méthode d'analgésie ou d'anesthésie.

3.4.3.2 Bloqueurs neuromusculaires et autres relaxants musculaires

Les médicaments comme la succinylcholine, le pancuronium, la gallamine, l'atracurium et le vécuronium agissent de manière périphérique sur les jonctions neuromusculaires, tandis que d'autres comme le gäiacolate de glycéryle – guaïacol ou guaïfénésine – agissent de manière centralisée sur la moelle épinière. **Les bloqueurs neuromusculaires et autres relaxants musculaires ne produisent qu'une paralysie motrice. Ils n'ont aucun effet sédatif ou analgésique, et ne doivent jamais être administrés aux animaux conscients.**

Si des bloqueurs neuromusculaires ou autres relaxants musculaires sont administrés dans le cadre du protocole anesthésique, la procédure doit se faire sous la supervision directe d'un vétérinaire, et la personne qui effectue cette procédure doit être expérimentée avec l'usage de ces médicaments. Il est essentiel d'atteindre la profondeur d'anesthésie appropriée avant d'administrer des bloqueurs neuromusculaires ou autres relaxants musculaires, car ceux-ci empêcheraient la vérification des réflexes pendant l'anesthésie. Comme ces médicaments paralysent les muscles respiratoires, l'intubation trachéale et la ventilation mécanique sont essentielles. De plus, la fréquence cardiaque et, si possible, la pression artérielle doivent être surveillées pour toute la durée du protocole anesthésique, afin d'évaluer la profondeur d'anesthésie. Un stimulateur de nerfs périphériques devrait être utilisé afin d'évaluer l'efficacité du bloqueur neuromusculaire et d'assurer l'administration d'une dose appropriée.

3.4.3.3 Chloralose

La chloralose a de faibles propriétés analgésiques et ne produit qu'une anesthésie légère. Elle ne convient donc pas aux interventions chirurgicales ou aux procédures douloureuses. D'ailleurs, la récupération après l'anesthésie avec la chloralose est longue et entraîne une excitation involontaire.

3.4.3.4 Oxyde de diéthyle

L'oxyde de diéthyle est un anesthésique désuet qui irrite les muqueuses et dont l'induction entraîne de la douleur et du stress chez l'animal. De plus, l'induction et la récupération sont lentes, ce qui prolonge les effets négatifs sur le bien-être. Ce composé est aussi dangereux : les vapeurs sont inflammables et explosives. Son utilisation n'est plus justifiée parce que toutes les autres options modernes sont supérieures.

3.4.3.5 Pentobarbital et autres barbituriques

Les barbituriques comme le pentobarbital sont de mauvais anesthésiques. Leurs effets analgésiques sont faibles et ils causent une grave dépression respiratoire, et ils produisent une anesthésie chirurgicale seulement lorsque la dose administrée est proche de la dose qui cause une dépression respiratoire. La récupération peut être prolongée, et le taux de mortalité élevé.

3.4.3.6 Halothane

L'halothane est un anesthésique volatil puissant à induction rapide, mais sa grande liposolubilité entraîne une récupération prolongée. L'halothane n'est plus disponible comme médicament vétérinaire, mais peut être obtenu auprès de fournisseurs de produits chimiques, une approche d'approvisionnement fortement déconseillée dans tous les cas. Il est hépatotoxique et dangereux pour les humains. L'isoflurane et le sévoflurane ont rendu cet agent désuet.

3.5 ÉQUIPEMENT REQUIS POUR L'ANESTHÉSIE PAR INHALATION

Principe directeur 6

Si l'anesthésie par inhalation est utilisée, elle doit être administrée en utilisant une source fiable et titrable.

Principe directeur 7

L'évaporateur utilisé pour l'anesthésie par inhalation doit être calibré et son bon fonctionnement doit être vérifié. L'appareil d'anesthésie doit être bien entretenu et un test de fuite doit être effectué avant chaque utilisation. Un système de récupération des gaz complètement fonctionnel doit être en place. Le personnel doit être jugé compétent avant d'utiliser l'appareil d'anesthésie et l'équipement connexe.

Les anesthésiques à inhaler requièrent l'équipement suivant (soit du matériel conçu pour l'anesthésie ou du matériel adapté ayant la même fonction) :

- évaporateur pour anesthésie adapté à l'agent;
- source de gaz vecteur, généralement de l'oxygène ou de l'air à usage médical;
- circuit respiratoire qui permet d'inhaler l'anesthésique;
- masque facial ou tube endotrachéal reliant le circuit respiratoire et l'animal;
- système de récupération des gaz pour protéger les humains des vapeurs.

Chaque appareil d'anesthésie qui inclut un circuit fermé ou de réinspiration devrait être muni des deux dispositifs de sécurité suivants : un manomètre en circuit et une soupape de sécurité de surpression (Grubb et coll., 2020).

Un débit approprié de gaz doit être maintenu pendant l'induction et l'anesthésie (ILAR, 2011). Les sources d'anesthésique comme des boules de coton imbibées d'anesthésique volatil placées dans une cloche en verre ou un tube Falcon ne fournissent pas un niveau d'anesthésie constant, fiable et sûr, et peuvent être extrêmement aversives pour les animaux. De plus, les gaz peuvent être dangereux pour les humains (NIOSH, 2024) et l'environnement (Devlin-Hegedus et coll., 2022) s'ils ne sont pas correctement récupérés. Cette méthode ne devrait être envisagée que dans des circonstances exceptionnelles et avant l'euthanasie. Elle ne doit jamais servir pour une procédure avec survie.

3.6 STADES DE L'ANESTHÉSIE

Il est essentiel de s'assurer que les animaux sont maintenus à une profondeur d'anesthésie appropriée avant de commencer toute intervention. Si l'anesthésie n'est pas suffisamment profonde, l'animal peut éprouver des effets négatifs sur son bien-être. Inversement, il ne faut pas trop anesthésier les animaux lorsque le risque de mortalité ou de défaillance d'un organe critique est élevé. Il existe quatre grands stades d'anesthésie :

- **stade I (induction)**, du début de l'induction à la perte de conscience;
- **stade II (agitation)**, de la perte de conscience au début de la respiration automatique; à ce stade, la plupart des réflexes demeurent intacts, l'animal peut se débattre et avoir une respiration irrégulière ou retenir son souffle;
- **stade III (chirurgical)**, du début de la respiration automatique à la paralysie respiratoire; l'animal doit atteindre ce stade avant le début de l'intervention chirurgicale; la plupart des réflexes ont disparu, les muscles devraient être relâchés, et l'animal devrait avoir une respiration et une fréquence cardiaque régulières;
- **stade IV (danger)** de la paralysie respiratoire à la mort; une surdose d'anesthésique cause une paralysie d'origine médullaire avec arrêt respiratoire et collapsus cardiovasculaire; l'animal ne devrait pas atteindre ce stade d'anesthésie, sauf si la surdose d'anesthésique est utilisée pour l'euthanasie.

3.7 FLUIDOTHÉRAPIE

L'administration de fluides pendant l'anesthésie est généralement une bonne pratique. Les animaux qui subissent une intervention très courte n'en ont pas nécessairement besoin, mais peuvent tout de même en profiter (Grubb et coll., 2020). Les fluides peuvent être administrés par voie sous-cutanée, intrapéritonéale ou intraveineuse, et devraient toujours être réchauffés à la température corporelle pour éviter l'hypothermie chez les espèces endothermes. L'administration de fluides devrait être discutée avec le vétérinaire et approuvée par celui-ci afin d'assurer l'utilisation de la méthode et le type de fluide les plus appropriés.

3.8 SURVEILLANCE DES ANIMAUX

Principe directeur 8

La surveillance des animaux doit commencer à l'étape préanesthésique et elle doit être poursuivie jusqu'à une récupération complète.

La surveillance est une partie essentielle de toute procédure d'anesthésie, peu importe les médicaments utilisés. On doit surveiller la profondeur de l'anesthésie des animaux afin de s'assurer qu'elle ne soit pas trop superficielle (réflexes actifs, mouvement ou réponses physiologiques pendant l'intervention chirurgicale) ni trop profonde (risque de mort ou de comorbidités associées). La surveillance permet également de maintenir des paramètres physiologiques normaux et de réagir rapidement en cas de problème, par exemple lorsqu'un animal réagit à un stimulus douloureux.

On peut utiliser plusieurs techniques de surveillance, qui peuvent être simples ou complexes ou nécessiter de l'équipement. L'équipement de surveillance devrait être utilisé si possible, **mais il ne doit pas remplacer une évaluation directe de l'animal effectuée par du personnel compétent** (Pachtinger, 2013). Les décisions de traitement devraient être fondées sur les données fournies par l'équipement et sur l'observation de l'animal (Grubb et coll., 2020). Les techniques de surveillance devraient toujours être déterminées en collaboration avec un vétérinaire, et le personnel responsable de la surveillance doit être expérimenté et compétent. Les PNF sont des outils précieux pour assurer l'uniformité de la surveillance.

3.8.1 Techniques de surveillance

La liste suivante présente des techniques de surveillance possibles. Les techniques choisies doivent être appropriées pour l'activité scientifique, l'intervention chirurgicale précise et l'animal anesthésié.

3.8.1.1 Tests de réflexes

Les réflexes décrits ci-dessous peuvent être testés afin de déterminer la profondeur de l'anesthésie, car ils disparaîtront à mesure que l'animal est anesthésié :

- **redressement** – plus l'anesthésie progresse, plus l'animal aura de la difficulté à rester debout;
- **pharyngien** – si l'animal déglutit lorsqu'on tire doucement sur sa langue, l'anesthésie n'est pas assez profonde;
- **retrait de la patte** – un pincement de l'orteil ou de la palmure de la patte est habituellement douloureux, et l'animal retirera sa patte; si c'est le cas, l'anesthésie n'est pas assez profonde. Ce test est à privilégier chez les rongeurs, et si un pincement de l'orteil est impossible, on peut pincer la queue. Chez les poissons, on devrait pincer la queue de la même façon. Un pincement de la peau de l'abdomen n'est pas un indicateur de douleur et ne doit pas être utilisé pour évaluer la réaction de l'animal à la douleur;
- **palpébral** – si l'animal cligne de l'œil lorsqu'on touche le coin interne ou externe de la paupière, l'anesthésie n'est pas assez profonde. Il est à noter que ce test ne devrait pas être utilisé chez les lapins, qui conservent leur réflexe palpébral même pendant une anesthésie très profonde;
- **cornéen** – si l'animal ne cligne pas de l'œil lorsqu'on fait tomber une goutte de solution salée stérile sur la cornée, l'anesthésie est trop profonde; on devrait s'assurer de ne pas toucher directement l'œil de l'animal.

Si les tests des réflexes indiquent que l'anesthésie n'est pas assez profonde, il faudra peut-être attendre quelques minutes ou administrer une autre dose d'anesthésique. Il faut éviter de surdoser.

3.8.1.2 Tonus musculaire

Le tonus musculaire correspond à l'intensité de la tension dans le muscle. Plus l'anesthésie est profonde, plus le tonus musculaire diminue. Le tonus musculaire peut être testé en tirant sur la mandibule ou un membre : un muscle rigide indique que l'anesthésie n'est pas assez profonde. Il est toutefois important de noter que le

tonus musculaire peut être affecté par certains médicaments, peu importe la profondeur de l'anesthésie. Par exemple, la kétamine administrée sans sédatif peut augmenter le tonus musculaire, et les bloqueurs neuro-musculaires, le réduire. On doit donc veiller à ce que cette technique ne soit utilisée que si elle permet une évaluation fiable de la profondeur de l'anesthésie.

3.8.1.3 Fonctions vitales

Tous les anesthésiques causent une certaine dépression respiratoire et cardiovasculaire. Lorsque l'anesthésie devient trop profonde, la respiration et le débit cardiaque diminuent, entraînant une pauvre oxygénation du sang, une perfusion tissulaire inadéquate, une diminution de la pression artérielle et de la température corporelle. On doit donc surveiller les fonctions vitales, mais cela n'exige pas toujours l'utilisation d'équipement spécialisé.

