



PNF M-05					
Prélèvements sanguins					
Créée par :	<u>N/D</u>	Date :	<u>N/D</u>	Version:	<u>1.0</u>
Modifiée par :	<u>Marie-Philippe Boucher</u> <u>Fany De Wilde</u>	Date :	<u>27 juin 2022</u>	Version:	<u>4.0</u>
Révisée par :	<u>Geneviève L. Roy</u>	Date :	<u>8 juillet 2022</u>		

<i>Chef de service et opérations</i>		27-07-2022
	<b>Nathalie Tessier</b>	<b>Date</b>
<i>Vétérinaire</i>		27-07-2022
	<b>Geneviève L. Roy</b>	<b>Date</b>
<i>Président du Comité de Protection des Animaux</i>		27-07-2022
	<b>Bruno Larrivée</b>	<b>Date</b>

## 1. BUT / OBJECTIF

Le but de cette Procédure Normalisée de Fonctionnement (PNF) est de décrire les méthodes de prélèvement sanguin chez les animaux de l'ACRHMR ainsi que les bonnes pratiques en ce qui a trait aux sites, volumes et fréquences.

## 2. APPLICABLE À / RESPONSABILITÉS

Cette PNF est la responsabilité de tout le personnel qualifié de l'ACRHMR et des utilisateurs qui procèdent aux prélèvements sanguins chez les animaux dans le cadre de projets de recherche au CRHMR. Le personnel ayant à prélever du sang des animaux, doit lire, comprendre et appliquer cette PNF. Les membres du Comité de Protection des Animaux doivent approuver et réviser cette PNF au moins aux 3 ans. La coordonnatrice de l'animalerie doit s'assurer que le personnel et les utilisateurs appliquent cette PNF correctement.



### 3. INFORMATIONS

Adopter la meilleure technique de prélèvement possible en lien avec vos objectifs expérimentaux. Le choix de la technique dépendra de nombreux facteurs, notamment :

- Le but de la collecte de sang (analyse biochimique, extraction d'ADN, etc.) ;
- La nécessité d'un échantillon artériel versus veineux ;
- La durée et la fréquence de l'échantillonnage ;
- L'impact sur le bien-être des animaux ;
- L'état de santé de l'animal à saigner ;
- Prélèvement répété ou procédure terminale ;
- Potentiel d'effets induits par le stress sur les paramètres hémato-biochimiques ;
- La formation et l'expérience du personnel impliqué.

Le personnel qui procède au prélèvement sanguin des animaux doit :

- Être compétent dans la manipulation de l'espèce animale utilisée et dans l'exécution de la technique. Lorsqu'une formation est nécessaire, elle doit obligatoirement être faite avant l'utilisation des animaux expérimentaux, sous la supervision d'une personne qualifiée et en utilisant des animaux prévus à cette fin ou des animaux récupérés de d'autres projets.
- Se limiter à un nombre d'essais de 2 ponctions. En cas de difficulté d'exécution, il faut demander de l'aide à une autre personne tout autant qualifiée.
- Être capable de reconnaître les signes de détresse chez les animaux lors de complications à la suite du prélèvement sanguin et de prendre les mesures d'action nécessaires afin de préserver le bien-être animal.

### 4. DÉFINITIONS

ACRHMR : Animalerie du Centre de recherche de l'Hôpital Maisonneuve-Rosemont

CPA: Comité de protection des animaux

CRHMR : Centre de recherche de l'Hôpital Maisonneuve-Rosemont

TSA: Technicienne en santé animale

Utilisateur : Membre d'une équipe de recherche utilisant les services de l'animalerie



## 5. EXEMPLAIRES / FORMULAIRES / ATTACHEMENTS

**Annexe I :** Récapitulatif des sites de prélèvements sanguins chez les rongeurs.

**Annexe II :** Récapitulatif des sites de prélèvements sanguins chez le chat.

**Annexe III :** Récapitulatif des sites de prélèvements sanguins chez le lapin et chez le porc.

## 6. MATÉRIEL / ÉQUIPEMENT

- Seringue (le format varie selon l'espèce et le site de prélèvement).
- Aiguille (le calibre est différent selon chaque espèce et le site de prélèvement).
- Lancettes
- Crème EMLA
- Appareil à anesthésie (isoflurane)
- Corde
- Compresses (gazes)
- Tube à contention
- Vaseline ou Optixcare
- Capillaires
- Chlorhexidine 0,05%
- Alcool isopropylique 70%
- Tubes d'échantillon :

**Tableau 1 : Tubes d'échantillon à utiliser**

Type d'échantillon	Couleur du tube*	Anticoagulant
Sang entier ou plasma	Mauve	EDTA
Plasma	Vert	Héparine
Sérum	Rouge	Aucun
Sang / épreuves de coagulation	Bleu ciel	Citrate de sodium

\*Quelle que soit la marque de commerce du tube utilisé, le code de couleur reste le même.

