



UNIVERSITÉ
LAVAL

Direction des services vétérinaires

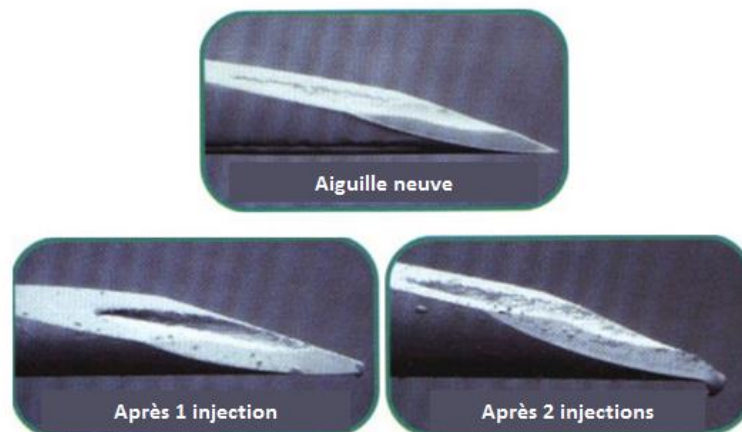
Procédure normalisée de fonctionnement

Objet : Administrations et injections chez le porc	Numéro : AD-10
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 et des centres de recherche affiliés.	
Préparée par Daphnée Veilleux-Lemieux <i>Vétérinaire responsable, Direction des services vétérinaires</i>	Date : 22 septembre 2015
Révisée par Anne-Marie Catudal <i>Vétérinaire clinicienne, Direction des services vétérinaires</i>	Date : 2 octobre 2015
But : Décrire les procédures d'administrations et d'injections de substances chez le porc.	Version 1

Généralités

- Un anesthésique local approuvé par un vétérinaire peut être appliqué pour prévenir la douleur reliée à une injection.
- 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.
- Toute substance administrée de façon parentérale doit être stérile et devrait être isotonique et de pH physiologique.
- Toute substance administrée devrait être amenée à température de la pièce avant l'administration. Si un grand volume est administré, le produit peut être réchauffé sur un tapis chauffant ou dans un bain-marie afin d'éviter la diminution de la température corporelle lors de l'administration.
- Le nombre d'injections par jour devrait être limité à trois pour la voie sous-cutanée.
- Le nombre d'injection par jour devrait être limité à deux pour les voies intramusculaires, intraveineuses, intrapéritonéales et intranasales.
- 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.
- Si une injection est faite au mauvais site (ex. : lors d'une injection IV, une quantité a été injectée SC), noter cette information 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

Définitions

- Parentéral : administration de substances à l'extérieur du tractus gastro-intestinal
- Isotonique : solution contenant la même concentration de solutés que le sang
- SC : sous-cutané
- IM : intramusculaire
- IV : intraveineux
- PO : per os (oral)

Procédures

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

SC	IM	IV
18-21	18-21	19-21

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

	PO (ml/kg)	SC (ml/kg)	IM (ml/kg)	IV bolus (ml/kg) ^a
Volume idéal	10	1 ^b	0,25	2,5

^a bolus : l'administration du produit est effectuée rapidement, entre 30 secondes et 1 minute.

^b le volume de fluide injecté sous-cutané lors d'une procédure d'anesthésie ou suite à un prélèvement sanguin diffère. Les fluides seront alors administrés à raison de 10 ml/kg/heure lors de l'anesthésie et selon la PNF P-16 lors des prélèvements sanguins.

Gavage (PO)

- Utiliser un tube à gavage de grosseur 16 à 24 Fr.
- Évaluer la distance de la commissure des lèvres jusqu'à la dernière côte de l'animal.
- Choisir une longueur de tube appropriée ou marquer le tube avec crayon non toxique afin d'éviter de l'insérer trop profondément.
- Positionner l'animal de manière à ce que la tête et le cou forment un angle de 90 °.
- Mouiller le tube pour faciliter l'insertion.
- Insérer la longueur de tube préalablement évaluée dans l'œsophage. Si l'animal tousse, recommencer.
- Plonger l'embout du tube dans un récipient d'eau et vérifier l'absence de bulle pendant au moins 3 respirations. Si des bulles sont observées au même moment que l'animal expire, recommencer du début.
- Administrer d'abord la quantité de liquide que peut contenir le tube plus 1 ml. Vérifier l'état de l'animal et s'il tousse. Si l'animal tousse ou semble paniqué, recommencer du début.
- Administrer le reste de la substance et rincer le tube avec de l'eau.
- Retirer le tube en le repliant (pour éviter que du liquide tombe dans la trachée en ressortant le tube).

Injection sous-cutanée (SC)

- Si possible, faire les injections sous-cutanées entre les omoplates.
- Pincer et soulever la peau du site visé pour former une tente avec la peau.
- Insérer une aiguille biseau vers le haut, à la base de la tente, parallèlement à l'animal.
- Soutirer et vérifier l'absence de sang ou d'air; si du sang ou de l'air apparaît, retirer l'aiguille et recommencer.
- Injecter le volume requis puis retirer l'aiguille.
- Une rotation des sites peut être faite lorsque plusieurs injections sous-cutanées doivent être régulièrement effectuées.

Injection intramusculaire (IM) lombaire (site à privilégier)

- Palper la colonne vertébrale au niveau lombaire et localiser les muscles lombaires qui se trouvent de chaque côté de celle-ci.
- Isoler le muscle puis insérer l'aiguille avec un angle d'environ 45 °, biseau vers le haut.
- Soutirer et vérifier l'absence de sang; si du sang apparaît, retirer l'aiguille et recommencer.
- Injecter le volume requis puis retirer l'aiguille.
- Se limiter à une injection par côté.
- Ne pas utiliser plus de 2 sites intramusculaires par jour.

Injection intramusculaire (IM) (site alternatif)

- Isoler le muscle postérieur de la cuisse.
- Dans un angle de 30 °, insérer une aiguille caudalement biseau vers le haut dans le muscle de la cuisse.
- Soutirer et vérifier l'absence de sang; si du sang apparaît, retirer l'aiguille et recommencer.
- Injecter le volume requis puis retirer l'aiguille.
- Se limiter à une injection par cuisse.
- Ne pas utiliser plus de 2 sites intramusculaires par jour.

Injection intraveineuse (IV)

- Utiliser la veine céphalique ou saphène.
- Contentionner l'animal de façon sécuritaire afin de bien visualiser la veine.
- Raser le site.
- Nettoyer le site avec de la chlorhexidine 0,05 %.
- Faire un garrot.
- Commencer le plus bas possible afin de pouvoir recommencer plus haut en cas d'échec.
- Dans un angle de 30 °, insérer une aiguille, biseau vers le haut, puis redresser l'aiguille une fois la peau transpercée afin d'atteindre la veine.
- Soutirer et vérifier la présence de sang. Si le sang n'apparaît pas, essayer de replacer doucement l'aiguille et soutirer à nouveau.
- Relâcher le garrot et injecter le volume requis en s'assurant qu'il n'y ait pas de gonflement, ni 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.

National center for the replacement, refinement and reduction of animal in research, *Blood sampling microsite*, consulté en juillet 2015.

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

John Wiley & Sons, *Journal of applied toxicology* 21, 2001.

C Terrance Hawk, Steven L Leary, Timothy H Morris, *Formulary for laboratory animals*, 2005.