3.8.1.3.1 Surveillance cardiovasculaire

Muqueuses

Les muqueuses sont habituellement visibles autour du nez, de la bouche, des parties génitales et de l'anus. La couleur des muqueuses permet d'évaluer le degré d'hypoxie et de perfusion. Une couleur rose est saine et normale, elle indique un débit sanguin adéquat. Une couleur pâle ou blanc craie indique une diminution du débit sanguin, et une couleur bleue (cyanose), un manque d'oxygénation du sang. Chez les animaux albinos, on peut surveiller la couleur des coussinets, du pavillon des oreilles ou des yeux en plus de celle des muqueuses.

Par contre, cette méthode a quelques restrictions et pourrait ne pas convenir à toutes les circonstances. Les muqueuses ne sont pas des indicateurs d'hypoxémie, car la coloration bleue n'apparaîtra pas avant d'avoir atteint un degré profond d'hypoxie (Grubb et coll., 2020). De plus, si l'animal a perdu une grande quantité de sang, les muqueuses resteront pâles même s'il est normoxémique. Les agonistes des récepteurs alpha-2 et l'hypothermie empêchent aussi l'utilisation de cette méthode, car ils causent une vasoconstriction, qui entraîne une pâleur des muqueuses même si l'animal n'est pas hypoxique.

Temps de remplissage capillaire

Le temps de remplissage capillaire est un bon indicateur de la fonction cardiovasculaire, et particulièrement de la perfusion tissulaire. On l'évalue en appuyant doucement et brièvement sur une muqueuse accessible ou sur une zone de peau pâle (p. ex. gencive, pavillon de l'oreille, coussinet), en relâchant la pression et en comptant les secondes avant que les tissus blêmes reprennent leur couleur normale. Le temps de remplissage capillaire d'un animal anesthésié en bon état de santé devrait être de 1 à 2 secondes. Un temps de remplissage capillaire de plus de 3 secondes indique un problème cardiovasculaire causé par une perte de fluides, une surdose d'anesthésique ou une hypotension.

Fréquence cardiaque et rythme cardiaque

Si possible, on devrait évaluer la fréquence cardiaque en auscultant le cœur avec un stéthoscope. L'auscultation permet aussi d'évaluer la qualité et l'amplitude des bruits cardiaques. Si l'animal est intubé, un stéthoscope œsophagien facilitera la surveillance. De plus, l'utilisation d'un oxymètre de pouls, comme expliquée plus bas, aide à surveiller la fréquence cardiaque, mais ne devrait pas remplacer un stéthoscope. Chez les animaux de petite taille comme les rongeurs, on peut détecter des changements de la fréquence cardiaque,

notamment une diminution, en plaçant un doigt sur le thorax de l'animal. Chez certains animaux de grande taille, on peut surveiller visuellement la fréquence cardiaque. Une élévation de la fréquence cardiaque peut indiquer que l'animal éprouve de la douleur et que l'anesthésie n'est pas assez profonde, surtout après une stimulation, tandis qu'une fréquence cardiaque très basse peut indiquer une anesthésie profonde.

La fréquence et le rythme cardiaques peuvent aussi servir à évaluer la profondeur de l'anesthésie. Les battements cardiaques pour chaque stade d'anesthésie :

- **stade I (induction)** – normal, ou possiblement augmenté (stress);
- **stade II (agitation)** – possiblement augmenté ou irrégulier;
- **stade III (chirurgical)** – lent et régulier;
- **stade IV (danger)** – lent et irrégulier.

Chez les animaux de grande taille, il est assez facile de surveiller le pouls fémoral, mais on peut aussi utiliser d'autres artères (p. ex. linguale, métatarsienne, faciale). La surveillance du pouls est un autre moyen d'évaluer la fréquence cardiaque, le rythme cardiaque et la force du battement du cœur; il permet aussi d'estimer la pression artérielle. Un pouls difficile à percevoir signale un problème critique. Les agonistes des récepteurs alpha-2 compliquent la surveillance de la qualité du pouls, car ils causent une vasoconstriction.

3.8.1.3.2 Surveillance de la respiration

La respiration peut être surveillée visuellement en observant le mouvement de l'abdomen ou du thorax de l'animal, et en notant la profondeur, la fréquence et la qualité de la respiration, qui devrait être profonde et régulière. Il faut aussi s'assurer que les voies respiratoires sont dégagées et que l'animal a une ventilation adéquate (Pachtinger, 2013). De plus, le thorax peut être ausculté avec un stéthoscope pour vérifier la fréquence de la respiration et la qualité des voies respiratoires et de la ventilation. La ventilation doit être soutenue de façon mécanique ou manuelle au besoin.

La surveillance visuelle de la respiration peut aussi servir à évaluer la profondeur de l'anesthésie. Aux différents stades d'anesthésie, la fréquence respiratoire est :

- **stade I (induction)** – irrégulière, et si l'animal respire à plein thorax, cela peut indiquer qu'il est légèrement anesthésié;
- **stade II (agitation)** – rapide et irrégulière;
- **stade III (chirurgical)** – lente et régulière, sans changement lors d'une stimulation;
- **stade IV (danger)** – très lente, superficielle et irrégulière.

3.8.1.3.3 Température corporelle

Les animaux endothermes deviennent fréquemment hypothermiques pendant l'anesthésie à cause de l'inhalation de gaz froids, l'exposition des cavités corporelles à l'air ambiant et la perte des mécanismes et comportements normaux de thermorégulation. Notamment, les rongeurs perdent leur chaleur corporelle rapidement en raison de leur grand rapport surface/volume. Tous les animaux doivent être maintenus dans un environnement stable, à une température ambiante normothermique, pour toute la durée de l'intervention.

L'hypothermie diminue la plupart des fonctions physiologiques (p. ex. respiratoire, cardiaque, cérébrale), ralentit le métabolisme des anesthésiques et prolonge le temps de récupération (Grubb et coll., 2020). Tous

ces facteurs peuvent contribuer à la mort par anesthésie. La température corporelle de l'animal anesthésié devrait donc être vérifiée fréquemment avec un thermomètre, idéalement de façon continue avec une sonde, en prenant garde de ne pas laisser la température chuter sous un état normothermique. Il est plus facile de prévenir l'hypothermie que de la traiter.

L'hyperthermie est beaucoup moins courante en laboratoire, mais elle peut être causée par une chaleur excessive intentionnelle ou accidentelle (p. ex. chaleur émanant des lampes chirurgicales) (voir aussi la section 4.8, « Surveillance et soins infirmiers pendant l'intervention chirurgicale »). Elle peut aussi être causée par des actions pharmacologiques (p. ex. certains opioïdes, kétamine) ou par certaines conditions pathologiques ou génétiques, et est plus courante lors d'activités de capture à distance de gros ongulés sauvages, comme le bison ou le bœuf musqué.

3.8.1.3.4 Équipement spécialisé pour la surveillance des fonctions vitales

L'équipement suivant devrait être utilisé au besoin. **Toutefois, ces techniques ne devraient aucunement remplacer les méthodes de surveillance visuelles décrites ci-dessus; elles devraient s'y ajouter.** L'équipement utilisé doit être validé et calibré pour l'espèce surveillée.

Capnographie

La capnographie est une technique de mesure du dioxyde de carbone (CO₂) dans l'air expiré. Le CO₂ de fin d'expiration est près du niveau artériel de CO₂ (Pachtinger, 2013). À chaque expiration, le niveau de CO₂ augmente, et il est représenté par un graphique sur l'écran. La forme d'onde du graphique peut offrir des renseignements importants sur la fonction respiratoire et, indirectement, la fonction cardiovasculaire de l'animal. La capnographie permet aussi de détecter les changements de la ventilation et tout dysfonctionnement de l'appareil d'anesthésie. La concentration de CO₂ de fin d'expiration indique si l'animal est en hypoventilation (CO₂ accru) ou en hyperventilation (CO₂ réduit). Cette mesure est très utile pour surveiller les animaux fragilisés quand la ventilation contrôlée est utilisée. Si la technologie disponible est limitée (p. ex. en raison de contraintes budgétaires), la capnographie est actuellement la technologie la plus utile pour la surveillance de l'anesthésie.

Électrocardiogramme

L'électrocardiogramme évalue l'activité électrique du cœur et donne des renseignements sur la fréquence et le rythme cardiaques (Pachtinger, 2013). L'équipement est facilement accessible pour les animaux de grande taille, mais il peut être difficile à utiliser pour les petits animaux comme les rongeurs. Habituellement, l'électrocardiographie n'est pas nécessaire pour les jeunes animaux en santé, mais devrait être envisagée pour les animaux plus âgés et ceux dont la santé est affaiblie. Une formation spécialisée est généralement nécessaire pour détecter et traiter les arythmies potentiellement mortelles que l'électrocardiogramme détecte, mais certains systèmes récents peuvent le faire automatiquement pour certaines espèces.

Oxymétrie de pouls

L'oxymétrie de pouls (SpO₂) est une méthode non invasive facilement accessible pour évaluer la saturation en oxygène dans le sang (SaO₂) et la fréquence cardiaque de la plupart des animaux. C'est l'un des principaux moyens d'évaluer la gravité de l'hypoxémie chez un animal (Pachtinger, 2013), bien que l'hypoxémie soit rare lorsque l'animal est intubé et reçoit un supplément d'oxygène (Grubb et coll., 2020). Si une hypoxémie est

détectée, elle doit être corrigée immédiatement. Les causes de l'hypoxémie peuvent inclure un apport d'oxygène inadéquat (vérifier l'appareil d'anesthésie et les voies respiratoires), l'hypoventilation, l'hypercapnie (excès de CO₂ dans le sang), et une fonction pulmonaire ou cardiaque anormale. De plus, l'oxymètre de pouls affiche une onde de pouls pratique pour la surveillance de la fréquence cardiaque de l'animal. On ne devrait utiliser que de l'équipement propre à l'espèce; des sondes existent pour les rongeurs, mais elles sont fragiles et coûteuses.

Pression artérielle

La surveillance de la pression artérielle est très utile et devrait être effectuée autant que possible. L'hypotension (pression artérielle basse) est une complication courante pendant l'anesthésie qui compromet la perfusion tissulaire. L'hypertension (pression artérielle haute) est beaucoup moins fréquente en raison des effets cardiovasculaires généralement négatifs des anesthésiques, même chez les animaux à hypertension primaire (Grubb et coll., 2020).

La mesure directe de la pression artérielle est considérée comme la norme d'excellence, car elle permet une surveillance continue (Pachtinger, 2013). Par contre, elle nécessite une procédure invasive pour insérer un cathéter dans une artère, ce qui est particulièrement difficile chez les petits animaux. À défaut, la pression artérielle indirecte peut être mesurée de façon non invasive à l'aide d'un brassard pneumatique – le positionnement approprié dépendra de l'espèce et de la procédure – ou d'un écho-Doppler cardiaque. Il est important de noter que l'utilisation de cette méthode indirecte peut causer des erreurs de lecture en raison des mouvements de l'animal, des arythmies, de la tachycardie, ou d'un brassard mal positionné ou de grandeur inappropriée (Pachtinger, 2013).

Pression veineuse centrale

Une mesure exacte de la pression veineuse centrale nécessite le positionnement précis d'un cathéter veineux central : la pression veineuse périphérique n'est pas un indicateur fiable de la pression veineuse centrale (Hasking, 2015). Même si elle n'est pas habituellement surveillée, la pression veineuse centrale est très utile lorsque l'animal est aux soins intensifs et qu'une surcharge volumique doit être évitée (et si les instruments sont déjà disponibles). Cette mesure peut aussi être utile en contexte expérimental où il est nécessaire d'étudier les effets de la fluidothérapie sur le système cardiovasculaire.

Glucomètre

Les glucomètres sont abordables et nécessitent un minimum de sang pour mesurer précisément la glycémie. L'hypoglycémie, surtout chez les petits animaux ou les nouveau-nés, peut prolonger la récupération après l'anesthésie et entraîner des complications (p. ex. crises épileptiques).

Élimination de l'urine

La surveillance de la production d'urine n'est possible que chez les animaux de grande taille pour lesquels le cathétérisme vésical est assez facile. Elle est particulièrement utile pour les longues interventions, ou lorsque l'animal est en état critique ou que l'activité fonctionnelle rénale est compromise. Chez les mammifères, l'administration de fluides devrait être ajustée pour assurer une élimination d'urine de 1 à 2 ml/kg/h. Le cathétérisme vésical doit être effectué dans des conditions d'asepsie stricte pour prévenir les infections urinaires.