## 7. ÉTAPES / PROCÉDURES

### 7.1 Généralités

Avant toute procédure, toujours observer l'animal afin de s'assurer de son bon état de santé. Toute altération de l'état général de l'animal doit être rapportée à l'animalerie (TSA) avant la collecte de sang. Une consultation avec le vétérinaire pourra être exigée avant de procéder aux prélèvements.

- Ne pas collecter de sang sur un site de prélèvement lésé (ex. hématome, enflure).
- On ne prélève pas plus de sang que ne l'exige le but de l'expérience, ni plus fréquemment. Les volumes et fréquences de prélèvement sanguins prévus au protocole doivent être approuvés par le CPA.



- La quantité et la fréquence acceptable des prélèvements sanguins chez toutes les espèces dépendent du volume sanguin en circulation de l'animal et du taux de renouvellement des globules rouges (érythrocytes).
- Le **calcul du volume total de sang en circulation** se fait en fonction du poids corporel d'un animal en bonne santé et varie de **5.5 à 7% (~ 66 ml/kg)** du poids corporel selon l'espèce.
- Pour un **animal malade, obèse ou âgé**, le volume sanguin en circulation doit obligatoirement être inférieur de 15% à celui d'un animal jeune, du même poids et en santé.
- Il est essentiel de respecter les **périodes de repos (temps de récupération)** selon les volumes de sang prélevés afin de rétablir l'homéostasie de l'animal :

Volume de sang prélevé	Temps de récupération (repos)
1%	24h
7,5%	1 semaine
10%	3 à 4 semaines
15%	4 semaines

- Il est suggéré que toute collecte de sang non terminale inférieure à 10% du volume sanguin circulant soit remplacée immédiatement par des fluides isotoniques tempérés par voie SC (*solution de Lactate de Ringer ou de chlorure de sodium à température du corps ou minimalement à température pièce*).
- Toute collecte de sang non terminale supérieure à 10% du volume sanguin circulant ou après une série de prélèvements multiples (sur 24h) doit **obligatoirement être remplacée** immédiatement par des fluides isotoniques tempérés par voie SC (*solution de Lactate de Ringer ou de chlorure de sodium à température du corps ou minimalement à température pièce*).
- ★ La **solution de Lactate de Ringer (LRS)** est les fluides de remplacement de choix. Il faut administrer de 3 à 4 volumes de fluides de remplacement par volume de sang prélevé. Par exemple, administrer 1 ml de LRS SC (ou IP) chez la souris, et 5 -10 ml de LRS soit ½ par voie SC et ½ par voie IP chez le rat.
- S'assurer que le saignement soit arrêté avant de retourner l'animal dans sa cage et vérifier son état général avant de quitter la pièce.
- Chez les souris, les prélèvements sanguins (à l'exception des prélèvements sanguins terminaux) ne doivent pas être effectués sur celles âgées de moins de 14 jours en raison du risque de choc hypovolémique.



## 7.2 Complications possibles

- Noter que le prélèvement rapide d'un pourcentage élevé du volume sanguin sur une très courte période peut également engendrer un choc hypovolémique néfaste. Si étalé dans le temps, le prélèvement d'un tel pourcentage du volume sanguin peut engendrer une anémie. Il est essentiel de s'assurer que, lors du prélèvement de pourcentages élevés du volume sanguin, les animaux soient en santé (ex. bien hydratés, sans inflammation, ni infection).
- Signes cliniques d'hypovolémie observables chez la souris :
  - **Faiblesse, pâleur, respiration rapide et superficielle, extrémités froides.**
  - **L'animal doit être euthanasié.**
- Signes cliniques d'anémie chez les animaux :
  - **Faiblesse, pâleur, anorexie, tachycardie, hémocrite diminuée.**
  - De façon générale, ne **pas** collecter de sang si la valeur de l'hématocrite est **< à 35%**.
  - Une période de repos sera obligatoire avant la reprise des prélèvements, consulter le vétérinaire pour le plan de traitement.
- ★ Tout animal démontrant des signes cliniques attribuables à l'hypovolémie à la suite d'une prise de sang, indépendamment du volume prélevé, devra immédiatement recevoir de 3 à 4 volumes de fluides de remplacement par volume sanguin prélevé; fluides isotoniques administrés en injection sous-cutanée. Consulter en urgence un vétérinaire.

## 7.3 Prélèvement unique par espèce

**Volumes sanguins approximatifs lors de prélèvement UNIQUE, par espèce animale, basés sur le poids corporel et la période de récupération minimale**

Espèce	Volume sanguin moyen (ml/kg)	Poids corporel	Volume sanguin circulant (ml)	Volume total (ml) pouvant être prélevé en une seule fois à chaque :			
				24hrs (1%)	7 jours (7.5%)	3 à 4 semaines (10%)	4 semaines (15%)
Souris	60	20 g	1.2	0.01	0.09	0.12	0.18
		25 g	1.5	0.02	0.11	0.15	0.23
		30 g	1.8	0.02	0.14	0.18	0.27
Rat	64	250 g	16	0.20	1.20	1.60	2.40
		350 g	22	0.22	1.65	2.20	3.30
		500 g	32	0.32	2.40	3.20	4.80
Lapin	56	3 kg	168	1.7	13	17	25
		4 kg	224	2.2	17	22	34
		5 kg	280	2.8	21	28	42
Chat	65	4 kg	260	2.5	20	25	40
		4.5 kg	292	3	22	30	44
		5 kg	325	3.25	24	33	50



Porc	65	20 kg	1300	13	23	130	195
		30 kg	1950	19.50	146	195	293
		40 kg	2600	26	195	260	390

Ainsi, lors de prélèvement unique, à toutes les 3 à 4 semaines, environ 10% maximum du volume sanguin circulant de l'animal peut être retiré en toute sécurité; à tous les 7 jours, 7.5% et à toutes les 24h, 1%.

