



UNIVERSITÉ
LAVAL

Direction des services vétérinaires

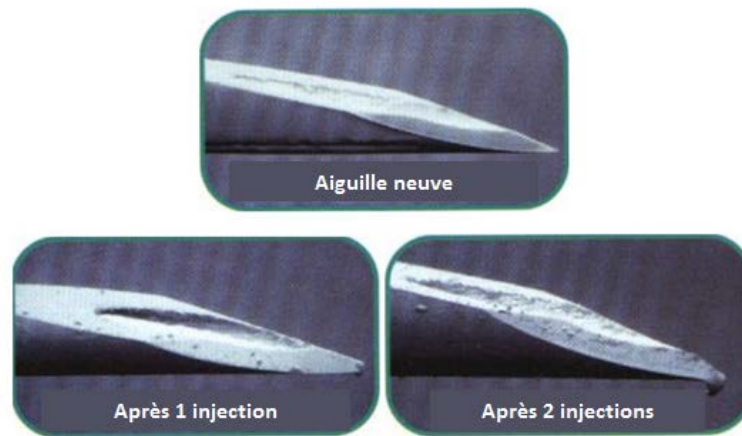
Procédure normalisée de fonctionnement

Objet : Administrations et injections chez les poissons	Numéro : AD-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 : 16 août 2017
Modifiée par Annie-Christine Fillion <i>Technicienne en santé animale conformité, Direction des services vétérinaires</i>	Date : 23 juin 2022
Révisée par Anne-Marie Catudal <i>Vétérinaire clinicienne, Direction des services vétérinaires</i>	Date : 27 juin 2022
But : Décrire les procédures d'administrations et d'injections de substances chez les poissons.	Version 2

Généralités

- L'identification de l'animal doit être vérifiée et l'état général de l'animal observé avant de commencer. Toute anomalie observée doit être notée.
- L'animal doit être pesé afin qu'une dose adéquate puisse être calculée avant l'injection. Ainsi, chaque animal reçoit une dose identique (mg/kg) afin de faciliter l'analyse des résultats et de s'assurer de ne pas administrer une surdose ou une sous-dose.
- Les plus gros poissons devraient être légèrement anesthésiés avant toute manipulation pour éviter des blessures à l'animal et au manipulateur.
- La fréquence d'injection devrait être limitée au minimum pour diminuer le stress sur l'animal et éviter le développement de maladies.
- Toute substance administrée de façon parentérale doit être stérile et devrait être isotonique et de pH physiologique.
- Lorsque la substance le permet, elle devrait être amenée à température d'hébergement des animaux avant l'administration.
- L'embout du contenant dans lequel le produit à administrer est conservé doit toujours être nettoyé avec de l'alcool avant de prendre la dose à injecter.
- La seringue doit être remplie avec le volume approprié et les bulles d'air présentes doivent être éliminées.
- Le nombre d'essais infructueux devrait se limiter à trois, après quoi l'assistance d'une personne expérimentée doit être demandée.

- Si le produit administré s'écoule du site pendant ou après l'administration, noter la perte afin qu'elle soit prise en considération lors de l'analyse des résultats.
- Les seringues et aiguilles utilisées doivent être disposées immédiatement dans un contenant biorisque pour objets piquants et tranchants, sans avoir remis le capuchon.
- L'aiguille doit être changée entre chaque animal afin d'éviter la contamination croisée. De plus, les aiguilles de petits calibres s'usent très rapidement (après une seule insertion dans la peau) et sont donc moins efficaces pour percer la peau sans blesser par la suite (voir image ci-dessous).



Source : http://www.caninediabetes.org/pdora/bd_needle.htm

- Il est à noter que des seringues et aiguilles sans espace-mort existent et peuvent être utilisées.

Définitions

- Balnéation : immersion de poissons dans une solution pendant un temps donné.
- Isotonique : solution contenant la même concentration de solutés que le sang.
- IM : intramusculaire
- IP : intrapéritonéale
- IV : intraveineux
- Parentéral : administration de substances à l'extérieur du tractus gastro-intestinal.
- PO : per os (oral)

Procédures

- Choisir la grosseur d'aiguille (G) appropriée selon le site d'injection et la taille du poisson :

PO	IP	IM	IV
16-22	18-25	20-25	23-27

- Respecter les limites ci-dessous pour le volume à administrer :

	PO (ml/kg)	IP (ml/kg)	IM (ml/kg)	IV (ml/kg)
Volume idéal	10	10	0,5 à 1*	5

*Si > 1ml/kg, injecter en plusieurs sites différents, car pertes fréquentes.

Balnéation

* Puisque la durée d'exposition dépend de la substance, il est important de la mentionner dans le protocole d'utilisation d'animaux. De plus, l'administration du produit directement dans le bassin d'hébergement de l'animal doit être justifiée auprès du comité de protection des animaux.