Analyse des gaz sanguins

L'analyse des gaz sanguins artériels est la norme d'excellence pour l'évaluation directe de la fonction pulmonaire (Pachtinger, 2013). Les paramètres les plus fréquemment évalués sont le pH, la pression partielle d'oxygène, la pression partielle de dioxyde de carbone et le bicarbonate. Certains appareils perfectionnés peuvent évaluer les électrolytes, l'urée, la créatinine et la concentration sanguine de lactate (Pachtinger, 2013). Cette méthode est plus fréquemment utilisée lorsqu'un cathéter est déjà en place au cours d'une longue intervention.

3.9 SOUTIEN D'URGENCE

Les animaux devraient pouvoir bénéficier d'un soutien en cas d'événements indésirables au cours de l'anesthésie ou pendant la période de récupération après l'anesthésie. Le soutien d'urgence peut inclure l'accès à des médicaments de secours cardiovasculaires et respiratoires, ou la possibilité de réintuber si nécessaire. Un vétérinaire devrait être consulté pour déterminer quelles sont les options les plus appropriées à chaque activité scientifique.

3.10 RÉCUPÉRATION

Principe directeur 9

Des soins adéquats doivent être prodigués à tous les animaux pendant la période de récupération.

Pendant la période postopératoire immédiate, les animaux en récupération sont hautement susceptibles aux effets secondaires de l'anesthésie. Les mécanismes de soutien suivants devraient être facilement accessibles et utilisés au besoin :

- **température** – chez les animaux endothermes, une méthode de réchauffement actif (chaleur externe) est préférable, mais un coussin chauffant placé sous la moitié de la cage de récupération peut être utilisé chez les rongeurs ou des couvertures chez les animaux de grande taille; le réchauffement par voie intraveineuse est possible si l'animal reçoit des fluides par cette voie;
- **apport d'oxygène** – de l'oxygène supplémentaire devrait être disponible pour traiter une hypoxie potentielle, soit dans une chambre ou avec un masque ou un tube endotrachéal;
- **surveillance des fonctions vitales** – les fonctions vitales devraient être vérifiées régulièrement jusqu'à la récupération complète de l'animal;
- **hydratation** – il est préférable d'administrer des fluides par voie intraveineuse ou sous-cutanée pour prévenir ou traiter la déshydratation; un gel alimentaire commercial sur le plancher de la cage peut être offert aux rongeurs;
- **alimentation** – des aliments palatables devraient être offerts une fois qu'il est sûr de le faire (p. ex. pour les rongeurs, gel alimentaire commercial; aliments mous pour chiens pour les cochons); pour éviter la néophobie, les animaux devraient avoir été habitués à ces aliments;
- **prévention de l'aspiration** – au besoin, de l'équipement pour aspirer l'excès de fluides des voies respiratoires devrait être disponible; il est habituellement requis pour les animaux de grande taille, comme les cochons et les moutons;

- **isolement social temporaire** – les animaux devraient être isolés jusqu'à ce qu'ils reprennent connaissance.

Les animaux ne doivent pas être laissés sans surveillance lors de leur récupération après l'anesthésie.

Du personnel compétent doit être présent pour surveiller les animaux dans un endroit désigné jusqu'à leur récupération complète. Les signes d'infection postopératoire ou d'autres complications doivent également être surveillés. Une récupération complète est caractérisée par un retour du réflexe de redressement, une stabilisation des paramètres physiologiques (p. ex. température corporelle) dans les limites attendues. L'animal ne devrait subir aucune autre procédure avant la récupération complète de l'anesthésie, incluant le retour à une consommation normale de nourriture et d'eau.

4 INTERVENTIONS CHIRURGICALES

Principe directeur 10

L'asepsie doit être maintenue pendant toutes les activités liées à une intervention chirurgicale avec survie, et est fortement encouragée pour les interventions sans survie.

Les interventions chirurgicales peuvent avoir d'importants effets sur le bien-être animal. Une bonne technique chirurgicale, des instruments appropriés et des soins compétents avant, pendant et après l'intervention chirurgicale sont essentiels afin de les limiter le plus possible. Une technique d'asepsie et l'adoption de pratiques et de procédures visant à prévenir la contamination par des agents pathogènes et à réduire le risque d'infection sont d'une importance cruciale. L'asepsie s'applique donc à toutes les activités liées à chaque intervention chirurgicale (p. ex. lavage des mains, port de gants, préparation du site et de l'animal, intervention, sutures).

Principe directeur 11

Les interventions chirurgicales ne doivent être réalisées que par une personne jugée compétente de le faire, ou sous la supervision d'une telle personne.

Les personnes effectuant une intervention chirurgicale doivent avoir démontré leur compétence dans l'intervention précise à être effectuée. Dans le cas de personnes sans expérience, une personne compétente doit les superviser directement. De la formation supplémentaire peut être requise, même pour les personnes ayant déjà de l'expérience chirurgicale qui entreprennent une nouvelle intervention ou qui travaillent avec des espèces méconnues. Avant d'effectuer une intervention chirurgicale, on devrait d'abord suivre une formation complète en utilisant des modèles qui n'utilisent pas d'animaux, qui utilisent des cadavres, ou qui incluent des interventions sans survie. **Des chirurgiens expérimentés peuvent améliorer énormément le bien-être des animaux et les résultats de l'intervention, réduire le temps de récupération et prévenir les complications secondaires.** Les établissements peuvent juger utile de faire appel à des organismes de certification chirurgicale et de formation externe, par exemple l'Academy of Surgical Research (ASR, s. d.). Enfin, l'expérience démontre que les PNF décrivant comment maintenir l'asepsie et d'autres techniques au cours des interventions chirurgicales courantes sont très utiles.

Les directives de la présente section doivent être suivies pour toutes les interventions chirurgicales avec survie. On devrait également suivre les directives lors des interventions chirurgicales sans survie effectuées dans le cadre d'une procédure de formation pour s'assurer que les apprenants maîtrisent les pratiques exemplaires, même s'ils sont moins sous pression d'éviter les erreurs. Dans le cas des interventions chirurgicales expérimentales sans survie, certaines directives pourraient ne pas être nécessaires (p. ex. la stérilité complète est idéale pour prévenir la contamination bactérienne, mais pourrait ne pas être requise). Chaque comité de protection des animaux devrait décider quand les auteurs de protocoles peuvent omettre certaines exigences

lors d'interventions sans survie. Par contre, des points limites précis, une anesthésie et une analgésie adéquates et une technique d'asepsie doivent toujours être employés, car ils sont quand même très importants pour protéger le bien-être des animaux et assurer de bons résultats scientifiques. Toutes les interventions chirurgicales doivent être couvertes par un protocole approuvé par un comité de protection des animaux.

4.1 INSTALLATIONS ET UNITÉS D'INTERVENTION CHIRURGICALE

À l'exception des interventions sur le terrain (voir les [Lignes directrices du CCPA : les animaux sauvages](#) (2023)), les interventions chirurgicales doivent se dérouler dans des installations dédiées aux interventions chirurgicales ou dans un espace dédié dans une salle de procédures, séparé des autres activités (y compris des locaux d'hébergement). Des installations dédiées aux interventions chirurgicales devraient être utilisées, si possible. Les [Lignes directrices du CCPA : les animaleries](#) (CCPA, 2024) décrivent de façon générale les attentes pour ces installations. Clevenger et ses collaborateurs (2018) discutent des éléments qui devraient être présents dans les installations chirurgicales :

- une **zone de préparation des animaux** où les rongeurs et non-mammifères peuvent être préparés dans la même pièce où se déroule l'intervention chirurgicale, pourvu que la préparation soit effectuée dans un espace séparé et que l'espace dédié à l'intervention chirurgicale demeure libre de contamination;
- une **zone de préparation du chirurgien**, qui devrait inclure une zone de lavage séparée;
- le **lieu de l'intervention**, soit l'endroit précis où l'intervention aura lieu (p. ex. dessus de table);
- une **zone de soutien à l'intervention**, pour la stérilisation des instruments et l'entreposage des instruments et des fournitures;
- une **zone de récupération postopératoire**, où l'animal restera immédiatement après l'intervention;
- des **zones connexes**, telles que requises, en fonction de l'utilisation des animaux (par exemple un laboratoire diagnostique).

Avant toute intervention chirurgicale, qu'elle ait lieu sur le terrain, en laboratoire ou dans une installation ou un lieu spécialisé, le lieu de l'intervention et les surfaces de travail devraient être nettoyés et désinfectés minutieusement. Toutes les surfaces et tous les appareils et l'équipement (dispositifs de contention, équipement de surveillance, appareils stéréotaxiques, etc.) qui serviront à l'intervention devraient être désinfectés pour éliminer les organismes potentiellement infectieux ou en réduire le nombre. On doit réduire au minimum les infections. La surface d'intervention devrait aussi être préparée pour faciliter la thermorégulation et garder l'animal au sec, à moins que l'espèce ou l'intervention nécessite une certaine humidité.

4.2 STÉRILISATION DE L'ÉQUIPEMENT

Tous les instruments chirurgicaux, les dispositifs implantables et l'équipement qui seront en contact avec le site de chirurgie doivent être stérilisés selon l'une des techniques ci-dessous. La méthode de stérilisation choisie dépend de l'équipement spécialisé disponible et de la composition du matériel à stériliser. Une technique de stérilisation adaptée à la méthode choisie doit être employée afin d'obtenir des résultats uniformes. L'équipement de stérilisation devrait être entretenu régulièrement, et un programme d'assurance de la qualité doit régulièrement valider les techniques de stérilisation.

Des bio-indicateurs devraient régulièrement être utilisés pour confirmer que l'équipement de stérilisation fonctionne correctement. Des indicateurs chimiques de stérilisation devraient faire partie de chaque trousse de chirurgie pour confirmer que les conditions requises pour une stérilisation adéquate ont été respectées.

Les fournitures et l'équipement de chirurgie doivent être nettoyés avant la stérilisation pour éliminer les matières organiques susceptibles d'interférer avec la stérilisation, et la literie doit être lavée avant la stérilisation.

Les sous-sections suivantes décrivent brièvement les méthodes de stérilisation qui peuvent être utilisées.

4.2.1 Autoclavage à vapeur

Les autoclaves stérilisent l'équipement avec de la vapeur sous pression, habituellement à 121 °C pour 30 minutes (cycle de gravité) ou à 132 °C pour 5 minutes (cycle prévide). Les deux méthodes devraient être suivies d'une période de séchage de 30 minutes. **L'autoclavage est la norme d'excellence pour la stérilisation des instruments et est la méthode la plus couramment utilisée.**

4.2.2 Stérilisation au gaz

De l'oxyde d'éthylène gazeux est utilisé pour tuer les micro-organismes et leurs spores par alkylation, pour les articles qui ne résistent pas à la haute température, la pression et l'humidité de l'autoclavage à vapeur (Mendes et coll., 2006). Comme l'oxyde d'éthylène est absorbé par de nombreux matériaux, tous les articles devraient être aérés après la stérilisation pour éliminer l'oxyde d'éthylène résiduel. Cette substance est inflammable et très toxique, et donc dangereuse. On doit éviter l'exposition directe.

4.2.3 Irradiation gamma

Lors de l'irradiation gamma, des photons de haute énergie sont émis par une source d'isotope, ce qui provoque une ionisation ou une perturbation des électrons dans le produit. Dans les cellules vivantes, ces perturbations causent des lésions à l'ADN et aux autres structures cellulaires. Ces changements causés par les photons au niveau moléculaire causent la mort de l'organisme ou le rendent incapable de se reproduire. Ce processus ne crée pas de rayonnement résiduel et ne rend pas le produit traité radioactif.