Exemple pour un seul prélèvement requis à chaque semaine :

1. Volume sanguin total circulant d'une souris 25 g :  $25 \times 6\% = 1,50$  ml
2. Prélèvement maximum de sang possible :  $7.5\% \times 1,50$  ml = 0,13 ml de sang qui peut être prélevé en une seule fois à chaque semaine

Si un volume maximal de **15%** du volume sanguin circulant doit être prélevé en un prélèvement unique, il doit être justifié et approuvé par le CPA. Un temps de récupération minimum de **4 semaines** doit être respecté.

#### 7.4 Prélèvement multiple par espèce

Lors de **prélèvements répétés**, un volume total maximal de **20%** du volume sanguin circulant peut être prélevé sur une période de 24h (série de prélèvements), après justification et approbation par le CPA. Le temps de récupération obligatoire est de **4 semaines**.

Il est préférable d'utiliser un cathéter temporaire lorsqu'applicable. Le cathéter doit être retiré après 24h.

#### **Volumes sanguins approximatifs lors de prélèvements MULTIPLES, par espèce animale, basés sur le poids corporel et la période de récupération minimale**

Espèce	Volume sanguin moyen (ml/kg)	Poids corporel	Volume sanguin circulant (ml)	Volume total pouvant être prélevé (ml) sur une période 24h à chaque :		
				7 jours (7.5%)	3 à 4 semaines (10% - 15%)	4 semaines (20%)
Souris	60	20 g	1.2	0.09	0.12 - 0.18	0.24
		25 g	1.5	0.13	0.15 - 0.23	0.30
		30 g	1.8	0.14	0.18 - 0.27	0.36
Rat	64	250 g	16	1.20	1.60 - 2.40	3
		350 g	22	1.65	2.20 - 3.30	4
		500 g	32	2.40	3.20 - 4.80	6
Lapin	56	3 kg	168	13	17 - 25	34
		4 kg	224	17	22 - 34	45
		5 kg	280	21	28 - 42	56
Chat*	65	4 kg	260	20	25 - 40	50
		4.5 kg	292	22	30 - 44	50
		5 kg	325	24	33 - 50	50
Porc	65	20 kg	1300	23	130 - 195	260
		30 kg	1950	146	195 - 293	390
		40 kg	2600	195	260 - 390	520



## 7.5 RONGEURS : Méthodes de prélèvement sanguin

### 7.5.1 Veines saphènes

- Ce site peut être utilisé chez le rat et la souris
- Aucune anesthésie n'est nécessaire.
- Ce type de prélèvement peut être effectué de manière répétitive.
- Faire entrer l'animal dans un tube à contention
- Maintenir une patte postérieure à l'extérieur du tube en faisant un garrot avec les doigts.
- Rasez la région de la veine saphène.
- Appliquez un corps gras (vaseline®, optixmcare ®) sur la surface rasée.
- Perforez la veine saphène à l'aide d'une aiguille 23 ou 25G (souris) ou 21 ou 23G (rat).
- Récoltez les gouttes de sang qui se forment à l'aide de capillaires. Respectez les volumes sanguins maximum pouvant être prélevés, tout en y incluant les gouttes de sang non récoltés.
- Volume de sang obtenu : faible à modéré (~ 0,1 ml souris ; 0,4 ml rat)
- Relâchez le garrot et faire une pression sur la veine avec une gaze jusqu'à l'arrêt des saignements.
- Relâchez l'animal.
- La gale peut être retirée pour effectuer des prélèvements répétés

### 7.5.2 Veine de la queue (Ponction à l'aiguille)

- Mettre la souris ou le rat dans un tube de contention approprié en laissant sortir la queue de l'animal;
- Notez : une lampe peut faciliter le saignement, il n'est pas nécessaire de l'utiliser pour de petite quantité de sang comme pour la prise de glycémie. Elle doit être utilisée au minimum en raison du risque de brûlure (signes apparaissant plusieurs jours plus tard), ou de choc par hyperthermie.
- Désinfectez la région avec de la Chlorhexidine et piquez la veine caudale latérale ou le bout de la queue (ne coupez pas le bout de la queue) avec une aiguille 25 G pour une souris et 22 G pour le rat, si le sang ne coule pas, massez doucement de la partie proximale vers la partie distale;
- Récoltez le sang avec un tube de prélèvement préalablement ouvert ou avec un capillaire;
- Volume de sang obtenu : faible à modéré (~ 0,1 ml souris)
- Contrôlez le saignement par pression avec une compresse, et remettez l'animal dans sa cage;
- Si vous devez reprendre du sang plus tard le même jour (ex. mesures du glucose), massez doucement la queue de la partie proximale vers la partie distale à l'aide d'une compresse afin de ne pas irriter la peau afin de retirer la gale. Repiquez seulement si vous n'avez pas de sang. Attention un massage trop important sur la queue cause de l'inconfort à l'animal.
- Il n'est pas permis de couper le bout de la queue des rongeurs dans le but d'obtenir du sang. Cette technique engendre de la douleur non nécessaire à l'animal.