Sans sédation

- Préparer un bassin temporaire d'eau ayant une physicochimie similaire à celle du bassin d'hébergement (pH, température, etc.) et avec du bullage, dans lequel sera faite la balnéation.
- Puiser tous les poissons et les déposer dans le bassin temporaire contenant l'eau claire oxygénée.
- Ajouter la substance à administrer par balnéation selon la concentration déterminée. Refermer le couvercle si applicable et attendre le temps requis.
- Une fois le temps désiré écoulé, remettre tous les poissons dans leur bassin d'hébergement.

Avec sédation

- Préparer un bassin temporaire d'eau ayant une physicochimie similaire à celle du bassin d'hébergement (pH, température, etc.) et avec du bullage, dans lequel sera faite la balnéation.
- Ajouter la dose d'anesthésique pour obtenir le degré de sédation requis et bien brasser pour assurer la dissolution complète des produits (se référer à la PNF A-13 pour les doses).

- Puiser tous les poissons et les déposer dans le bassin temporaire contenant la dose de sédation requise dans l'eau claire oxygénée. Attendre le temps requis pour que la sédation soit efficace.
- Ajouter la substance à administrer par balnéation selon la concentration déterminée. Refermer le couvercle si applicable et attendre le temps requis.
- Une fois le temps désiré écoulé, mettre tous les poissons dans un bassin de réveil bien oxygéné.
- Quand les poissons sont bien réveillés, les remettre dans leur bassin d'hébergement.

Gavage (PO)

- Au besoin, anesthésier légèrement l'animal selon la PNF A-13. Il est possible de colorer la substance à administrer à l'aide de colorant alimentaire pour visualiser des pertes par régurgitation.
- Une aiguille pour gavage de rongeurs en acier inoxydable peut être utilisée.

Note : pour les petits poissons (ex. poissons-zèbres), utiliser un petit cathéter flexible monté sur une aiguille 22 G et limiter le volume injecté à 5 µl.

- Maintenir l'animal fermement afin d'éviter qu'il ne bouge lors du gavage.
- Ouvrir délicatement la bouche et descendre lentement dans l'œsophage sans forcer.
- Administrer le volume requis et retirer doucement l'aiguille.

Injection intramusculaire (IM)

- Au besoin, anesthésier légèrement l'animal selon la PNF A-13.
- Dans un angle de 90 °, insérer une aiguille dans le muscle dorsal, derrière la nageoire dorsale ou entre la nageoire dorsale et la ligne latérale.
- Injecter le volume requis.
- Relâcher le piston puis retirer l'aiguille.

Injection intrapéritonéale (IP)

- Au besoin, anesthésier légèrement l'animal selon la PNF A-13.
- Tenir l'animal sur le côté, sur une surface stable.
- Dans un angle de 90 °, insérer l'aiguille sur la ligne médiane tout juste devant les nageoires pelviennes.
- Injecter le volume requis.

- Relâcher le piston puis retirer l'aiguille.

Injection intraveineuse (IV)

- Anesthésier légèrement l'animal selon la PNF A-13.
- Tenir l'animal en décubitus dorsal, sur une surface stable.
- Dans un angle de 90 °, insérer l'aiguille sur la ligne médiane tout juste derrière la nageoire anale, jusqu'à la colonne vertébrale.
- Reculer légèrement, soutirer et vérifier la présence de sang dans l'aiguille.
- Injecter le volume requis en s'assurant qu'il n'y ait pas de résistance.
- Maintenir le piston enfoncé et retirer l'aiguille.
- Arrêter le saignement au besoin, en effectuant une légère pression au site d'injection.

Références

Patricia V. Turner, Thea Brabb, Cynthia Pekow et Mary Ann Vasbinder, *Administration of substances to laboratory animals : routes of administration and factors to consider*, J Am Assoc Lab Anim Sci. 2011 Sep; 50(5): 600–613. Published online 2011 Sep.

American College of toxicology, *International journal of toxicology* 21, 2006.

BVA/AFW/FRAME/RSPCA/UFAW, *Refining procedures for the administration of substances*, 2001.

Diehl, K-H et al., *A Good Practice Guide to the Administration of Substances and Removal of Blood, Including Routes and Volumes*, J. of Applied Toxicology, 21, 15-23 2001.

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

Hadfield, Catherine A., Clayton, Leigh Ann, *Clinical Guide to Fish Medicine*, Wiley-Blackwell, 2021.

Harvey, B. Carolsfeld, J., *Induced breeding in tropical fish culture*, International Development Research Centre, chapitre 3, 1993.

Ostrander, Gary K., *The Laboratory Fish*, 2000.

Mises à jour de la PNF		
Version 2	27 juin 2022	Ajout de balnéation avec et sans sédation. Précision du volume d'injection IM.