4.2.4 Stérilisation à billes de verre ou stérilisation par chaleur sèche

Le stérilisateur à billes de verre peut atteindre une température d'au moins 232 °C et il est utile pour stériliser le **bout des instruments seulement**. C'est le stérilisateur le plus souvent utilisé lors des interventions sur plusieurs animaux avec les instruments d'une seule trousse stérile. La première intervention doit être effectuée avec les instruments correctement stérilisés par l'une des méthodes ci-dessus. Après la première intervention, les instruments devraient être manuellement nettoyés avec de l'eau stérile et séchés avec de la gaze stérile. Les pointes des instruments sont ensuite insérées individuellement dans le stérilisateur à billes de verre pour 30 secondes à 2 minutes, selon leur taille et leur quantité, puis on les laisse refroidir. **Seule la portion de l'instrument ayant été insérée dans le stérilisateur à billes de verre est stérile : la poignée de l'instrument et, par conséquent, la main qui le tient ne sont donc pas stériles.** Chaque trousse chirurgicale ne devrait être utilisée que pour un seul groupe d'animaux – ou jusqu'à ce que les instruments deviennent trop souillés – avant d'être stérilisée de nouveau (autoclave, gaz ou irradiation gamma). Chaque comité de protection des animaux devrait définir, idéalement dans une PNF, quelle taille de groupe est appropriée selon le contexte.

4.2.5 Stérilisation à froid (vapeur de peroxyde d'hydrogène ou chimiostérilisant liquide)

La stérilisation plasma à peroxyde d'hydrogène est une méthode acceptable qui fonctionne en produisant des radicaux libres dans un champ de plasma, ce qui perturbe le métabolisme des micro-organismes. La stérilisation à froid convient aux matériaux qui ne tolèrent pas la température élevée et l'humidité, mais elle ne peut pas servir pour les matériaux poreux comme la gaze.

Les chimiostérilisants liquides, qui sont virocides, fongicides et bactéricides avec un temps d'exposition et une température conformes aux directives du fabricant, **ne devraient être utilisés que si aucune autre option n'est disponible**. Les instruments devraient être propres et secs avant l'immersion. Après une exposition assez longue, les instruments devraient être bien rincés avec une solution salée stérile ou de l'eau stérile pour éviter d'endommager les tissus du patient. **L'alcool permet la désinfection, et non la stérilisation, et ne doit pas être utilisé pour stériliser les instruments.**

4.2.6 Entreposage de l'équipement stérilisé

L'équipement stérilisé doit être rangé de façon à préserver l'intégrité de son emballage. La date de stérilisation doit être indiquée sur l'emballage. L'équipement stérile bien emballé devrait être utilisé selon le principe premier entré, premier sorti. La qualité de l'emballage, les conditions d'entreposage et de transport, et les manipulations effectuées sont des éléments qui augmentent les chances que l'emballage et son contenu ne restent pas stériles. Tous les emballages contenant des articles stériles devraient être inspectés avant l'utilisation pour s'assurer qu'ils sont intacts et secs; si ces conditions sont respectées, les articles peuvent être utilisés (CDC, 2008). Si l'emballage est mouillé, déchiré ou endommagé, ou s'il est tombé sur le sol, on ne doit pas utiliser les instruments; on doit les nettoyer, les emballer et les stériliser de nouveau.

4.3 PRÉPARATION PRÉOPÉRATOIRE

Le chirurgien devrait planifier soigneusement l'intervention chirurgicale avant de la commencer. L'expérience démontre que les PNF et les listes de vérification sont très utiles à cette fin. Ce processus devrait assurer que tout le matériel, l'équipement et le personnel requis sont disponibles avant le début de l'intervention chirurgicale.

Si possible, l'intervention ne devrait pas être effectuée par un chirurgien seul. Il est très difficile pour une seule personne d'effectuer une intervention chirurgicale tout en maintenant un environnement stérile et en surveillant adéquatement l'animal anesthésié. Il convient d'envisager sérieusement d'optimiser les ressources humaines disponibles (p. ex. techniciens en recherche et en santé animale, étudiants des cycles supérieurs, boursiers postdoctoraux); en collaborant, ceux-ci peuvent effectuer davantage d'interventions en moins de temps, avec de meilleurs résultats quant au bien-être des animaux (Pritchett-Corning et coll., 2011). Si le chirurgien effectue seul l'intervention, il doit s'assurer que la préparation préopératoire facilite le maintien de l'asepsie et l'anesthésie suffisante et adéquate de l'animal.

Idéalement, chaque intervention devrait se faire dans des conditions complètement stériles. Si ce n'est pas possible, le chirurgien peut utiliser la « technique des bouts stériles », soit de n'utiliser **que le bout stérile** des instruments pour manipuler le site opératoire (Hoogstraten-Miller et Brown, 2008). Les mains gantées non stériles ne devraient pas entrer en contact avec le site opératoire ou avec tout ce qui entrera en contact direct avec le site opératoire (p. ex. les sutures). Ainsi, le chirurgien peut manipuler des objets non stériles

(p. ex. l'appareil d'anesthésie, les lampes, l'animal) selon les besoins. Si l'on utilise un gaz anesthésiant, on doit s'assurer que le masque ne tombe pas accidentellement du visage de l'animal lorsqu'il est sous le drap. Chaque comité de protection des animaux devrait décider si l'intervention chirurgicale devrait être effectuée seule, et comment; la pratique exemplaire est de décrire le processus dans une PNF.

Les articles stériles comme les instruments, les gants, le matériel de suture, les lames de scalpel et les trousseaux devraient être déballés avant le lavage des mains et placés sur une surface stérile. Les gants d'examen servant à la manipulation des animaux et au travail en laboratoire ne sont pas les mêmes que les gants chirurgicaux stériles. Bien que ceux-ci devraient être utilisés pour toutes les interventions chirurgicales, des gants d'examen peuvent aussi être utilisés, pourvu que l'asepsie soit maintenue (p. ex. Hoogstraten-Miller et Brown, 2008). Les trousseaux de chirurgie doivent être ouverts de façon à prévenir la contamination des articles. Le choix du type et de la taille de matériel de suture et d'aiguilles devrait être fait à l'avance, selon le type d'intervention chirurgicale, les tissus précis et l'espèce d'animal; voir ci-dessous pour des renseignements sur la suture.

Le chirurgien et les assistants doivent porter une tenue de chirurgie ou un sarrau de laboratoire propre et laver leurs mains, avec du savon antibactérien ou du gel à base d'alcool, immédiatement avant l'intervention (Gaspar et coll., 2018; OMS, 2009). Ils doivent aussi porter des gants; de l'équipement de protection individuelle supplémentaire pourrait être nécessaire selon le contexte de l'intervention (Villano et coll., 2017). **Une fois les préparations ci-dessus terminées, l'asepsie sert à éviter que le chirurgien, les assistants, les instruments, les dispositifs implantables, l'équipement et le site opératoire soient contaminés.** Le chirurgien et les assistants ne doivent toucher que le site opératoire et les instruments préalablement stérilisés jusqu'à ce que l'incision soit refermée (éviter de toucher ou de manipuler tout ce qui n'a pas été stérilisé). En cas de bris de la technique stérile, on devrait la rétablir en mettant de nouveaux gants stériles et en utilisant de nouveaux instruments chirurgicaux stériles. Si ce n'est pas possible, la procédure suivante est acceptable : le chirurgien doit vaporiser du désinfectant sur ses mains et devrait stériliser le bout des instruments contaminés (stériliser avec un stérilisateur à billes de verre pour au moins 30 secondes et laisser refroidir; voir la « section 4.2.4 : Stérilisateur à billes de verre ou stérilisation par chaleur sèche » avant de le réutiliser.

Si l'animal développe une infection après l'intervention, on doit examiner les pratiques de chirurgie pour déceler tout bris de la technique stérile.

4.4 PRÉPARATION DU SITE OPÉRATOIRE

La préparation générale de l'animal avant l'anesthésie a déjà été couverte (voir la section 3.1, « Préparation à l'anesthésie »), tout comme les exigences pour les installations chirurgicales (voir la section 4.1, « Installations et unités d'intervention chirurgicale »). La présente section portera donc sur la préparation adéquate du site opératoire.

La préparation adéquate du site opératoire comporte plusieurs étapes. Le site de l'incision devrait être bien défini, et la fourrure ou les plumes devraient être retirées d'une aire plus grande que celle de l'incision prévue. Pour éviter de contaminer le lieu de l'intervention, la fourrure ou les plumes devraient être retirées à un autre endroit que celui servant à effectuer l'intervention (pas sur la table chirurgicale). On devrait aspirer ou essuyer doucement les débris pour éviter de contaminer l'incision.

Une fois le site libre de fourrure ou de plumes, la préparation chirurgicale de la peau peut commencer (p. ex. Del Valle et coll., 2018). La préparation de la peau devrait être adaptée à l'animal et à l'intervention. En général, on devrait frotter doucement le site avec un savon chirurgical, du centre vers le périmètre. Après un temps de contact approprié, la mousse de savon devrait être éliminée en essuyant la peau à plusieurs

reprises avec de la gaze propre imbibée de la solution appropriée, à partir du centre, tel que décrit ci-dessus. Une solution antiseptique en alternance avec de l'alcool, une solution salée stérile ou de l'eau stérile est une combinaison couramment utilisée avec laquelle il faut essuyer la peau trois fois avec chaque produit, en alternance. Il existe des produits qui combinent la solution avec de l'alcool ; avec ce type de solution, on n'effectue que trois essuyages au total de la zone nettoyée. Pour les interventions comme un implant vasculaire ou articulaire, où un corps étranger est implanté dans l'animal, on pourrait avoir à prendre des mesures additionnelles pour assurer l'asepsie, comme l'utilisation de gaze stérilisée issue d'un contenant stérile pour l'essuyage ou le port de gants stériles pour la préparation finale de la peau. On devrait suivre les directives du fabricant de la solution antiseptique et utiliser le même produit tout au long de l'intervention (c.-à-d. ne pas passer de la chlorhexidine à l'iode lors de la préparation).

La préparation chirurgicale est légèrement différente pour les poissons et les amphibiens. Ces animaux devraient être manipulés le moins possible pour éviter de perturber la couche muqueuse protectrice sur la peau. Le site de l'incision devrait être nettoyé avec une solution salée stérile ou de l'iode; on ne devrait pas utiliser de chlorhexidine (Philips et coll., 2015). Chez les poissons, on devrait éviter de retirer des écailles. S'il est nécessaire de le faire, seule la quantité minimale ne devrait être enlevée. Pour obtenir des conseils supplémentaires, surtout pour les espèces non mammifères, consultez les lignes directrices du CCPA pour les types d'animaux.

Après la préparation de la peau, le site de l'incision doit être recouvert avec un drap stérile assez grand pour éviter que le matériel de suture entre en contact avec tout autre objet, y compris la surface de la table chirurgicale. Idéalement, le drap devrait être deux fois plus large et plus long que le site opératoire. Du papier crêpé chirurgical stérile, un drap chirurgical en plastique stérile ou un drap avec ouverture sont acceptables pour les mammifères et les oiseaux. Une pellicule de plastique pour aliments est une option de rechange stérile et abordable permettant de voir tout l'animal pendant l'intervention (Emmer et coll., 2019). Une pellicule de plastique pour aliments devrait être utilisée chez les poissons et les amphibiens, car elle n'endommage pas la couche muqueuse. Le centre du drap couvrant le site de l'incision devrait être découpé (c.-à-d. créer une fenêtre) pour permettre de voir et d'atteindre le site de l'incision.

4.5 TECHNIQUE CHIRURGICALE

En général, ceux qui effectuent une intervention sur un animal devraient toujours respecter les principes chirurgicaux de Halsted (Fossum, 2019) :

- **manipulation délicate des tissus** – un minimum de trauma réduit l'inflammation, améliore la guérison et prévient la tension excessive, la torsion et les problèmes circulatoires;
- **hémostase méticuleuse** – essentielle pour éviter un saignement ou une hémorragie potentiellement mortelle, elle permet aussi de bien voir les tissus pendant l'intervention;
- **préservation de l'irrigation sanguine** – une irrigation sanguine compromise ralentit la guérison et risque de causer de la nécrose tissulaire;
- **asepsie stricte** – la contamination et l'infection de l'incision chirurgicale prolongent la guérison, nécessitent souvent un traitement antibiotique supplémentaire et peuvent causer de l'inconfort ou de la douleur à l'animal et, dans certains cas, l'euthanasie pourrait être nécessaire;
- **tension minimale sur les tissus** – l'application d'une tension trop forte sur le périmètre de l'incision peut causer de l'inconfort et une nécrose. Les sutures peuvent couper la circulation et causer une déhiscence partielle ou complète; cela se produit lorsque la pression sur la peau dans la suture est trop grande pour permettre l'irrigation sanguine;

- **apposition précise des tissus** – réunir les bons tissus avec précision favorise la guérison de la plaie;
- **élimination de l'espace mort** – prévenir l'accumulation de fluides dans l'espace mort améliore la guérison en permettant aux cellules réparatrices de se rendre à la plaie; les fluides empêchent aussi l'adhésion des lambeaux ou greffons au lit de la plaie.