### 7.5.3 Veine jugulaire (*rat seulement*)



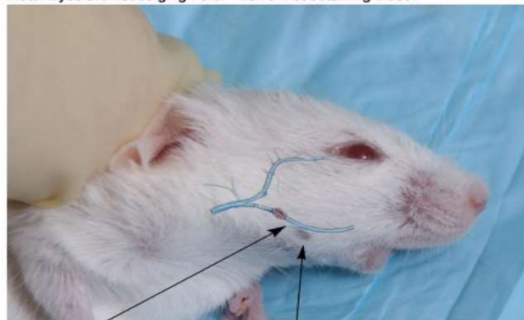


- Prenez le rat avec le pouce et le majeur en ramenant ses membres antérieurs vers l'arrière. Avec votre index, ramener sa tête avec l'arrière.
- Appliquez un peu d'alcool afin de mieux visualiser la veine, prenez votre seringue et piquez dans la région mi-claviculaire, immédiatement crânialement à la clavicule avec une aiguille de 25G en orientant le biseau vers le haut.
- Aspirez lentement, la veine est assez superficielle;
- Volume de sang obtenu : modéré à grand (0.1 ml à 0.25 ml);
- Lorsque vous avez terminé, retirez l'aiguille et faire une pression en appuyant sur le site de la jugulaire pour éviter la formation d'un hématome.
- Attention, la contention provoque une tension de la peau au niveau de la gorge de l'animal, si elle se prolonge l'animal peut étouffer. Soyez vigilant, si l'animal montre de signes d'inconfort relâchez-le immédiatement.

#### 7.5.4 Veine mandibulaire (*souris seulement*)

- Cette technique mal exécutée peut causer de graves blessures à la souris. Toujours, privilégier d'autres méthodes de prélèvement. Ne la faites pas si vous ne la maîtrisez pas. Demandez de l'aide aux TSA, ou optez pour une autre technique. Cette méthode doit être justifiée auprès du CPA.
- Volume de sang obtenu : modéré à grand (0.1 à 0.2 ml)
- Ce type de prélèvement peut être effectué de manière répétitive
- Bonne qualité d'échantillon
- Ne nécessite pas d'anesthésie mais une bonne contention est requise
- Prenez la souris par la contention de base, vous devez toutefois prendre beaucoup de peau (surtout à l'arrière des oreilles), l'œil fera alors légèrement proéminent de l'orbite, la bouche de la souris sera ouverte et les membres thoraciques seront étirés vers les côtés. La tête doit être en ligne droite avec le reste du corps de la souris;
- Prenez une lancette (5 à 5.5 mm pour souris adulte, 4 mm pour jeunes/petites souris) ou une aiguille 20G ou plus petite (23G) ;
- Localisez la rosette sur une des joues : La veine mandibulaire se trouve juste au-dessus et légèrement en arrière (voir la photo 1 ci-après):

Note: Eyes are not bulging here. Risk of not obtaining blood.



Freckle. Easily seen on white mice, also visible on dark mice.

Facial Vein. Your target blood vessel, running just along the bottom of the mandible (jaw).





- Piquez au niveau de la rosette de la joue en dirigeant la lancette entre le nez et l'œil de la souris. Le bout de la lancette doit être presque parallèle à la joue, en particulier si la souris est petite. Il faut donc piquer la joue avec un angle minime. La partie concave de la lancette doit être dirigée vers la joue. Le site exact peut varier d'une souche de souris à l'autre;
- Introduisez perpendiculairement à la veine mandibulaire, le bout de la lancette au complet. S'il s'agit d'une aiguille, introduisez seulement le bout du biseau;
- Récoltez le sang avec un tube de prélèvement préalablement ouvert;
- Attention la souris peut saigner beaucoup, ne dépasser pas la quantité de sang que vous devez récolter.
- Normalement, la souris cessera de saigner dès que vous la relâcherez. Si ce n'est pas le cas, faire une légère pression à l'aide d'une compresse durant 30 secondes.
- Problèmes fréquents (veine mandibulaire) :
  - Si la souris pousse la lancette avec son membre thoracique ou se débat avec ses membres postérieurs : prenez plus de peau entre vos doigts.
  - La souris ne saigne pas : prenez plus de peau entre vos doigts. On peut repiquer plus d'une fois dans la joue de la souris (2-3 fois maximum par joue), mais il est important de réintroduire la lancette dans le même trou que lors du premier essai.
  - La langue et les lèvres de la souris deviennent bleues ou la souris respire de façon anormale: relâchez la souris, lui laisser une pause avant de la contentionner de nouveau (essayer de prendre moins de peau.
  - Si la souris ne cesse pas de saigner : Faites une compression au niveau du site de prélèvement. Si le saignement est important et rapide, vérifiez la joue, car il est possible qu'un hématome se forme. Si c'est le cas, vérifiez que l'hématome se résorbe bien et ne surtout pas repiquer joue de la souris.

