



Information technique - expérimentation animale

Prélèvements de sang chez les rongeurs de laboratoire et les lapins à des fins d'expérimentation animale 3.02

V.3.5. - 12.05.2026 *

1	Objectifs.....	2
2	Bases légales.....	2
3	Effets physiopathologiques et calcul du volume sanguin.....	2
	3.1 Contrainte et physiologie.....	2
	3.2. Calcul du volume sanguin total.....	3
	3.3. Valeurs indicatives pour le prélèvement et le rétablissement.....	3
4	Tableau synoptique des techniques de prélèvement sanguin.....	5
5	Pratiques à proscrire lors du prélèvement sanguin, techniques de prélèvement autorisées sous certaines conditions et techniques interdites.....	9
6	Littérature et références.....	10

1 Objectifs

La présente fiche thématique décrit les exigences de protection des animaux à satisfaire lors du prélèvement de sang chez les rongeurs et les lapins de laboratoire dans le cadre de l'expérimentation animale. Les prélèvements sanguins comptent parmi les interventions les plus courantes opérées durant l'expérimentation animale et peuvent représenter une forte contrainte pour l'animal, en particulier chez les espèces de petite taille. La présente fiche thématique concerne exclusivement les procédures de prélèvement sanguin dans le but d'obtenir des échantillons. Elle ne s'applique pas aux modèles animaux dans lesquels une perte de sang importante ou provoquée de manière ciblée fait partie intégrante du modèle, comme c'est le cas, par exemple, dans les modèles d'hypovolémie.

La présente fiche thématique définit les principes et les recommandations qui guident le choix des techniques et des volumes de prélèvement sanguin appropriés. Il convient de réduire autant que possible la contrainte subie par les animaux en choisissant la méthode la moins contraignante, c'est-à-dire la plus respectueuse. L'objectif de cette fiche thématique est de formuler des recommandations pour un prélèvement sanguin conforme aux règles de la protection des animaux. Lors de l'application de ces recommandations, il faut toujours tenir compte des connaissances scientifiques actuelles et des mesures d'amélioration (raffinements) des méthodes d'expérimentation animale.

Lors de la mise en œuvre, il convient de veiller à ce que :

- aucune méthode contraire au bien-être animal ou causant des contraintes évitables ne soit utilisée ;
- les prélèvements sanguins soient scientifiquement justifiés en termes de méthode, de volume et de fréquence et indispensables pour atteindre le but de l'expérience ;
- les mesures visant à réduire la contrainte (par ex. l'habituation, la contention, une vasodilatation adaptée, le recours à des techniques minimalement invasives telles que le micro-prélèvement, les pratiques aseptiques, la substitution volumique, etc.) soient systématiquement mises en œuvre.

La présente fiche thématique s'adresse aux autorités d'exécution, aux commissions pour l'expérimentation animale, aux délégués à la protection des animaux ainsi qu'aux chercheurs.

2 Bases légales

L'art. 20, al. 1, de la loi sur la protection des animaux (LPA, RS 455) stipule que des douleurs, des maux, des dommages ou un état d'anxiété ne peuvent être imposés à un animal que si le but de l'expérience ne peut être atteint d'une autre manière. Ce principe s'applique aussi au prélèvement d'échantillons. Il ne faut pas prélever plus de sang ni plus souvent que ce qui est strictement nécessaire aux fins de l'expérience. La contrainte doit être limitée au strict nécessaire (art. 137 de l'ordonnance sur la protection des animaux, OPA, RS 455.1).

