



UNIVERSITÉ
LAVAL

Direction des services vétérinaires

Procédure normalisée de fonctionnement

Objet : Prélèvements sanguins chez le rat	Numéro : P-1
Portée : Ceci est une directive de la Direction des services vétérinaires à l'intention des utilisateurs et du personnel des animaleries de l'Université Laval (campus et centres de recherche affiliés).	
Préparée par Stéphanie Caron <i>Technicienne en santé animale conformité, Direction des services vétérinaires</i>	Date : 1 ^{er} février 2013
Modifiée par Daphnée Veilleux-Lemieux <i>Vétérinaire responsable, Direction des services vétérinaires</i>	Date : 25 février 2016
Révisée par Anne-Marie Catudal <i>Vétérinaire clinicienne, Direction des services vétérinaires</i>	Date : 8 mars 2016
But : Décrire les procédures de prélèvements sanguins chez le rat.	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.
- La PNF P-16, Procédure générale pour les prélèvements sanguins, doit être consultée pour connaître les volumes sanguins maximaux, les périodes de récupération à respecter ainsi que les signes cliniques à vérifier lors de prélèvements sanguins.
- Le site de prélèvement doit être choisi en fonction de la quantité de sang à prélever (voir tableau 1).
- Le nombre d'essais (ponctions) devrait se limiter à trois, après quoi l'assistance d'une personne expérimentée doit être demandée.
- Les seringues et aiguilles utilisées doivent être disposées immédiatement dans un contenant biorisque pour objets piquants et tranchants, sans avoir remis le capuchon.
- Il faut s'assurer de l'arrêt du saignement avant de retourner l'animal dans sa cage.
- Avant de quitter la pièce, l'état des animaux doit être vérifié après les prélèvements.

Procédures

Techniques non terminales

Veine saphène latérale

- Placer le rat dans un appareil de contention ou le tenir sur soi et immobiliser un membre postérieur en pinçant la peau au niveau du genou.
- Raser l'arrière de la patte.
- Avec un coton-tige, appliquer un peu d'onguent ophtalmique ou de la gelée de pétrole afin d'éviter que le sang ne se répande.
- Piquer la veine perpendiculairement avec une aiguille 18G à 23G.
- Récolter la ou les gouttes de sang avec un capillaire ou un tube de prélèvement préalablement ouvert.
- Effectuer une pression pour arrêter le saignement.

* La gale peut être retirée pour effectuer des prélèvements répétés.

Veine jugulaire

- Tenir le rat les pattes antérieures ramenées dans le dos et relever la tête en agrippant la peau du cou avec l'index.
- Appliquer un peu d'alcool pour visualiser le site de prélèvement.
- Insérer dans la veine une aiguille 23G ou 25G biseau vers le haut.
- Soutirer le volume sanguin désiré et retirer l'aiguille.
- Effectuer une pression pour arrêter le saignement.

Veine caudale

- Placer le rat dans un appareil de contention prévu pour les injections intraveineuses.
- Nettoyer la queue au besoin avec de la chlorhexidine 0,05 %.
- Réchauffer l'animal à l'aide d'une lampe chauffante ou d'un tapis chauffant ou bien réchauffer la queue avec de l'eau chaude afin d'induire une vasodilatation. La température du système utilisé doit être contrôlée en tout temps lors de l'utilisation d'une des méthodes mentionnées ci-haut (maximum 40 °C). Surveiller en tout temps les animaux afin d'éviter l'hyperthermie et les brûlures.
- Commencer le plus possible près du bout de la queue afin de pouvoir recommencer plus haut en cas d'échec.
- Piquer la veine avec une aiguille 23G.

- Récolter la ou les gouttes de sang avec un capillaire ou un tube de prélèvement préalablement ouvert.
- Effectuer une pression pour arrêter le saignement. Faire attention de ne pas tenir la queue fortement si le rat bouge, car la queue pourrait se décharner.

* La gale peut être retirée pour effectuer des prélèvements répétés.

Techniques terminales

Ponction cardiaque

- Anesthésier le rat selon la procédure A-1 Anesthésie et analgésie des rongeurs.
- Placer l'animal en décubitus dorsal.
- Vérifier la profondeur de l'anesthésie.
- Palper la pointe du sternum et la dépression qui se trouve à sa gauche (gauche du rat).
- Utiliser une aiguille 21G 1" ou 23G 3/4" et une seringue de 10 à 20 ml dépendamment de la grosseur du rat.
- Insérer entièrement l'aiguille dans la dépression, biseau vers le haut, à un angle de 30 à 45 degrés.
- Soutirer le maximum de sang.
- Si le sang ne vient pas, modifier l'emplacement de l'aiguille (plus ou moins profondément, modification de l'angle, etc.) en exerçant une pression négative sur le piston de la seringue.
- Procéder à une deuxième méthode d'euthanasie et vérifier la mort de l'animal avant de disposer de la carcasse (se référer à la PNF EU-1, Euthanasie des rongeurs).

Aorte abdominale

- Anesthésier le rat selon la procédure A-1 Anesthésie et analgésie des rongeurs.
- Placer l'animal en décubitus dorsal.
- Vérifier la profondeur de l'anesthésie.
- Garder à portée de main une pince hémostatique afin de pouvoir arrêter un saignement accidentel.
- Ouvrir la cavité abdominale en forme de « V ».
- Déplacer les intestins vers la gauche.
- Localiser et isoler l'aorte abdominale.
- Utiliser une aiguille 23G ou 25G selon la grosseur du rat.

- Insérer l'aiguille biseau vers le bas à la base de l'aorte pour éviter de recevoir du sang au visage dû à la pression sanguine élevée.
- Aussitôt l'aiguille insérée, soutirer le maximum de sang.
- Procéder à une deuxième méthode d'euthanasie et vérifier la mort de l'animal avant de disposer de la carcasse (se référer à la PNF EU-1, Euthanasie des rongeurs).

Tableau 1 : Volume approximatif pouvant être obtenu selon les sites de ponction

Site	Volume approximatif
Veine saphène latérale	100 à 400 µl
Veine caudale	50 à 200 µl
Veine jugulaire	100 µl à 1 ml
Ponction cardiaque	5 à 15 ml
Aorte abdominale	5 à 15 ml

Références

National center for the replacement, refinement and reduction of animal in research, *Blood sampling microsite*, site consulté en janvier 2013.

Janis Ott Joslin, *Blood Collection Techniques in Exotic Small Mammals*, 2009.

Podolsky Lawrence, Lukas Victor, *The care and the feeding of an IACUC*, 1999.

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

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

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

Mises à jour de la PNF		
Version 2	8 mars 2016	Précision des techniques (non terminales et terminales)