#### 7.5.5 Procédures terminales

- Procédez à l'anesthésie profonde et terminale de l'animal (sans réveil).
- Vérifiez la profondeur de l'anesthésie par l'absence de réflexe palpébral (mouvement des paupières à la suite du toucher de la peau aux coins des yeux) et de réaction de retrait (aucune tension ou mouvement d'un membre suite au pincement de la peau entre les oreilles à l'aide d'une pince chirurgicale).

##### 7.5.5.1 Prélèvement intracardiaque

- Procédez à l'ouverture du thorax, et prélevez le volume de sang voulu. Cette technique peut aussi être effectuée à thorax fermé (à l'aveugle) en palpant la pointe du sternum. Le site se trouve juste à la gauche du sternum.
- Pour les souris, on utilise une aiguille 25G 5/8 avec une seringue de 1 ml. Pour les rats, on utilise une aiguille 20G 1 avec une seringue de 3 à 10 ml.

##### 7.5.5.2 Prélèvement dans la veine cave caudale



- Prenez soin d'ouvrir la cavité abdominale en coupant les muscles et la peau de l'abdomen de l'appendice xyphoïde jusqu'au pubis. Dégager les intestins sur un côté, et prélever le sang directement de la veine.
- Pour les souris, on utilise une aiguille 25G5/8 avec une seringue de 1 ml. Pour les rats, on utilise une aiguille 20G1 avec une seringue de 3 à 10 ml.
- Notez : Comme cette procédure est terminale, il n'est pas nécessaire de respecter les volumes maximums à prélever.

## 7.6 CHAT : Méthodes de prélèvement sanguin

- Les prélèvements sanguins faits chez le chat doivent être faits par des techniciennes en santé animale possédant la formation requise pour exécuter les diverses techniques de prélèvement et contentions.
- Durant toute l'opération de prélèvement de sang, le chat est maintenu en position physiologique naturelle: assis ou en décubitus sterno-ventral. Le praticien adapte sa position à celle du chat, qui doit être confortable. La contention doit être la plus restreinte possible. Les cages à contention et autres sacs, très stressants, et les gants sont à éviter dans la mesure du possible. Si l'animal est trop récalcitrant, enveloppez-le dans une serviette ou une jaquette (technique du burrito).

### 7.6.1. Veine céphalique

- La zone à ponctionner n'est pas nécessairement rasée. Elle peut simplement être mouillée avec de l'alcool à 70 % afin de bien visualiser la veine. L'assistant tient le chat délicatement mais fermement et immobilise le membre thoracique tout en faisant une compression avec son pouce pour faire gonfler la veine. Un garrot plat de format léger ou par le garrot Stripp quick automatique (avec une tension modérée du garrot) peut être également utilisé.
- Utilisez idéalement des papillons ou des aiguilles de 21-23G selon la taille de l'animal.
- Biseau de l'aiguille vers le haut, insérez l'aiguille dans un angle de 30 degrés et ensuite l'orientez parallèlement à la veine pour l'accéder, et prélevez le volume sanguin désiré.
- Demandez à l'assistant de bien relâcher la compression avant de retirer l'aiguille papillon.
- Refaites une compression à la fin du prélèvement.

### 7.6.2. Veine Jugulaire

- Technique à privilégier pour obtenir de grands volumes sanguins (~ 2 à 20 ml).
- La contention est très importante et cette technique nécessite deux personnes.
- La zone à ponctionner est soit rasée, soit mouillée à l'aide d'alcool 70 % ou de la chlorhexidine afin de bien visualiser la veine. L'assistant immobilise le chat délicatement mais fermement sur le coin d'une table et d'une main, lui relève légèrement la tête (~ 45°) par rapport à la position physiologique. Avec son autre main, il maintient les membres thoraciques vers sol.



- Pour faire gonfler la jugulaire, le préleveur presse la base du cou en s'alignant avec le canthus latéral de l'œil de l'animal. Il arrive qu'on doive déplacer notre pouce latéralement ou médialement si on ne trouve pas la veine immédiatement. La jugulaire est parallèle à la trachée, à quelques centimètres de celle-ci. Le préleveur peut ensuite introduire l'aiguille (20G), biseau vers le haut, doucement parallèle à la veine. Dès que le prélèvement est terminé, une compression de 30 secondes est effectuée.