3 Effets physiopathologiques et calcul du volume sanguin

3.1 Contrainte et physiologie

Le prélèvement sanguin constitue une contrainte pour l'animal. Celle-ci dépend de plusieurs facteurs tels que la méthode, le volume et la fréquence de prélèvement, ainsi que des compétences des personnes chargées de les effectuer. Des prélèvements sanguins répétés, voire excessifs, peuvent entraîner un stress physiologique considérable et avoir des effets physiopathologiques chez les animaux de laboratoire. De plus, des ponctions répétées peuvent entraîner des lésions tissulaires cumulatives, ce qui augmente le risque d'inflammation, de thrombose et d'infections. C'est pourquoi il convient de planifier soigneusement le volume, le site et la fréquence de prélèvement, afin d'éviter tout dommage évitable et de respecter le principe de raffinement. Les prélèvements sanguins sont une source de stress pour l'animal en raison de la manipulation subie, de la douleur liée à la ponction et des effets de la perte de volume sanguin, tels que :

- **Hypovolémie (déficit volumique) :** une perte aiguë de plus de 10 à 15 % du volume sanguin circulant peut entraîner une diminution de la capacité de transport de l'oxygène, une hypotension et un choc circulatoire ^{2, 10}.
- **Anémie (carence en globules rouges) :** des prélèvements répétés peuvent entraîner une anémie. Chez la souris soumise à des conditions de stress, la régénération des érythrocytes dure environ 4 à 7 jours ⁶; toutefois, la normalisation complète de certains paramètres hématologiques (notamment le nombre d'érythrocytes) peut prendre jusqu'à 14 jours ^{2,4}.

ATTENTION : Les conséquences cliniques d'une perte de sang aiguë (hypovolémie) peuvent être efficacement atténuées par l'administration immédiate d'un liquide de remplacement volumique. Les solutions cristalloïdes chauffées et équilibrées, telles que le lactate de Ringer, administrées, selon la situation, par voie sous-cutanée ou intraveineuse ^{3,8}, s'y prêtent bien. En cas d'administration sous-cutanée ou intraveineuse, ces solutions de remplacement volumique doivent en principe être administrées à température corporelle. Pour les administrations sous-cutanées, la valeur indicative est la suivante : 5 ml/kg de poids corporel (PC) au maximum par site d'injection ; des doses plus importantes doivent être réparties sur 2 à 3 sites d'injection (par exemple, la nuque et le flanc). Il ne faut pas utiliser plus de 2 à 3 sites d'injection sous-cutanée par jour (alterner les sites en raison du risque de formation de dépôts/d'inflammation). En cas d'administration intraveineuse, la valeur indicative est que le volume sanguin circulant ne doit pas augmenter de plus de 5 % environ à la suite d'une administration intraveineuse aiguë et lente ; par conséquent, les volumes totaux plus importants doivent être administrés lentement et par fractions, sous surveillance clinique ^{2, 11}.

3.2. Calcul du volume sanguin total

Afin de préserver le bien-être animal, il faut calculer et respecter le volume sanguin maximal pouvant être prélevé sans que les mécanismes de compensation de l'animal ne soient excessivement sollicités. Le volume maximal tolérable est déterminé en fonction du volume sanguin physiologique total, qui est généralement estimé par rapport au PC.

Chez les rongeurs et les lapins en bonne santé, le volume sanguin total (VST) est estimé à environ **7 % du PC** ^{2,3} :

Formule pour le calcul du VST (ml) : $PC (g) \times 0,07$

3.3. Valeurs indicatives pour le prélèvement et le rétablissement

Afin de limiter la contrainte, les recommandations suivantes s'appliquent (résumées à partir des lignes directrices et de la littérature établies ^{1, 2, 3, 5, 7, 9})

1. **Prélèvement unique inférieur ou égal à 10 % du VST :** en règle générale, ce prélèvement est bien toléré sans substitution volumique.

Exemple : souris (25 g)

- VST : $25 \text{ g} \times 0.07 = 1.75 \text{ ml}$
- Prélèvement unique max. (10 %) : 0.175 ml (175 µl)

Conseil pratique : pour des raisons techniques, les volumes de prélèvement calculés peuvent être légèrement arrondis (par exemple à 200 µl chez la souris), à condition qu'ils ne soient pas utilisés pour augmenter systématiquement la valeur indicative, qu'aucun effet indésirable clinique n'est à craindre et que la nécessité d'une substitution volumique soit évaluée.

2. **Prélèvement unique supérieur à 10 à 15 % du VST** : risque accru de signes cliniques (hypovolémie/anémie). **Il faut en principe prévoir une substitution volumique.** Si la limite maximale ($\approx 15\%$ du VST) est atteinte, il convient de respecter ensuite un temps de récupération d'au moins 14 jours à compter du prélèvement.