4.6 PLUSIEURS INTERVENTIONS CHIRURGICALES EN UNE SEULE SÉANCE

Parfois, plusieurs animaux subissent une intervention lors d'une seule séance et seulement une trousse de chirurgie stérile est utilisée. Dans cette situation, on doit prendre soin de ne pas contaminer les animaux entre eux. Idéalement, les gants devraient être changés après la manipulation de chaque animal et une nouvelle trousse utilisée pour chaque intervention. Si ce n'est pas possible, les gants doivent être désinfectés, un stérilisateur à billes de verre doit être utilisé pour stériliser le bout des instruments chirurgicaux entre chaque utilisation d'un animal (voir la section 4.2.4, « Stérilisateur à billes de verre ou stérilisation par chaleur sèche »). **Seul le bout des instruments est stérilisé.** Avant d'insérer les instruments dans le stérilisateur à billes de verre, on devrait les nettoyer pour retirer les débris organiques, puis les sécher. On doit prendre soin de ne pas toucher les tissus avec des instruments chauds, la poignée des instruments ou d'autres parties non stériles. Puisque la poignée des instruments non stériles est tenue avec des mains gantées, on devrait aussi éviter de toucher les tissus de l'animal avec les doigts. Chaque trousse de chirurgie ne devrait être utilisée que pour un seul groupe d'animaux – ou jusqu'à ce que les instruments deviennent trop souillés – avant d'être stérilisée complètement à nouveau (autoclave, gaz ou irradiation gamma). Chaque comité de protection des animaux devrait déterminer, idéalement dans une PNF, quelle elle la taille de groupe appropriée.

4.7 INTERVENTION SUR LES ANIMAUX IMMUNODÉPRIMÉS

Les interventions sur les animaux immunodéprimés ou traités avec des agents dangereux devraient être effectuées dans une enceinte de biosécurité. Cependant, l'utilisation de ces enceintes ne devrait pas empêcher l'utilisation d'instruments essentiels au bon déroulement de l'intervention (p. ex. microscope opératoire). Si l'utilisation d'une enceinte de biosécurité est impossible, des précautions additionnelles devraient être prises pour assurer la stérilité et l'asepsie complètes.

4.8 SURVEILLANCE ET SOINS INFIRMIERS PENDANT L'INTERVENTION CHIRURGICALE

Une surveillance vigilante pendant l'intervention chirurgicale est essentielle à sa réussite. En plus de surveiller l'anesthésie (voir la section 3.8, « Surveillance des animaux »), on devrait porter attention aux autres éléments de l'expérience chirurgicale de l'animal pour assurer une récupération rapide et complète avec un effet minimal sur le bien-être. Les mesures de protection suivantes devraient donc être en place :

- **position du corps** – l'animal doit être positionné de façon à ne pas restreindre accidentellement la respiration ou l'irrigation sanguine régionale pendant l'intervention, ce qui peut se produire si son cou est très plié ou si des objets sont placés sur son thorax. Si un animal doit être immobilisé pendant l'intervention, on devrait le faire soigneusement pour s'assurer qu'il n'y a aucune restriction de la respiration ou de l'irrigation sanguine et que les réflexes peuvent être vérifiés facilement. De plus, si possible, l'animal devrait être dans une position permettant de prévenir l'aspiration;

- **protection oculaire** – les animaux anesthésiés ne peuvent pas cligner des yeux, mais leurs yeux restent ouverts pendant l'intervention; une pommade ophtalmique non antibiotique doit donc être appliquée sur les yeux pour éviter la sécheresse et les lésions à la cornée. On doit veiller à ne pas égratigner la cornée avec les draps ou d'autre équipement;
- **coussin** – l'animal doit reposer sur une surface douce coussinée pendant l'intervention pour éviter les ulcères de décubitus; l'épaisseur du coussin dépend du poids et de la taille de l'animal; les poissons devraient reposer sur une éponge mouillée;
- **maintien de la température** – pour toutes les interventions d'une durée de plus de quelques minutes, la température de l'animal doit être maintenue; une température ambiante stable devrait être maintenue pour les espèces ectothermes, et une source de chaleur fournie aux espèces endothermes (p. ex. couverture à circulation d'eau chaude, bouillotte, surface chauffée, couverture chauffante); on doit éviter de surchauffer l'animal, qui ne peut s'éloigner de la source de chaleur lorsqu'il est inconscient; les lampes chauffantes ne sont pas recommandées pour cette raison; une couverture chauffante à contrôle par rétroaction peut aider à prévenir la surchauffe; l'utilisation de coussins chauffants électriques devrait être découragée; ceux-ci ne doivent jamais être placés directement sur ou sous un animal inconscient, comme il est possible qu'ils causent des brûlures;
- **fluidothérapie** – tel que mentionné à la section 3.7, « Fluidothérapie », l'administration de fluides lorsqu'elle est possible est généralement une bonne pratique pendant une intervention chirurgicale; le régime de fluides précis devrait être adapté à l'animal et à l'intervention; dans certains cas (p. ex. couramment chez les rongeurs), les fluides ne sont pas administrés pendant l'intervention, mais avant ou après (il peut être bon d'habituer préalablement les animaux à des substances comme les solutions d'électrolytes orales ou les substituts de repas à haute valeur énergétique, si ceux-ci sont utilisés pour faciliter la récupération); la peau des poissons et des amphibiens devrait être gardée humide avec une solution salée stérile pendant toute l'intervention; de l'eau provenant de leur aquarium est aussi acceptable, pourvu qu'elle ne vienne pas en contact direct avec la plaie;
- **analgésie** – on devrait administrer un analgésique approprié pour traiter la douleur de l'animal avant qu'il reprenne connaissance.

4.9 SUTURES

Il est très important de choisir et d'utiliser du matériel de suture approprié afin d'assurer la bonne fermeture et une bonne guérison de la plaie. Le matériel de suture est un corps étranger et un substrat pour la croissance de bactéries, une nouvelle trousse de matériel de suture devrait être utilisée pour chaque animal en raison du risque de contamination et d'infection. Toutefois, si cela n'est pas possible, des trousses stériles de matériel de suture peuvent être utilisées pour plus d'un animal si le matériel pour chaque animal est stérile à son utilisation. **En fermant l'incision, on doit être extrêmement prudent afin de s'assurer que le matériel de suture n'entre pas en contact avec une surface non stérile.** Chaque comité de protection des animaux devrait décider comment gérer le matériel de suture, et la pratique exemplaire est de décrire la procédure dans une PNE.

Le matériel sélectionné devrait avoir une taille et une résistance à la traction appropriées, avec une absorption (s'il s'agit de sutures résorbables) et des caractéristiques de manipulation adaptées à l'espèce d'animal, à l'intervention et à l'emplacement de l'incision (Kladakis, 2014). Toutefois, l'utilisation d'un fil monofilament est préférable à l'utilisation d'un fil multifilament tressé. Les sutures peuvent être résorbables ou non; la meilleure option dépend des tissus à suturer et de la longueur du soutien.

L'utilisation de matériel de suture commercial avec aiguille sertie (attachée) dans un emballage stérile est idéale pour les interventions chirurgicales courantes. Les aiguilles tranchantes ou à tranchant inversé ont des bords coupants qui conviennent mieux aux sutures de la peau. Les aiguilles non tranchantes, effilées et rondes sont couramment utilisées pour les sutures de tissus se déchirant facilement, comme le péritoine, les muscles ou les intestins (Kladakis, 2014).

Une bonne fermeture de l'incision est essentielle pour éviter l'ouverture et l'infection. Les sutures peuvent être faites avec la technique choisie par le chirurgien expérimenté, selon le contexte, en prenant en compte que la technique peut avoir un effet sur le résultat de l'intervention (p. ex. Zellner et coll., 2016; Radad et El-Shazly, 2007). Selon les principes présentés dans la section 4.5, « Technique chirurgicale », on devrait utiliser des agrafes pour fermer une incision seulement s'il n'y a aucune autre option. Pour les interventions dans la cavité abdominale, la technique de suture devrait se concentrer sur l'apposition correcte des tissus et l'élimination de l'espace mort. Le chirurgien devrait choisir la meilleure approche pour atteindre ces objectifs dans chaque situation et devrait toujours envisager de recourir aux conseils experts du vétérinaire.

Une incision se scelle habituellement en 48 à 72 heures (Hanks et Spodnick, 2005). Pendant ce temps, elle devrait être protégée des sources d'infection, comme la salive (lorsque l'animal se lèche) ou l'arrosage de l'environnement. Les agrafes et les sutures doivent être retirées une fois la plaie guérie, habituellement après 7 à 14 jours, selon l'espèce, sauf dans des circonstances exceptionnelles où l'effet sur le bien-être serait plus important si l'on retirait les sutures que si on les laissait en place.

4.10 REGISTRES

L'auteur du protocole doit tenir un registre détaillé des interventions chirurgicales de chaque animal et le rendre accessible au vétérinaire, au comité de protection des animaux et à toute autre personne, selon le besoin. La documentation devrait être conservée avec les animaux, au moins jusqu'à leur récupération. S'il y a lieu, il devrait y avoir une indication des interventions effectuées et du moment des interventions sur la fiche de la cage ou dans le registre de la salle pour faciliter la surveillance efficace des animaux.

4.11 RÉCUPÉRATION POST-CHIRURGICALE

Principe directeur 12

Une analgésie appropriée doit être administrée dans le cadre des soins postopératoires (options non pharmacologiques et pharmacologiques).

Des facteurs importants sur la récupération immédiatement après l'anesthésie sont présentés plus haut dans le présent document (voir la section 3.10, « Récupération »). La présente section porte sur les lignes directrices de récupération après l'intervention.

On doit surveiller et soigner régulièrement la plaie jusqu'à sa guérison. Une évaluation de la douleur devrait aussi être effectuée dans la période suivant l'intervention, idéalement à l'aide d'un tableau ou d'une fiche d'évaluation propres à l'espèce (voir aussi les [Lignes directrices du CCPA : les soins et la gestion des animaux en science](#) (CCPA, 2017)). On ne devrait pas faire l'utilisation systématique d'antibiotiques, et le choix des antibiotiques utilisés devrait être fondé sur les conseils du vétérinaire et sur le type et l'emplacement de l'intervention.

Des soins postopératoires supplémentaires à long terme pourraient être nécessaires, selon la nature et les résultats de l'intervention chirurgicale, notamment une alimentation spécialisée (eau et nourriture), l'administration quotidienne de médicaments, de la physiothérapie ou un autre traitement spécialisé.

Toute activité scientifique subséquente prévue ne devrait pas être effectuée si l'animal a des complications non résolues entraînées par l'intervention. Si une intervention chirurgicale est utilisée pour la provocation ou la modélisation d'une maladie, l'animal doit quand même être évalué et jugé être en assez bon état pour poursuivre les activités scientifiques. D'ailleurs, des précautions sous la forme de points d'intervention éthique doivent toujours être en place (*Lignes directrices du CCPA : la détermination de points limites scientifiques, de points d'intervention éthique, et de points limites cumulatifs* (CCPA, 2022)).

Si possible, la pratique exemplaire est de laisser l'animal se remettre complètement de l'intervention chirurgicale, y compris une guérison complète des tissus, avant de recueillir des données. Par exemple, les animaux pourraient prendre de 2 à 8 semaines pour revenir à leur état de référence après l'implantation d'un dispositif de télémétrie, selon l'espèce et l'individu (p. ex. Baumans et coll., 2001; Cools et coll., 2011). Permettre aux animaux de se rétablir complètement est une précaution pour leur bien-être et permet d'obtenir des données exactes.

RÉFÉRENCES

De plus amples informations sur les documents en cours de préparation sont disponibles dans [la section « Normes en préparation » du site web du CCPA](#).

