



UNIVERSITÉ
LAVAL

Direction des services vétérinaires

Procédure normalisée de fonctionnement

Objet : Anesthésie et analgésie des poissons	Numéro : A-13
Portée : Ceci est une directive de la Direction des services vétérinaires à l'intention des utilisateurs et du personnel des animaleries de l'Université Laval (campus et centres de recherche affiliés).	
Préparée par Anne-Marie Catudal <i>Vétérinaire clinicienne, Direction des services vétérinaires</i>	Date : 02 août 2013
Modifiée par Anne-Marie Catudal <i>Vétérinaire clinicienne, Direction des services vétérinaires</i>	Date : 15 mars 2018
Révisée par Daphnée Veilleux-Lemieux <i>Vétérinaire responsable, Direction des services vétérinaires</i>	Date : 20 mars 2018
But : Décrire les procédures d'anesthésie et d'analgésie utilisées chez les poissons.	Version 3

Généralités

- La méthode choisie doit être compatible avec l'objectif expérimental.
- Avant l'anesthésie, il faut s'assurer que l'animal (ou le groupe d'animaux) est le bon en vérifiant l'identification ou le dossier.
- Il est préférable de faire jeûner les poissons au moins 24 heures avant de les anesthésier.
- L'anesthésie par immersion dans l'Aqualife TMS (MS-222) est la méthode de choix.
- Une **aération mécanique** est requise dans tout bassin d'anesthésie.
- Une lumière tamisée aide à réduire le stress lors des processus d'induction et de réveil. La lumière doit toutefois être suffisante afin d'éviter des blessures ou des chutes du personnel.
- Lorsque les poissons sont sortis de l'eau, il faut s'assurer de garder la peau humide.
- L'hypothermie n'est pas une forme d'anesthésie acceptable et doit être évitée.
- Il est recommandé de consulter un vétérinaire et de tester la technique sur un petit nombre d'animaux lorsqu'une nouvelle espèce doit être anesthésiée ou qu'une nouvelle substance anesthésique est utilisée.
- Après un certain nombre de poissons, l'eau des bassins d'induction et de réveil doit être changée pour s'assurer de sa qualité.
- L'eau contenant du TMS doit être récupérée dans un contenant prévu à cet effet.

Procédures

Analgésie

Puisque plusieurs études ont démontré les effets positifs de l'utilisation d'analgésiques lors de procédures jugées douloureuses, il faut administrer une dose d'analgésique **avant** la procédure douloureuse (ex. chirurgie invasive).

Analgésique	Dose (mg/kg)	Voie d'administration *	Type d'analgésique
Butorphanol ♣	0,4	IM	Opioïde
Ketoprofen	2	IM	AINS
Lidocaïne	6	Infiltration locale	Analgésique local