3. **Prélèvements répétés / cumulés :**

- Sur une période glissante de 14 jours (c'est-à-dire que, pour chaque prélèvement, on calcule rétrospectivement, à partir du jour du prélèvement, la somme de tous les prélèvements effectués au cours des 14 jours précédents), le volume cumulé des prélèvements doit être inférieur ou égal à 15% du VST.
- Lorsque cette limite est atteinte, une période de repos d'au moins 14 jours après le dernier prélèvement est nécessaire, afin que les paramètres hématologiques se stabilisent à leur niveau initial qui est propre à chaque individu.
- Prélèvements répétés de petites quantités : le volume et la fréquence doivent être fixés de manière à ce que le volume cumulé prélevé sur une période glissante de 14 jours reste, en règle générale, inférieur ou égal à 15% du VST. Si des prélèvements de petites quantités de sang sont effectués plus de 3 fois par semaine, il convient de fixer des paramètres de surveillance prédéfinis (au minimum PC et évaluation clinique ; si nécessaire, hémocrite/hémoglobine) et de définir des critères d'arrêt ou d'ajustement (par ex. une perte de poids ou une pâleur clinique/apathie entraînent une réduction du volume/de la fréquence ou une interruption des prélèvements).

Dépassements : Les prélèvements de 15 à 20% du VST sur une période de 14 jours, qu'ils soient ponctuels ou cumulés, augmentent le risque de troubles cliniques importants et ne sont autorisés que dans des cas justifiés, avec une surveillance, une compensation volumique et des critères d'arrêt spécifiques et bien définis.

4 Tableau synoptique des techniques de prélèvement sanguin

Le choix de la méthode dépend de l'espèce animale, du volume de sang requis, de la fréquence de prélèvement et de l'état de l'animal (éveillé/ endormi sous anesthésie) (d'après ^{2,3,5,7}). Les techniques de micro-prélèvement (< 50 µl) sont à privilégier pour respecter le principe de raffinement.

Conditions préalables : Quelles que soient les techniques utilisées, les prélèvements sanguins ne peuvent être effectués que par des personnes ayant suivi une formation attestée pour la méthode en question et ayant acquis leurs compétences professionnelles sur le terrain sous la supervision d'un formateur (art. 135, al. 6, OPAn).

Espèce animale	Méthode	Anesthésie	Évaluation et remarques
Souris	Ponction au niveau de la veine caudale	non	Veine bien visible. Afin de favoriser la circulation sanguine, un réchauffement bref et modéré est autorisé (pour plus de détails, voir le point 5). Effectuer la ponction à l'aide d'une aiguille ou d'une lancette. Pas de « traite » de la queue (risque d'hémolyse/leucocytose).
	Incision de la peau à l'extrémité de la queue	non	Uniquement pour de très petites quantités (glycémie, etc.). Retirer seulement la croûte ou pratiquer seulement une petite entaille (< 1 mm).
	V. saphène	non	Une contention solide et un entraînement sont nécessaires. Rasage du site de prélèvement recommandé
	V. sous-mentonnière	oui (recommandé)	Ce prélèvement doit en règle générale être réalisé sous anesthésie de courte durée afin d'éviter tout mouvement de défense et toute lésion tissulaire. Sans anesthésie, uniquement par du personnel formé aux méthodes spécifiques et expérimenté, et sur des lignées de souris calmes (justification obligatoire de la non-utilisation de l'anesthésie). Risque réduit de lésions tissulaires (pas de section du muscle, site de ponction situé hors du champ visuel). Utiliser l'aiguille « Stop-Cap » ou une lancette de sécurité. Pour la fabrication de l'aiguille « Stop-Cap », voir la directive AWO-N, p. 11-12 ⁵ . Cette méthode doit être utilisée exclusivement sur des souris.
	V. faciale/sous-mandibulaire	oui (recommandé)	Ce prélèvement doit en règle générale être réalisé sous anesthésie de courte durée afin d'éviter tout mouvement de défense et toute lésion tissulaire. Sans anesthésie, uniquement par du personnel formé à la méthode et expérimenté, et sur des lignées de souris calmes (justification obligatoire de la non-utilisation de l'anesthésie). Utiliser une aiguille « Stop-Cap » ou une lancette de sécurité. Pour la fabrication de l'aiguille « Stop-Cap », voir la directive AWO-N, p. 11-12 ⁵ . Utiliser cette méthode exclusivement sur des souris.