- Academy of Surgical Research – ASR (sans date) [Academy of Surgical Research Website](#) [page Web]. ASR (consulté le 2025-03-17).
- Ackerman P.A., Morgan J.D. et Iwama G.K. (2005) *Anesthetics*. Publié à titre de ressources pour les *Lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des poissons en recherche, en enseignement et dans les tests*. Ottawa ON: CCPA (consulté le 2025-03-17).
- Alvillar B., Boscan P., Mama K., Ferriera T., Congdon J. et Twedt D. (2012) Effect of epidural and intravenous use of the neurokinin-1 (NK-1) receptor antagonist maropitant on the sevoflurane minimum alveolar concentration (MAC) in dogs. *Veterinary Anesthesia and Analgesia* 39:201-205.
- Anil S., Anil L. et Deen J. (2002) Challenges of pain assessment in domestic animals. *American Veterinary Medical Association* 220:313-319.
- American Association for Laboratory Animal Science – AALAS (2019) Importance of Pain and Pain Management in Rodents. *Comparative Medicine* 69(6).
- Backonja M. (2003) Defining neuropathic pain. *Anesthesia & Analgesia* 97:785-790.
- Baptista-de-Souza D., Nunciato A., Pereira B., Fachinni G., Zaniboni C. and Canto-de-Souza A. (2015) Mice undergoing neuropathic pain induce anxiogenic-like effects and hypernociception in cagemates. *Behavioural Pharmacology* 7:664-672.
- Baral P., Udit S. et Chiu I. (2019) Pain and immunity: implications for host defence. *Nature Reviews Immunology* 19:433-447.
- Barcelon E., Cho W., Jun S. et Lee S. (2019) Brain microglial activation in chronic pain-associated affective disorder. *Frontiers in Neuroscience* 13:213.
- Baumans V., Bouwknecht J., Boere H., Kramer K., van Lith H., van de Weerd H. et van Herck H. (2001) Intra-abdominal transmitter implantation in mice: effects on behaviour and body weight. *Animal Welfare* 10:291-302.
- Bertolus J., Nemeth G., Makowska I. et Weary D. (2015) Rat aversion to sevoflurane and isoflurane. *Applied Animal Behaviour Science* 164:73-80.
- Buelke-Sam J., Holson J., Bazare J. et Young J. (1978) Comparative stability of physiological parameters during sustained anesthesia in rats. *Laboratory Animal Science* 28:157-162.
- Burian M. et Geisslinger G. (2005) COX-dependent mechanisms involved in the antinociceptive action of NSAIDs at central and peripheral sites. *Pharmacology & Therapeutics* 107:139-154.
- Butler Z., Gamba D., Morris S., Zahratka J. et Lehmer E. (2017) Novel use of a rapidly reversible field anesthetic in small game mammals using yellow-bellied marmots (*Marmota flaviventris*) as a model organism. *BIOS* 88:135-143.

- Centers for Disease Control and Prevention – CDC (2008) [Sterilizing practices – guideline for disinfection and sterilization in healthcare facilities](#). (consulté le 2025-03-17).
- Cervero F. and Laird M. (1999) Visceral pain. *The Lancet* 353:2145-2148.
- Chatigny F., Kamunde C., Creighton C. et Stevens D. (2017) Uses and doses of local anesthetics in fish, amphibians, and reptiles. *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science* 56:244-253.
- Chawla P. et Kochar M. (1999) Effect of pain and nonsteroidal analgesics on blood pressure. *WMJ: Official Publication of the State Medical Society of Wisconsin* 98:22-25.
- Chen K., Wang C-Q., Fan Y-Q., Xie Y-S., Yin Z-F., Xu Z-J., Zhang H-L., Cao J-T., Han Z-H., Wang Y. et Song D-Q. (2014) The evaluation of rapid cooling as an anesthetic method for the zebrafish. *Zebrafish* 11: 71-75.
- Chi T. et Hay Kraus B. (2020) The effect of intravenous maropitant on blood pressure in healthy awake and anesthetized dogs. *PLOS One* 15:e0299736.
- Clevenger R., Bernal J., Talcott M., Gleason T., Rindfield T. et Hoyt R. (2018) Surgery. In: *Management and Care of Animal Care and Use Programs in Research, Education, and Testing*, 2^e édition. Boca Raton FL: CRC Press.
- Conseil canadien de protection des animaux – CCPA (2008) [Politique du CCPA sur : les cadres responsables des programmes de soin et d'utilisation des animaux](#). Ottawa ON: CCPA (consulté le 2025-03-17).
- Conseil canadien de protection des animaux – CCPA (2009) [Lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des animaux de ferme en recherche, en enseignement et dans les tests](#). Ottawa ON: CCPA (consulté le 2025-03-17).
- Conseil canadien de protection des animaux – CCPA (2015) [Lignes directrices du CCPA sur : la formation du personnel qui travaille avec des animaux en science](#). Ottawa ON: CCPA (consulté le 2025-03-17).
- Conseil canadien de protection des animaux – CCPA (2017) [Lignes directrices du CCPA : les soins et la gestion des animaux en science](#). Ottawa ON: CCPA (consulté le 2025-03-17).
- Conseil canadien de protection des animaux – CCPA (2020) [Critères pour déterminer si un protocole d'utilisation est requis : Addenda à la politique du CCPA sur le mandat des comités de protection des animaux](#). Ottawa ON: CCPA (consulté le 2025-03-17).
- Conseil canadien de protection des animaux – CCPA (2021) [Lignes directrices du CCPA : l'évaluation du bien-être animal](#). Ottawa ON: CCPA (consulté le 2025-03-17).
- Conseil canadien de protection des animaux – CCPA (2022) [Lignes directrices du CCPA : la détermination des points limites scientifiques, de points d'intervention éthique, et de points limites cumulatifs](#). Ottawa ON: CCPA (consulté le 2025-03-17).
- Conseil canadien de protection des animaux – CCPA (2023) [Lignes directrices du CCPA : les animaux sauvages](#). Ottawa ON: CCPA (consulté le 2025-03-17).
- Conseil canadien de protection des animaux – CCPA (2024) [Lignes directrices du CCPA : les animaleries](#). Ottawa ON: CCPA (consulté le 2025-03-17).
- Cools F., Janssens S., Vanlommel A., Teisman A., Towart R. et Gallacher D. (2011) ECG arrhythmias in non-implanted vs. telemetry-implanted dogs: need for screening before and sufficient recovery time after implantation. *Journal of Pharmacological and Toxicological Methods* 64:60-67.

- Cupples W., Veress A. et Sonnenberg H. (1982) Lack of effect of barbiturate and ketamine anesthesia on renal blood flow in chronically instrumented rats prepared for micropuncture. *Canadian Journal of Physiology and Pharmacology* 60:204-207.
- Davis M., Mylniczenko N., Storms T., Raymond F. et Dunn J. (2006) Evaluation of intramuscular ketoprofen and butorphanol as analgesics in chain dogfish (*Scyliorhinus retifer*). *Zoo Biology* 25:491-500.
- Del Valle J., Fisk E., Noland E., Pak D., Zhang J., Crim M., Lawrence F. et Hankenson F. (2018) Comparison of aqueous and alcohol-based agents for presurgical skin preparation methods in mice. *Journal of the American Association for Laboratory Science* 57:401-414.
- Deuis J., Dvorakova L. et Vetter I. (2017) Methods used to evaluate pain behaviours in rodents. *Frontiers in Molecular Neuroscience* 10:284.
- Detillion C., Craft T., Glasper E., Prendergast B. et DeVries A. (2004) Social facilitation of wound healing. *Psychoneuroendocrinology* 29:1004-1011.
- Devlin-Hegedus J., McGain E., Harris R. et Sherman J. (2022) Action guidance for addressing pollution from inhalational anaesthetics. *Anaesthesia* 77:1023-1029.
- Dyson, M., Jirkof P., Lofgren J., Nunamaker E., et Pang D. (Eds.) (2023). *Anesthesia and Analgesia in Laboratory Animals*, 3^e édition. Elsevier.
- Emmer K., Celeste N., Bidot W., Perret-Gentil M. et Malbrue R. (2019) Evaluation of the sterility of press'n seal cling film for use in rodent surgery. *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science* 58:235-239.
- Epstein M., Rodan I., Griffenhagen G., Kadrlík J., Petty M., Robertson S. et Simpson W. (2015) 2015 AAHA/AAFP pain management guidelines for dogs and cats. *Journal of the American Animal Hospital Association* 51:67-84.
- Fernandes, I., Bastos Y., Barreto D., Lourenço L. et Penha J. (2017) The efficacy of clove oil as an anesthetic and in euthanasia procedure for small-sized tropical fishes. *Brazilian Journal of Biology* 77:444-450.
- Figley C. et Roop R. (2006) *Compassion fatigue in the animal-care community*. Washington DC: Humane Society Press.
- Flecknell, P. (2016) *Laboratory animal anesthesia*. Oxford UK: Academic Press.
- Flecknell, P. (2018) Rodent analgesia: Assessment and therapeutics. *Veterinary Journal* 232:70-77.
- Flecknell P., Lofgren J., Dyson M., Marini R., Swindle M. et Wilson R. (2015) Preanesthesia, Anesthesia, Analgesia, and Euthanasia. In: *Laboratory Animal Medicine*, 3^e édition. San Diego CA: Elsevier.
- Foley P., Kendall L. et Turner P. (2019) Clinical management of pain in rodents. *Comparative Medicine* 69:468-489.
- Fossum T. (2019) *Small animal surgery*. Elsevier Canada.
- Friendship R., Melnichouk S. et Dewey C. (2000) The use of omeprazole to alleviate stomach ulcers in swine during periods of feed withdrawal. *Canadian Veterinary Journal* 41:925-928.
- Fry L., Neary S., Sharrock J. et Rychel J. (2014) Acupuncture for analgesia in veterinary medicine. *Topics in Companion Animal Medicine* 29:35-42.

- Gaspar G., Meneguetti M., Lopes A., Santos R., Araújo T., Nassiff A., Ferreira L., Eulalia M., Dallora L., Canini S. et Bellissimo-Rodrigues F. (2018) Alcohol-based surgical hand preparation: translating scientific evidence into clinical practice. *Antimicrobial Resistance and Infection Control* 7:80.
- Gaynor J., Hagberg S. et Gurfein B. (2018) Veterinary applications of pulsed electromagnetic field therapy. *Research in Veterinary Science* 119:1-8.
- Giannico A., Lima L., Lange R., Froes T. et Montiani-Ferreira F. (2014) Proven cardiac changes during death-feigning (tonic immobility) in rabbits (*Oryctolagus cuniculus*). *Journal of Comparative Physiology A* 200:305-310.
- Gentle M. (2001) Attentional shifts alter pain perception in the chicken. *Animal Welfare* 10:187-194.
- Grandin T. et Shivley C. (2015) How farm animals react and perceive stressful situations such as handling, restraint, and transport. *Animals* 5:1233-1251.
- Grichnik K. et Ferrante F. (1991) The difference between acute and chronic pain. *The Mount Sinai Journal of Medicine* 58:217-220.
- Gullian M. et Villanueva J. (2009) Efficacy of tricaine methanesulphonate and clove oil as anaesthetics for juvenile coibia *Rachycentron canadum*. *Aquaculture Research* 40: 852-860.
- Gupta A., Kaur K., Sharma S., Goyal S., Arora S. et Murthy R. (2010) Clinical aspects of acute post-operative pain management and its assessment. *Journal of Advanced Pharmaceutical Technology & Research* 1:97-108.
- Grubb T., Sager J., Gaynor J., Montgomery E., Parker J., Shafford H. et Tearney C. (2020) AAHA Anesthesia and Monitoring Guidelines for Dogs and Cats. *Journal of the American Animal Hospital Association* 56:59-82.
- Guo R., Zhou Y., Long H., Shan D., Wen J., Hu H., Yang H., Wu Z. et Lai W. (2019) Transient receptor potential Vanilloid 1-based gene therapy alleviates orthodontic pain in rats. *International Journal of Oral Science* 11:11.
- Hanks J. et Spodnick G. (2005) Wound healing in the veterinary rehabilitation patient. *Veterinary Clinics Small Animal Practice* 32:1453-1471.
- Hao S., Mata M., Glorioso J. et Fink D. (2006) HSV-mediated expression of interleukin-4 in dorsal root ganglion neurons reduces neuropathic pain. *Molecular Pain* 2:6.
- Hasking S. (2015) Monitoring anesthetized patients. In: *Veterinary Anesthesia and Analgesia: The Fifth Edition of Lumb and Jones*. Hoboken NJ: Wiley-Blackwell.
- Hawkins P., Prescott M., Carbone L., Dennison N., Johnson C., Makowska I., Marquardt N., Readman G., Weary D. et Golledge H. (2016) A good death? Report of the second Newcastle meeting on laboratory animal euthanasia. *Animals* 6:50.
- Hoogstraten-Miller S. et Brown P. (2008) Techniques in aseptic rodent surgery. *Current Protocols in Immunology* 82:1.12.1-1.12.14.
- Hurley R. et Adams M. (2008) Sex, gender, and pain: an overview of a complex field. *Anesthesia & Analgesia* 107:309-317.
- Hurst J. et West R. (2010) Taming anxiety in laboratory mice. *Nature Methods* 7:825-826.