* IM : intramusculaire

♣ : Drogue contrôlée

Anesthésie avec le TMS

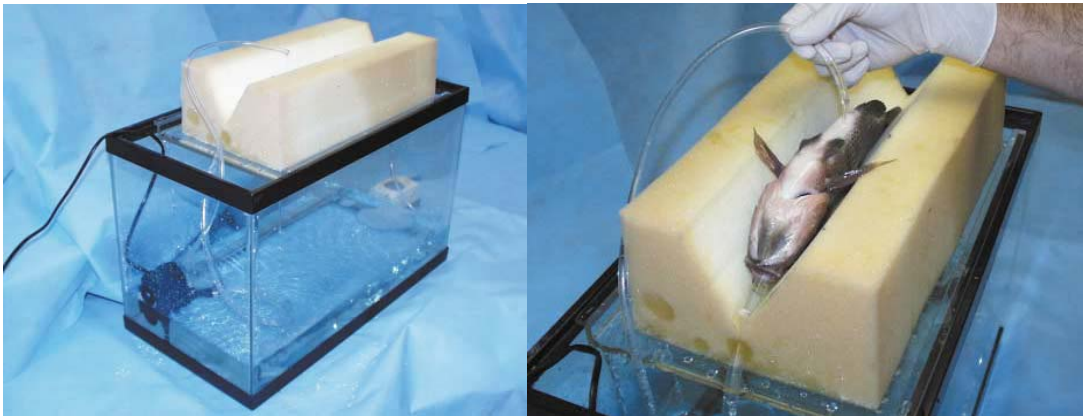
Induction

- Dissoudre le TMS dans de l'eau de qualité physicochimique similaire à celle du bassin d'hébergement du poisson à anesthésier, afin de minimiser le stress. Une concentration de 100 mg/L est généralement utilisée, mais peut varier selon l'espèce à anesthésier (voir tableau 1).
- Tamponner le bain avec du bicarbonate de soude jusqu'à l'atteinte d'un pH de 7.0 (une quantité égale à la quantité de TMS utilisée est souvent suffisante). Il est important de **respecter l'ordre de dilution** des produits.
- Placer une source d'aération dans le bassin d'anesthésie.
- Placer l'animal dans le bain jusqu'à l'atteinte de la profondeur d'anesthésie désirée (tableau 2).

Maintien hors de l'eau

- Pour les procédures de routine non invasives et de courte durée (< 5 min), un maintien par immersion « au besoin » peut être utilisé :
 - lorsque les signes vitaux indiquent que l'animal se réveille, le replacer dans le bain d'induction jusqu'à l'atteinte de la profondeur d'anesthésie désirée.
- Si les procédures effectuées demandent que l'animal soit sorti de l'eau pour une période prolongée (5-10 min), ou que les immersions en série ne sont pas envisageables, l'anesthésie doit être maintenue de façon continue.
- Préparer trois seringues sans aiguille :

- une seringue de solution anesthésique à administrer;
- une seringue d'appoint d'eau sans anesthésique;
- une seringue d'appoint de solution anesthésique concentrée (dose d'euthanasie).
- Placer le poisson anesthésié sur une surface non abrasive pour éviter les dommages cutanés. Une pellicule de plastique, un piqué absorbant jetable à l'envers ou un support en mousse humidifiée peuvent servir de surface de travail.
- Maintenir l'anesthésie durant les procédures en injectant la solution anesthésique dans la cavité orale du poisson, afin de faire circuler l'eau sur les branchies.
- Ajuster le niveau d'anesthésie en utilisant au besoin la seringue d'eau ou de solution concentrée.
- Pour les procédures de longue durée (> 10 min), utiliser un système plus précis aspergeant continuellement les branchies (les seringues d'appoint [eau, solution concentrée] sont toujours requises) :
 - pompe submersible dans un bassin de solution anesthésique, reliée à la cavité orale par une tubulure (renouveler une partie de la solution si l'anesthésie dure longtemps);
 - sac de fluidothérapie ouvert, rempli de solution anesthésique, avec tubulure à perfusion (prévoir un bassin sous l'animal pour récupérer la solution).



Tirées de Lewbart & Harms, 1999.

Anesthésie par injectables

L'anesthésie par agents injectables est possible chez le poisson, mais rarement recommandée. Les substances peuvent être injectées de façon intraveineuse, mais comme la technique demande un niveau de précision élevé, une sédation préalable est requise. L'injection intramusculaire est plus rapide à faire, donc ne requiert pas de sédation, mais l'induction est plus lente.

- Contacter un vétérinaire pour déterminer les doses des drogues à utiliser.
- Une fois l'anesthésique injecté, placer l'animal dans un bassin d'eau de qualité physicochimique similaire à celle de son bassin d'hébergement jusqu'à l'atteinte de

la profondeur d'anesthésie désirée (tableau 2). Une source d'aération doit être présente.

- Durant l'anesthésie, utiliser une des techniques énumérées ci-haut afin de faire circuler de l'eau fraîche sur les branchies de l'animal.

Surveillance anesthésique

- Les options de surveillance anesthésiques sont limitées chez le poisson.
- Vérifier continuellement la fréquence respiratoire, qui devrait être lente et régulière.
- Vérifier l'oxygénation des tissus à l'aide de la couleur des branchies. Des branchies pâles peuvent signifier un état hypoxique.
- Porter attention aux réactions en lien avec les manipulations. Si des mouvements sont observés, ou si l'animal répond à la menace (déplacement de la tête suite à l'approche de la main vers l'œil), augmenter la profondeur d'anesthésie.
- Il est rare que la fréquence cardiaque soit évaluée. Au besoin, utiliser un stéthoscope œsophagien, un Doppler, un électrocardiogramme adapté (ECG) ou un échocardiographe.