	Par voie sublinguale	oui (obligatoire)	Uniquement sous anesthésie générale. Risque d'aspiration. Allonger l'animal à l'horizontale ou la tête en bas. Ne pas utiliser d'hémostatiques corrosifs (par ex. le chlorure de fer). Il est préférable de réaliser ce prélèvement sanguin avec l'aide d'une deuxième personne.
	Cathéter	oui (obligatoire)	Méthode invasive. La contrainte dépend de la façon de procéder. Permet un prélèvement d'échantillons hautement standardisé sans contention (par ex. dans les systèmes où l'animal peut se déplacer librement).
	Rétrobulbaire (uniquement en phase terminale)	oui (obligatoire)	Risque de lésions oculaires ; à ne pratiquer qu'en phase terminale et sous anesthésie générale
	Ponction cardiaque (en phase terminale uniquement)	oui (obligatoire)	Uniquement en phase terminale et sous anesthésie générale.
	Aorte, gros vaisseaux abdominaux (uniquement en phase terminale)	oui (obligatoire)	Uniquement en phase terminale et sous anesthésie générale.
Rat	Ponction au niveau de la veine caudale	non	Veine bien visible. Afin de favoriser la circulation sanguine, un réchauffement bref et modéré de l'animal est autorisé (pour plus de détails, voir le point 5).
	V. saphène	non	Nécessite une bonne contention.
	Par voie sublinguale	oui (obligatoire)	Uniquement sous anesthésie générale. Risque d'aspiration. Allonger l'animal à l'horizontale ou la tête en bas. Ne pas utiliser d'hémostatiques corrosifs (par ex. le chlorure de fer). Il est préférable de réaliser ce prélèvement avec l'aide d'une deuxième personne.
	Cathéter	oui (obligatoire)	Méthode invasive. La contrainte dépend de la façon de procéder à la prise de sang. Permet un prélèvement hautement standardisé sans contention (par ex. dans les systèmes où l'animal peut se déplacer librement).
	Rétrobulbaire (uniquement en phase terminale)	oui (obligatoire)	Risque de lésions oculaires ; à ne pratiquer qu'en phase terminale et sous anesthésie générale
	Ponction cardiaque (en phase terminale uniquement)	oui (obligatoire)	Uniquement en phase terminale et sous anesthésie générale.
	Aorte, gros vaisseaux abdominaux (uniquement en phase terminale)	oui (obligatoire)	Uniquement en phase terminale et sous anesthésie générale.