#### 7.6.3. Veine saphène médiale

- La ponction de la veine saphène nécessite également au moins une personne supplémentaire qui réalise la contention et la compression. Cette technique est particulièrement adaptée aux chats difficiles. Le chat est contentonné en décubitus latéral.
- La zone à ponctionner est soit rasée (puis désinfectée), soit mouillée à l'aide l'alcool ou de la chlorhexidine afin de bien visualiser la veine. L'assistant se place dans le dos du chat, saisit d'une main les membres thoraciques tout en appuyant son bras sur le cou et de son autre main, applique une pression dans la région inguinale pour occlure le retour veineux et provoquer le gonflement de la veine. Le préleveur procède à la ponction (papillon ou aiguille 25G) en commençant le plus distalement possible au cas où il soit nécessaire de faire d'autres tentatives. L'aspiration doit être lente sinon la veine peut collapser.
- Notez que la veine saphène du chat est fuyante et, étant très superficielle, la formation d'hématome à ce niveau peut facilement survenir. Une bonne compression de 30 secondes (ou jusqu'à ce que l'arrêt du saignement) doit est effectuée après la prise de sang.

#### 7.6.4. Ponction Cardiaque (procédure terminale)

- L'animal doit être sous anesthésie profonde, en décubitus latéral. Le cœur est localisé à l'aide du membre antérieur qui est replié au niveau du thorax. Ce dernier est situé à la pointe du coude du chat. L'aiguille (20G ou 22G) doit être insérée perpendiculairement au thorax et entre les côtes. Dès que le cœur est atteint le sang monte très rapidement dans la seringue et un volume important peut être récolté.
- Se référer à la PNF M -14

### 7.7 LAPIN : Méthodes de prélèvement sanguin

- Les prélèvements sanguins faits chez le lapin doivent être exécutés par des techniciennes en santé animale possédant la formation requise pour exécuter les diverses techniques de prélèvement et de contentions.
- Les lapins étant une espèce « proie », il peut ne pas bouger lors des manipulations mais le stress engendré peut nuire aux échantillons sanguins et même être fatale. Il est recommandé d'administrer une sédation au préalable afin de limiter le stress et le risque de blessures et restreindre le lapin dans un sac de contention.

#### 7.7.1 Veine marginale ou artère centrale de l'oreille



- Idéalement, appliquez une anesthésie locale préalablement au prélèvement (crème EMLA).
- Les veines marginales sont situées sur le pourtour de l'oreille des lapins. Les poils peuvent être rasés et la zone est nettoyée à l'aide de chlorhexidine. La vasodilatation des veines est faite soit par une compression à la base de l'oreille, soit que l'oreille soit enroulée dans un tissu chaud pendant quelques minutes. La veine centrale peut être délicatement frottée afin de la faire gonfler. Par la suite, la veine est ponctionnée à l'aide d'un papillon ou aiguille de 25G.
- Ne pas utiliser de seringue pour limiter le risque de collapsus et récoltez le sang directement dans un tube d'échantillon préalablement ouvert.
- L'artère centrale est située dans le plan médian. Il n'est pas nécessaire de réchauffer l'oreille. L'aiguille est insérée à l'extrémité de l'oreille, parallèlement à l'artère, en direction de la base de l'oreille.
- Une fois sous la peau, l'aiguille est réorientée dans le vaisseau. Suite au prélèvement, une compression sur le site de ponction doit être appliquée jusqu'à l'arrêt du saignement.

#### 7.7.2 Veine saphène latérale

- La ponction de la veine saphène nécessite une personne supplémentaire qui réalise la contention et la compression.
- Utile chez les lapins de petite taille ou lorsque les vaisseaux de l'oreille sont fuyants ou trop petits.
- Un volume sanguin modéré peut facilement être prélevé (jusqu'à 1 ml chez les lapins nains).
- L'animal doit être en décubitus latéral pour un meilleur accès à la veine, le dos placé contre le corps de l'assistant, la tête coincée derrière son coude. La patte arrière est étendue et l'assistant applique une compression au-dessus du jarret. Les poils peuvent être rasés et la zone est nettoyée à l'aide de 3 passages de chlorhexidine et alcool pro.
- Utiliser une aiguille ou à papillon de 25G montée sur une seringue de 1ml
- Notez que la veine saphène latérale du lapin étant très superficielle. La formation d'hématome à ce niveau peut facilement survenir. Une bonne compression de 30 secondes (ou jusqu'à ce que le saignement s'arrête) doit être effectuée après la prise de sang.

#### 7.7.3 Veine jugulaire

- La ponction de la veine jugulaire nécessite une personne supplémentaire qui réalise la contention et la compression.



- Un grand volume sanguin est facilement prélevé.
- Ne pas utiliser cette technique lors de prélèvements multiples ou fréquents.
- Placez l'animal au bord de la table d'examen en décubitus sternal avec la tête vers le haut, en semi-extension. Les membres thoraciques peuvent être maintenus tendus vers le sol en dehors de la table. Les poils peuvent être rasés et la zone nettoyée à l'aide de chlorhexidine. La compression est réalisée à l'entrée du thorax (base du cou). Le trajet des veines jugulaires est habituellement facilement visualisable une fois que la zone à ponctionner est imprégnée d'un peu d'alcool.
- Insérez une aiguille 21-23G, biseau vers le haut et récoltez le volume de sang requis. Faites une compression pour arrêter le saignement après la prise de sang.
- Notez que le prélèvement peut être compliqué chez les femelles en raison de leur fanon et chez les mâles obèses.
- Sous anesthésie générale, le prélèvement peut être fait en décubitus dorsal.