Réveil

- Placer une source d'aération dans le bassin de réveil.
- Placer l'animal dans un bassin d'eau de qualité physicochimique similaire à celle de son bassin d'hébergement. L'eau du bassin d'hébergement peut être utilisée si elle est exempte de matières en suspension.
- Surveiller la fréquence respiratoire et le retour à l'équilibre.
- Attendre que le poisson ait retrouvé un bon niveau d'équilibre avant de le retourner dans son bassin d'hébergement. Il peut être préférable de le libérer avant l'atteinte du réveil complet, car la contention éveillée pourrait stresser davantage l'animal.
- Surveiller l'animal jusqu'à son réveil complet.
- Noter les informations pertinentes relatives à l'anesthésie et tout problème rencontré dans le registre quotidien (feuille de suivi expérimental).

Tableau 1 : Concentration (mg/l) de TMS selon l'espèce

Espèce	Sédation	Anesthésie légère	Anesthésie profonde
Truite	10-20	30-80	80-180
Saumon	7-30	30-80	80-100
Carpe	20-30	30-200	
Bar	8-30	30-70	70-100
Poisson-zèbre	10	100	150

Tableau 2 : Stades anesthésiques

Stade d'anesthésie	Fréquence respiratoire	Nage volontaire	Réaction aux stimuli (visuels et tactiles)	Réponse aux changements posturaux – équilibre	Tonus musculaire
Sédation légère	Normale	Oui	Légèrement diminuée	Oui	Normal
Sédation profonde	Légèrement ralentie	Non	Diminuée – réaction aux pressions tactiles présente	Oui	Légèrement diminué
Narcose légère	Rapide	Non	Diminuée – réaction aux pressions tactiles présente	Diminuée	Diminué
Narcose profonde*	Normale	Non	Très diminuée – faible réponse aux fortes pressions tactiles	Non	Diminué
Anesthésie légère ^o	Ralentie	Non	Très diminuée – faible réponse aux fortes pressions tactiles	Non	Diminué
Anesthésie profonde ^o	Très ralentie	Non	Aucune	Non	Aucun
Collapse médullaire	Aucune	Mort imminente			

* Acceptable pour échantillonnage externe (ex. biopsie de branchie).

^o Profondeur d'anesthésie visée pour une procédure chirurgicale mineure.

^o Profondeur d'anesthésie visée pour une procédure chirurgicale majeure.

Références

Alpharma technical bulletin, MS222, Animal Health Ltd, 2001.

CCPA, *Lignes directrices sur : le soin et l'utilisation des poissons en recherche, en enseignement et dans les tests*, 2005.

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

Fox et al., *Laboratory Animal Medicine*, 3rd Edition, 2015.

Harms, CA, *Surgery in fish research: common procedures and postoperative care*, Lab animal vol. 34, no. 1, 2005.

Lewbart, GA, Harms CA, *Building a fish anesthesia delivery system*, 1999.

Longley, LA, *Anaesthesia of Exotic Pets*, Saunders, 2008.

Matthews, M, Varga, ZM, Anesthesia and Euthanasia in Zebrafish, ILAR Journal vol. 53, no. 2, 2012.

Neiffer, DL, Stamper, A, *Fish sedation, anesthesia, analgesia, and euthanasia: considerations, methods, and types of drugs*, ILAR Journal vol. 50, no. 4, 2009.

Sneddon, LU, *Pain Perception in Fish: Indicators and Endpoints*, ILAR Journal vol. 50, no. 4, 2009.

Mises à jour de la PNF		
Version 2	17 août 2017	Ajout des concentrations de TMS pour l'anesthésie du poisson-zèbre.
Version 3	20 mars 2018	Obligation d'administrer des analgésiques pour procédures douloureuses plutôt que recommandation. Modification de la dose de lidocaïne pour l'anesthésie locale.