- Institute for Laboratory Animal Research – ILAR (2011) *The Guide for the Care and Use of Laboratory Animals: Eighth Edition*. National Academies Press, Washington, D.C. 247 pp.
- International Association for the Study of Pain – IASP (n.d.) [Terminology | International Association for the Study of Pain](#) [page Web]. IASP (consulté le 2025-03-17).
- Jaeschke H., Xie Y. et McGill M. (2014) Acetaminophen-induced liver injury: From animal models to humans. *Journal of Clinical and Translational Hepatology* 2: 153-161.
- Janus C. et Golde T. (2014) The effect of neonatal cryoanesthesia on physical development and adult cognitive function in mice. *Behavioural Brain Research* 259:253-260.
- Jevtovic-Todorovic V., Hartman R., Izumi Y., Benshoff N., Dikranian K., Zorumski C., Olney J. et Wozniak D. (2003) Early exposure to common anesthetic agents causes widespread neurodegeneration in the developing rat brain and persistent learning deficits. *The Journal of Neuroscience* 23:876-882.
- Jirkof P. (2015) Effects of experimental housing conditions on recovery of laboratory mice. *Lab Animal* 44:65-70.
- Jirkof P. (2017) Side effects of pain and analgesia in animal experimentation. *Lab Animal* 46:123-128.
- Kaka U., Rahman N., Abubakar A., Goh Y., Fakurazi S., Omar M. et Chen H. (2018) Pre-emptive multimodal analgesia with tramadol and ketamine-lidocaine infusion for suppression of central sensitization in a dog model of ovariohysterectomy. *Journal of Pain Research* 11:743-752.
- Kladakis S. (2014) Choosing sutures in small animal surgery. *Journal of Dairy, Veterinary & Animal Research* 1:00015.
- Klinck M., Monteiro B., Lussier B., Guillot M., Moreau M., Otis C., Steagall P., Frank D., Martel-Pelletier J., Pelletier J., del Castillo J. et Troncy E. (2018) Refinement of the Montreal Instrument for Cat Arthritis Testing, for use by veterinarians: Detection of naturally occurring osteoarthritis in laboratory cats. *Journal of Feline Medicine and Surgery* 20:728-740.
- Kona-Boun J-J., Cuvelliez S. et Troncy E. (2006) Evaluation of epidural administration of morphine and bupivacaine for postoperative analgesia after premedication with an opioid analgesic and orthopedic surgery in dogs. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 229:1103-1112.
- Kona-Boun J-J., Silim A. et Troncy E. (2005) Immunologic aspects of veterinary anesthesia and analgesia. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 226:355-363.
- Lagerspetz K. (1966) Postnatal development of thermoregulation in laboratory mice. *Helgoländer wissenschaftliche Meeresuntersuchungen* 14:559-571.
- Langford D., Crager S., Shehzad Z., Smith S., Sotocinal S., Levenstadt J., Chanda M., Levitin D. et Mogil J. (2006) Social modulation of pain as evidence for empathy in mice. *Science* 312:1967-1970.
- Laule G. (2010) Positive reinforcement training for laboratory animals. Dans: *The UFAW Handbook on the Care and Management of Laboratory and Other Research Animals*. Oxford UK: Wiley-Blackwell.
- Lee Y., Lu B., Bathon J., Haythornthwaite J., Smith M., Page G. et Edwards R. (2010) Pain sensitivity and pain reactivity in osteoarthritis. *Arthritis Care & Research* 63:320-327.

- Leite-Panissi C., Rodrigues C., Brentegani M. et Menescal-De-Oliveira L. (2001) Endogenous opiate analgesia induced by tonic immobility in guinea pigs. *Brazilian Journal of Medical and Biological Research* 34:245-250.
- Lemke K., Tranquilli W., Thurmon J., Benson G. et Olson W. (1995) Influence of cholinergic blockade on the development of epinephrine-induced ventricular arrhythmias in halothane- and isoflurane- anesthetized dogs. *American Journal of Veterinary Research* 54: 2132-2138.
- Li J-X. (2015) Pain and depression comorbidity: a preclinical perspective. *Behavioural Brain Research* 276:92-98.
- Lilley E., Armstrong R., Clark N., Gray P., Hawkins P., Mason K., Lopez-Salesansky N., Stark A., Jackson S., Thiemermann C. et Nandi M. (2015) Refinement of animal models of sepsis and septic shock. *Shock* 43:304-316.
- Lister K., Bouchard S., Markova T., Aternali A., Denecli P., Pimentel S., Majeed M., Austin J-S., de C. Williams A. et Mogil J. (2020) Chronic pain produces hypervigilance to predator odor in mice. *Current Biology* 30:R866-R867.
- Lorenz J. (2002) A practical guide to evaluating cardiovascular, renal, and pulmonary function in mice. *American Journal of Physiology. Regulatory, Integrative, and Comparative Physiology* 282:R1565-1582.
- Lorenzutti A., Martín-Flores M., Litterio N., Himelfarb M. et Zarazaga M. (2016) Evaluation of the antiemetic efficacy of maropitant in dogs medicated with morphine and acepromazine. *Veterinary Anesthesia and Analgesia* 43:195-198.
- Mathews K., Kronen P., Lascelles D., Nolan A., Robertson S., Steagall P., Wright B. et Yamashita K. (2014) Guidelines for the recognition, assessment, and treatment of pain. *Journal of Small Animal Practice* 55:E10-E68.
- Matthews M. et Varga Z. (2012) Anesthesia and euthanasia in zebrafish. *Laboratory Animal Research* 53:192-204.
- Maruyama H. et Williams G. (1988) Hepatotoxicity of chronic high dose administration of acetaminophen to mice. *Archives of Toxicology* 62:465-469.
- Mayer J. (2007) Use of behavior analysis to recognize pain in small mammals. *Lab Animal* 36:43-48.
- McBride E., Day S., McAdie T., Meredith A., Barley J., Hickman J. et Lawes L. (2006) Trancing rabbits: Relaxed hypnosis or a state of fear? In *Proceedings of the VDWE International Congress on Companion Animal Behaviour and Welfare*. Vlaamse Dierenartsenvereniging v.z.w. pp. 135-137.
- McConkey S., Grant D. et Cribb A. (2009) The role of para-aminophenol in acetaminophen-induced methemoglobinemia in dogs and cats. *Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics* 32:585-595.
- Mellor D., Cook C. et Stafford K. (2000) Quantifying some responses to pain as a stressor. Dans: *The Biology of Animal Stress – Basic Principles and Implications for Animal Welfare*. New York NY: CABI Publishing.
- Melzack R. et Casey K. (1968) Sensory, motivational, and central control determinates of pain: a new conceptual model. *The Skin Senses* 1:423-435.
- Mendes G., Brandão T. et Silva C. (2006) Ethylene oxide sterilization of medical devices: A review. *American Journal of Infection Control* 35:574-581.

- Miguez G., Laborda M. et Miller R. (2014) Classical conditioning and pain: conditioned analgesia and hyperalgesia. *Acta Psychologica* 145:10-20.
- Miller R.E., Miller R.J. et Malfait A-M. (2014) Osteoarthritis joint pain: The cytokine connection. *Cytokine* 70:185-193.
- Millis D. et Levine D. (2014) *Canine rehabilitation and physical therapy*. Elsevier Canada.
- Mitchener K. et Ogilvie G. (2002) Understanding compassion fatigue: Keys for the caring veterinary healthcare team. *Journal of the American Animal Hospital Association* 38:307-310.
- Moody C. et Weary D. (2014) Mouse aversion to isoflurane versus carbon dioxide gas. *Applied Animal Behaviour Science* 158:95-101.
- Mogil J. (2009) Animal models of pain: Progress and challenges. *Nature Reviews Neuroscience* 10:283-294.
- Montiero B., Otis C., del Castillo J., Nitulescu R., Brown K., Arendt-Nielsen L. et Troncy E. (2020) Quantitative sensory testing in feline osteoarthritic pain – a systematic review and meta-analysis. *Osteoarthritis and Cartilage* 28: 885-896.
- Mosley C., Edwards T., Romano L., Truchetti G., Dunbar L., Schiller T., Gibson T., Bruce C. et Troncy E. (2022) Proposed Canadian consensus guidelines on osteoarthritis treatment based on OA-COAST stages 1-4. *Frontiers in Veterinary Science* 9:8300098.
- Narishetty S., Galvan B., Coscarelli E., Aleo M., Fleck T., Humphrey W. et McCall R. (2009) Effect of refrigeration of the antiemetic Cerenia (maropitant) on pain on injection. *Veterinary Therapeutics* 10:93-102.
- National Institute for Occupational Safety and Health – NIOSH (2024) [About Anesthetic Gases and Reproductive Health](#) [page Web]. NIOSH (consulté le 2025-03-17).
- Norris M. et Turner W. (1983) An evaluation of tribromoethanol (TBE) as an anaesthetic agent in the Mongolian gerbil (*Meriones unguiculatus*). *Laboratory Animals* 17:324-329
- Pachtinger G. (2013) Monitoring of the Emergent Small Animal Patient. *Veterinary Clinics: Small Animal Practice* 43:705-720.
- Parent-Vachon M. et Vachon P. (2018) Environmental enrichment relieves chronic pain in rats following a spared nerve injury to induce neuropathic pain. A preliminary study. *Veterinary Medicine* 9:69-72.
- Park I-S. (2019) The anesthetic effects of clove oil and MS-222 on far eastern catfish, *Silurus asotus*. *Development & Reproduction* 23:183-191.
- Peterson N., Nunamaker E. et Turner P. (2017) To treat or not to treat: The effects of pain on experimental parameters. *Comparative Medicine*: 67(6):469-482.
- Pettifer G., Dyson D. et McDonell W. (1996) An evaluation of the influence of medetomidine hydrochloride and atipamezole hydrochloride on the arrhythmogenic dose of epinephrine in dogs during halothane anesthesia. *Canadian Journal of Veterinary Research* 60:1-6.
- Pham T., Hagman B., Codita A., Van Loo P., Strommer L. et Baumans V. (2010) Housing environment influences the need for pain relief during post-operative recovery in mice. *Physiology & Behavior* 663-668.
- Phifer C. et Terry L. (1986) Use of hypothermia for general anesthesia in preweanling rodents. *Physiology and Behavior* 38:887-890.