#### 7.7.4 Ponction Cardiaque (procédure terminale)

- L'animal doit être sous anesthésie profonde.
- Une fois l'animal en décubitus dorsal, palpez la pointe du sternum et à sa gauche, insérez la totalité de l'aiguille (18G 1 1/2" à 21G 1 1/2") montée sur une seringue de volume approprié dans la dépression, à un angle de 30 à 45 degrés.
- Prélevez un maximum de sang.
- Se référer à la PNF M-14.

### 7.8 PORC : Méthodes de prélèvement sanguin

#### 7.8.1 Veine cave crâniale

- La technique doit être effectuée de façon aseptique. Le cochon doit être maintenu dans une position couchée; la tête et le cou redressé et les membres antérieurs tirés vers l'arrière. Un dispositif de retenue en forme de V réglable rembourré ou une écharpe peut aider à tenir l'animal en position. Désinfectez la zone avec de la chlorhexidine.
- Une aiguille de 18-20G, 1.5-2" (20-21G (1,5" pour miniporcs) est insérée, biseau vers le haut, dans un angle de 45-60 degrés, dans la veine cave crânienne, légèrement latérale au sternum, et vers la droite de la ligne médiane. Prélevez le volume de sang requis. Le débit sanguin doit être arrêté en appliquant une compression à l'aide du doigt muni d'une compresse (de 30 s à 2 min.).

#### 7.8.2 Veine jugulaire



- L'animal, dressé sur ses quatre pattes, doit être tenu à l'aide d'une corde au museau et le cou doit être bien étiré vers le haut. La corde est placée derrière les canines afin qu'elle ne glisse pas facilement. L'aiguille (20G) doit être dirigée caudo-dorsalement, dans ce cas perpendiculaire à la peau. Une compression avec le doigt est effectuée à la fin du prélèvement.

### 7.8.3 Veine marginale de l'oreille

- La technique doit être effectuée de façon aseptique et sous sédation. Pour limiter les lésions et ecchymoses au site de prélèvement, un maximum de trois tentatives sera autorisé.
- Désinfectez la zone à ponctionner à l'aide de 3 passages de chlorhexidine et alcool isopropylique en alternance. Une anesthésie locale et topique (par exemple : la crème EMLA) peut être utilisée. L'oreille doit être réchauffée pour dilater le vaisseau. Cela peut être fait en caressant doucement la région et en y appliquant un coton-tige imbibé d'eau tiède. Bien asséchez la peau par la suite.
- Alternativement, un tampon imbibé d'alcool peut être utilisé, mais il est important de noter que l'évaporation de l'alcool peut refroidir la surface de l'oreille. L'aiguille (25G ou 23G) est glissée vers la base de l'oreille. Lorsque la veine a été perforée, le sang peut être collecté directement par l'action capillaire dans des tubes appropriés. Le débit sanguin doit être arrêté en appliquant une compression à l'aide du doigt muni d'une compresse (de 30 s à 2 min.)

## 8. RÉFÉRENCES / PROCÉDURES CONNEXES

<https://journals.sagepub.com/doi/pdf/10.1258/la.2010.010011>

<https://www.nc3rs.org.uk/3rs-resources/blood-sampling>

<https://dsv.ulaval.ca/wp-content/uploads/2018/02/P-16-Procédure-générale-pour-les-prélèvements-sanguins-V2.pdf>

<https://www.bu.edu/researchsupport/compliance/animal-care/working-with-animals/procedures/blood-collection-guidelines-iacuc/>

[https://oacu.oir.nih.gov/sites/default/files/uploads/arac-guidelines/rodent\\_bleeding.pdf](https://oacu.oir.nih.gov/sites/default/files/uploads/arac-guidelines/rodent_bleeding.pdf)

<https://blink.ucsd.edu/files/sponsor-tab/iacuc/Policy%205%20Blood.pdf>

<https://blink.ucsd.edu/sponsor/iacuc/policies.html#Animal-Procedures>

CCPA. Lignes directrices du CCPA : les souris (2019)

CCPA. Lignes directrices du CCPA : les rats (2020)