- Philips B., Crim M., Hankenson F., Steffen E., Klein P., Brice A. et Carty A. (2015) Evaluation of presurgical skin preparation agents in African clawed frogs (*Xenopus laevis*). *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science* 54:788-798.
- Plumb D. (2018) *Plumb's Veterinary Drug Handbook*, 9^e édition. Hoboken, NJ: Wiley Blackwell. 1456pp.
- Polston G. et Wallace M. (2017) Analgesic Agents in Rheumatic Disease. Dans: *Kelley and Firestein's Textbook of Rheumatology* (10th Ed.). (Firestein G.S., Budd R.C., Gabriel S.E., McInnes I.B. and O'Dell J.R., eds.). Chapitre 67, pp. 1075-1095. Philadelphia PA: Elsevier.
- Priborsky J. et Velisek J. (2018) A review of three commonly used fish anesthetics. *Reviews in Fisheries Science and Aquaculture* 26:417-442.
- Pritchett-Corning K., Luo Y., Mulder G. et White W. (2011) Principles of rodent surgery for the new surgeon. *Journal of Visualized Experiments* 47:2586.
- Pryor B. et Millis D. (2015) Therapeutic laser in veterinary medicine. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice* 45:45-56.
- Quimby J., Lake R., Hansen J., Lunghofer P. et Gustafson D. (2013) Oral, subcutaneous, and intravenous pharmacokinetics of ondansetron in healthy cats. *Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics* 37:348-353.
- Radad K. et El-Shazly M. (2007) Clinical and pathological assessment of different suture techniques for microvascular anastomosis in rat femoral artery. *Journal of Veterinary Science* 8:269-273.
- Rahimzadeh P. (2013) Gabapentinoids in pain setting. *Journal of Pain & Relief* 2:e114.
- Raja S., Carr D., Cohen M., Finnerup N., Flor H., Gibson S., Keefe F., Mogil J., Ringkamp M., Sluka K., Song X., Stevens B., Sullivan M., Tutelman P., Ushida T. et Vader K. (2020) The revised International Association of the Study of Pain definition of pain. *Pain* 161:1976-1982.
- Rankin D. (2015) Sedatives and Tranquilizers. Dans: *Veterinary Anesthesia and Analgesia: The Fifth Edition of Lumb and Jones*. Hoboken NJ: Wiley-Blackwell.
- Richardson C. et Flecknell P. (2005) Anesthesia and post-operative analgesia following experimental surgery in laboratory rodents: Are we making progress? *ATLA* 33:119-127.
- Richter H., Wollman E., Schmidt M., Zillman U., Hellweg R., Sprengel R. et Gass P. (2014) The effects of neonatal cryoanesthesia-induced hypothermia and adult emotional behaviour and stress markers in C57BL/6 mice. *Behavioural Brain Research* 270:300-306.
- Robinson N. (2009) Complementary and alternative for pain management in veterinary patients. Dans: *Handbook of veterinary pain management*. St. Louis MO: Mosby.
- Ruscheweyh R. et Sandkühler J. (2005) Opioids and central sensitisation: II. Induction and reversal of hyperalgesia. *European Journal of Pain* 9:149-152.
- Salomons T., Johnstone T., Backonja M. et Davidson R. (2004) Perceived controllability modulates the neural response to pain. *The Journal of Neuroscience* 24:7199-7203.
- Samoy Y., Van Ryssen B. et Saunders J. (2016) Physiotherapy in small animal medicine. *Fysiotherapie bij kleine huisdieren Vlaams Diergeneeskundig Tijdschrift* 85:323-334.

- Schaap M., van Oostrom H., Doornenbal A., Baars A., Arndt S. et Hellebrekers L. (2013) Predictability of painful stimulation modulates the somatosensory-evoked potential in the rat. *PLOS ONE* e61487.
- Schroeder P. et Sneddon L. (2017) Exploring the efficacy of immersion analgesics in zebrafish using an integrative approach. *Applied Animal Behaviour Science* 187:93-102.
- Severs W., Keil L., Klase P. et Deen K. (1981) Urethane anesthesia in rats. *Pharmacology* 22:209-226.
- Shaw K., Rausch-Derra L. et Rhodes L. (2015) Grapiprant: an EP4 prostaglandin receptor antagonist and novel therapy for pain and inflammation. *Veterinary Medicine and Science* 21:3-9.
- Shearer J., Stock M., Van Amstel S. et Coetzee J. (2013) Assessment and management of pain associated with lameness in cattle. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice* 29:135-156.
- Shearer T. (2009) Hospice and palliative care. Dans: *Handbook of veterinary pain management*. St. Louis MO: Mosby.
- Shubayev V., Kato K. et Myers R. (2010) Cytokines in pain. Dans: *Translational Pain Research: From Mouse to Man*. Boca Raton FL: CRC Press/Taylor & Francis.
- Siegal-Willott J., Citino S., Wade S., Elder L., Hayek L. et Lance W. (2009) Butorphanol, azaperone, and medetomidine anesthesia in free-ranging white-tailed deer (*Odocoileus virginianus*) using radiotransmitter darts. *Journal of Wildlife Diseases* 45:468-480.
- Simon B., Scallan E. et Steagall P. (2017) The lack of analgesic use (oligoanalgesia) in small animal practice. *Journal of Small Animal Practice* 58:543-554.
- Sinclair M. (2003) A review of the physiological effects of alpha-2-agonists related to the clinical use of medetomidine in small animal practice. *Canadian Veterinary Journal* 44: 885-897
- Sivarao D., Langdon S., Bernard C. et Lodge N. (2007) Colorectal distension-induced pseudoaffective changes as indices of nociception in the anesthetized female rat: Morphine and strain effects on visceral sensitivity. *Journal of Pharmacological and Toxicological Methods* 56:43-50.
- Sladky K., Miletic V., Paul-Murphy J., Kinney M., Dallwig R. et Johnson S. (2007) Analgesic efficacy and respiratory effects of butorphanol and morphine in turtles. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 230:1356-1362.
- Smith M., Hostetler C., Heinricher M. et Ryabinin A. (2016) Social transfer of pain in mice. *Science Advances* 2:e1600855.
- Snutch T. et Zamponi G. (2018) Recent advances in the development of T-type calcium channel blockers for pain intervention. *British Journal of Pharmacology* 175:2375-2383.
- Sorge R., Martin L., Isbester K., Sotocinal S., Rosen S., Tuttle A., Wieskopf J., Acland E., Dokova A., Kadoura B., Leger P., Mapplebeck J., McPhail M., Delaney A., Wigerblad G., Schumann A., Quinn T., Frasnelli J., Svensson C., Sternberg W. et Mogil J. (2014) Olfactory exposure to males, including men, causes stress and related analgesia in rodents. *Nature Methods* 11:629-632.
- Sotocinal S., Sorge R., Zaloum A., Tuttle A., Martin L., Wieskopf J., Mapplebeck J., Wei P., Zhan S., Zhang S., McDougall J., King O. et Mogil J. (2011) The rat grimace scale: A partially automated method for quantifying pain in the laboratory rat via facial expressions. *Molecular Pain* 7.

- Stetter M. (2001) Fish and amphibian anesthesia. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice* 4:69-82.
- Swallow A., Rioja E., Elmer T. et Dugdale A. (2017) The effect of maropitant on intraoperative isoflurane requirements and postoperative nausea and vomiting in dogs: A randomized clinical trial. *Veterinary Anesthesia and Analgesia* 44:785-793.
- Szelenyi I., Herold H. et Göthert M. (1994) Emesis induced in domestic pigs: A new experimental tool for detection of antiemetic drugs and for evaluation of emetogenic potential of new anticancer agents. *Journal of Pharmacological and Toxicological Methods* 32:109-116.
- Vachon P., Millecamps M., Low L., Pailleux F., Beaudry F., Thompson S., Bushnell M. et Stone L. (2013) Alleviation of chronic neuropathic pain in mice by environmental enrichment well after the establishment of chronic pain. *Behavioural and Brain Functions* 9:22.
- Vale M., Marques J., Moreira C., Rocha F., Ferreira S., Poole S., Cunha F. et Ribeiro R. (2003) Antinociceptive effects of interleukin-4, -10, and -13 on the writhing response in mice and zymosan-induced knee joint incapacitation in rats. *The Journal of Pharmacology and Experimental Therapeutics* 304:102-108.
- Villano J., Follo J., Chappell M. et Collins M. (2017) Personal protective equipment in animal research. *Comparative Medicine* 67:203-214.
- Viñuela-Fernández I., Jones E., Welsh E. et Fleetwood-Walker S. (2007) Pain mechanisms and their implication for the management of pain in farm and companion animals. *The Veterinary Journal* 174:227-239.
- Visser E. et Schug S. (2006) The role of ketamine in pain management. *Biomedicine & Pharmacotherapy* 60:341-348.
- Walker L., Buscemi-Bergin M. et Gellai M. (1983) Renal hemodynamics in conscious rats: Effects of anesthesia, surgery, and recovery. *American Journal of Physiology* 245:F67-74.
- Wang C., Wu Y., Zhang Q., Yu K. et Wang Y. (2019) An enriched environment promotes synaptic plasticity and cognitive recovery after permanent middle cerebral artery occlusion in mice. *Neural Regeneration Research* 14:462-469.
- Wong D., von Keyserlink M., Richards J. et Weary D. (2014) Conditioned place avoidance of zebrafish (*Danio rerio*) to three chemicals used for euthanasia and anaesthesia. *PLOS ONE* 9:e88030.
- Woolf C. (1995) Somatic pain – pathogenesis and prevention. *British Journal of Anesthesia* 75:169-176.
- World Health Organization – WHO (2009) *WHO guidelines on hand hygiene in health care*. Geneva Switzerland: WHO Press.
- Yalcin E. et Keser G. (2017) Comparative efficacy of metoclopramide, ondansetron and maropitant in preventing parvoviral enteritis-induced emesis in dogs. *Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics* 40:599-603.
- Yang Y., Maher D. et Cohen S. (2020) Emerging concepts on the use of ketamine for chronic pain. *Expert Review of Clinical Pharmacology* 13:135-146.

Zellner E., Hedlund C., Kraus K., Burton A. et Kieves N. (2016) Comparison of tensile strength among simple interrupted, cruciate, intradermal, and subdermal suture patterns for incision closure in ex vivo canine skin specimens. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 248:1377-1382.

Zimmerman M. (1986) Physiological mechanisms of pain and its treatment. *Klinische Anesthesiol Intensivtherap* 32:1-19.

GLOSSAIRE

Activité scientifique – Activité liée à tous les aspects d'un projet de recherche ou d'enseignement ou encore de la réalisation d'essais.

Agoniste – Substance ou médicament qui provoquent une réaction physiologique lorsque combinée à un récepteur.

Allodynie – Douleur causée par un stimulus normalement indolore.

Analgésie – Médicaments et technologies réduisant la capacité à ressentir la douleur.

Anesthésie – État induit de perte de conscience temporaire.

Antagoniste – Substance qui se lie à un récepteur, le bloque et atténue ainsi une réponse biologique.

Antinauséux – Médicament empêchant le vomissement.

Antiseptique – Substance empêchant la croissance de microorganismes pathogènes.

Auteur de protocole – Personne qui est responsable du travail effectué dans le cadre du protocole; il s'agit souvent du chercheur principal, mais cette personne peut également être le professeur du cours ou le responsable des essais; l'auteur du protocole peut déléguer des tâches à d'autres membres de l'équipe scientifique (p. ex. étudiants de cycles supérieurs, titulaires d'une bourse de recherche postdoctorale), mais il doit toujours être considéré comme responsable du protocole.

Cristal piézo-électrique – Cristal, habituellement de quartz, produisant une petite quantité d'électricité lorsqu'on lui applique une force qui en change la forme.

Cyclo-oxygénase – Enzyme qui catalyse la conversion d'acide arachidonique en prostaglandines. Elle a deux isoformes, l'un d'eux impliqué dans la création de prostaglandines atténuant l'inflammation et la douleur.

Désinfectant – Agent chimique qui détruit les bactéries.

Douleur – Expérience sensorielle et émotionnelle désagréable, associée à une lésion tissulaire existante ou potentielle ou décrite en termes d'une telle lésion.

Drap – Matériau créant une barrière physique empêchant la contamination du site opératoire.

Enrichissement du milieu – Améliorations apportées à l'environnement de l'animal allant au-delà des besoins de base propres à l'espèce et bonifiant sa qualité de vie générale.

Hyperalgésie – Douleur accrue provoquée par un stimulus normalement douloureux.

Neuroleptique – Antipsychotique ayant un effet sur les facultés cognitives et les comportements.

Nociception – Processus nerveux de transformation des stimuli nocifs.

Procédure – Composante de l'activité scientifique concernant précisément une collecte de données (recherche et essais), ou encore une démonstration pratique ou une interaction avec des animaux (enseignement et formation). Cette notion exclut, par exemple, les soins courants comme le nettoyage de la cage.

Réflexe – Réaction involontaire.

Stérile – Exempt de bactéries ou d'autres microorganismes.

Suture – Point ou rangée de points maintenant l'un contre l'autre les contours de l'incision chirurgicale.

Suturer – Action de fermer une incision par une suture.

Voie parentérale – Type d'administration d'une substance qui n'utilise pas le tractus gastro-intestinal.