## Annexe I : Récapitulatif des sites de prélèvements sanguins chez les rongeurs

Sites de prélèvement	Commentaires
Veine mandibulaire	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Souris seulement</li> <li>• Ne requiert pas d'anesthésie</li> <li>• Permet de prélever des volumes modérés à grands</li> <li>• Rapide, simple et très bonne qualité d'échantillon</li> <li>• Prélèvements multiples possibles (alterner les joues)</li> <li>• Peu de complications SI technique bien maîtrisée</li> <li>• Personnes qualifiées seulement</li> <li>• Autorisation obligatoire du CPA</li> </ul>
Veines saphènes	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Souris et rat</li> <li>• Ne requiert pas d'anesthésie</li> <li>• Permet de prélever des volumes faibles à modérés.</li> <li>• Moins rapide, bonne qualité d'échantillon</li> <li>• Prélèvements multiples possibles</li> <li>• Peu de risques de complications</li> <li>• Personnes qualifiées seulement</li> </ul>
Veine de la queue	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Souris et rat</li> <li>• Ne requiert pas d'anesthésie</li> <li>• Permet de prélever des volumes faibles à modérés.</li> <li>• Simple, qualité d'échantillon modérée</li> <li>• Prélèvements multiples possibles</li> <li>• Peu de risques de complications</li> <li>• Personnes qualifiées seulement</li> </ul>
Veine jugulaire	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Rat seulement</li> <li>• L'anesthésie est préférable</li> <li>• Requiert une bonne dextérité, technique + difficile</li> <li>• Permet de prélever de grands volumes</li> <li>• Prélèvement unique, peu répétable.</li> <li>• Personnes qualifiées seulement</li> </ul>
Ponction cardiaque (terminale)	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Permet de prélever de grand volume.</li> <li>• Requiert une anesthésie profonde et sans réveil, donc suivie d'une euthanasie.</li> <li>• Personnes qualifiées seulement</li> </ul>





## Annexe II : Récapitulatif des sites de prélèvements sanguins chez le chat.

Sites de prélèvement	Commentaires
Veine céphalique	<ul style="list-style-type: none"><li>• Ne requiert pas d'anesthésie</li><li>• Permet de prélever des volumes de faibles à modérés.</li><li>• Demande une seconde personne pour effectuer la contention de l'animal</li><li>• Si la veine est fuyante, la stabiliser avec le pouce</li></ul>
Veine jugulaire	<ul style="list-style-type: none"><li>• Ne requiert pas d'anesthésie</li><li>• Permet de prélever de grands volumes</li><li>• Demande une seconde personne <b>expérimentée</b> pour effectuer une bonne contention de l'animal.</li></ul>
Veine saphène médiale	<ul style="list-style-type: none"><li>• Ne requiert pas d'anesthésie</li><li>• À privilégier lors de chats agressifs ou très stressés</li><li>• Permet de prélever des volumes de faibles à modérés</li><li>• Demande de 1 à 2 personnes supplémentaires pour effectuer une bonne contention de l'animal.</li><li>• Veine fuyante, superficielle et fragile</li><li>• Risque de collapser le vaisseau</li><li>• Risque d'hématome</li></ul>
Ponction cardiaque (terminale)	<ul style="list-style-type: none"><li>• Permet de prélever de très grands volumes.</li><li>• Requiert une anesthésie profonde et sans réveil, donc suivie d'une euthanasie.</li></ul>



## Annexe III : Récapitulatif des sites de prélèvements sanguins chez le lapin et chez le porc

### PORC : Récapitulatif des sites de prélèvements sanguins

Sites de prélèvement	Commentaires
Veine cave crâniale	<ul style="list-style-type: none"> <li>Permet de prélever de grands volumes (~ 5 à 30 ml)</li> <li>Ne requiert pas d'anesthésie</li> <li>Requiert une formation particulière.</li> </ul>
Veine marginale de l'oreille	<ul style="list-style-type: none"> <li>Permet de prélever de faibles volumes (~ 1 à 3 ml)</li> <li>Requiert une sédation</li> </ul>
Veine jugulaire	<ul style="list-style-type: none"> <li>Permet de prélever des volumes modérés</li> <li>Ne requiert pas d'anesthésie</li> </ul>

### LAPIN : Récapitulatif des sites de prélèvements sanguins

Sites de prélèvement	Commentaires
Veine marginale ou artère centrale de l'oreille	<ul style="list-style-type: none"> <li>Permet de prélever seulement de faibles volumes</li> <li>Requiert une sédation et/ou sac de contention</li> <li>Requiert une anesthésie locale (EMLA)</li> <li>Volume sanguin modéré de ~ 0.5 à 10 ml</li> </ul>
Veine saphène	<ul style="list-style-type: none"> <li>Utilise si vaisseaux auriculaires fuyants ou petits</li> <li>Requiert une sédation et/ou sac de contention</li> <li>Requiert une seconde personne <b>expérimentée</b> pour effectuer une bonne contention de l'animal</li> <li>Permet de prélever des volumes modérés</li> <li>Risque possible d'hématome</li> </ul>
Veine jugulaire	<ul style="list-style-type: none"> <li>Permet de prélever des volumes modérés (~ 2 à 10 ml)</li> <li>Requiert une sédation profonde</li> <li>Requiert une seconde personne <b>expérimentée</b> pour effectuer une bonne contention de l'animal</li> <li>Permet de prélever de grands volumes</li> <li>Prélèvement unique, peu répétable.</li> </ul>
Ponction cardiaque (terminale)	<ul style="list-style-type: none"> <li>Permet de prélever de grands volumes (~ 60 à 100 ml)</li> <li>Requiert une anesthésie profonde et sans réveil, donc suivie d'une euthanasie.</li> </ul>

## 9. HISTORIQUE DES MODIFICATIONS

Date	Modifications	Version
27-06-2022	Valeurs des volumes de sang en circulation des souris et chats, modification de la section information.	4.0