Hamster doré	V. saphène	non	Une bonne contention est nécessaire.
	Par voie sublinguale	oui (obligatoire)	Uniquement sous anesthésie générale. Risque d'aspiration. Allonger l'animal à l'horizontale ou la tête en bas. Ne pas utiliser d'hémostatiques corrosifs (par ex. le chlorure de fer). Il est préférable de réaliser ce prélèvement avec l'aide d'une deuxième personne.
	Veine jugulaire	oui (obligatoire)	Uniquement sous anesthésie générale. Le site de prélèvement doit être préparé, par ex. rasage, asepsie, etc.
	Rétrobulbaire (uniquement en phase terminale)	oui (obligatoire)	Risque de lésions oculaires ; à ne pratiquer qu'en phase terminale et sous anesthésie générale
	Ponction cardiaque (en phase terminale uniquement)	oui (obligatoire)	Uniquement en phase terminale et sous anesthésie générale.
	Aorte, gros vaisseaux abdominaux (uniquement en phase terminale)	oui (obligatoire)	Uniquement en phase terminale et sous anesthésie générale.
Cochons d'Inde	Veine de l'oreille ou v. saphène	non	Une vasodilatation est souvent nécessaire ; le taux de complications est faible si la compression est réalisée correctement ; aucune anesthésie n'est nécessaire
	Veine jugulaire (externe) (interne)	oui (obligatoire)	Uniquement sous anesthésie générale. Le site de prélèvement doit être préparé, par ex. rasage, asepsie, etc.
	Cathéter	oui (obligatoire)	Méthode invasive. La contrainte dépend de la façon de procéder au prélèvement. Permet un prélèvement hautement standardisé sans contention (par ex. dans les systèmes où l'animal peut se déplacer librement).
	Ponction cardiaque (en phase terminale uniquement)	oui (obligatoire)	Uniquement en phase terminale et sous anesthésie générale.
	Aorte, gros vaisseaux abdominaux (uniquement en phase terminale)	oui (obligatoire)	Uniquement en phase terminale et sous anesthésie générale.
Lapins	Veine marginale de l'oreille	non	Bien toléré ; faible taux de complications si la compression est réalisée correctement ; aucune anesthésie générale n'est nécessaire. Il est recommandé d'utiliser la crème EMLA (ou un produit similaire) pour l'anesthésie locale (attendre que le produit fasse effet). Une bonne contention est nécessaire.

	Artère centrale de l'oreille	non	Risque d'hématomes ; ponction uniquement, pas d'incision ! Le suivi est essentiel : une compression d'au moins 2 à 3 minutes est requise pour assurer l'hémostase et éviter les saignements résiduels ou les hématomes.
	Veine jugulaire (externe) (interne)	oui (obligatoire)	Uniquement sous anesthésie générale ; convient surtout aux animaux de grande taille
	Ponction cardiaque (en phase terminale uniquement)	oui (obligatoire)	Uniquement en phase terminale et sous anesthésie générale.
Gerbille	V. saphène	oui (obligatoire)	Uniquement sous anesthésie générale, convient pour de petits volumes sanguins
	Ponction de la veine caudale	oui (obligatoire)	Uniquement sous anesthésie générale, convient pour de petits volumes sanguins
	Rétrobulbaire (uniquement en phase terminale)	oui (obligatoire)	Risque de lésions oculaires ; à ne pratiquer qu'en phase terminale et sous anesthésie générale
	Ponction cardiaque (uniquement en phase terminale)	oui (obligatoire)	Uniquement en phase terminale et sous anesthésie générale.
	Aorte, gros vaisseaux abdominaux (uniquement en phase terminale)	oui (obligatoire)	Uniquement en phase terminale et sous anesthésie générale.
Chinchilla	V. fémorale	oui (obligatoire)	Anesthésie générale et expérience requises.
	V. céphalique	non	Convient bien pour de petits volumes. Une très bonne contention est nécessaire.
	Ponction cardiaque (uniquement en phase terminale)	oui (obligatoire)	Uniquement en phase terminale et sous anesthésie générale

5 Pratiques à proscrire lors du prélèvement sanguin, techniques de prélèvement autorisées sous certaines conditions et techniques interdites

Les méthodes suivantes sont interdites ou ne sont autorisées que sous certaines conditions, en raison de la forte contrainte qu'elles imposent, du risque de blessure ou de l'existence d'alternatives plus appropriées (sur la base des études ^{2, 3, 5, 7 et 8}) :

1. Ponction cardiaque :

- Cette intervention n'est autorisée pour toutes les espèces animales qu'en tant qu'acte terminal et sous anesthésie générale profonde.

2. Prélèvement rétrobulbaire (plexus rétrobulbaire)

- Interdit chez **les lapins et les chinchillas**.
- Chez les **souris, rats, hamsters et gerbilles** : autorisé uniquement en tant que **méthode terminale** sous anesthésie générale (risque élevé de lésions oculaires et de douleurs).

3. Méthodes au niveau de la queue

- **Veine caudale**
 - Incision de la veine caudale latérale (souris/rat/gerbille) : inacceptable ; la lame endommage les vaisseaux et les tissus au-delà de ce qui est nécessaire.
- **Incision de la peau à l'extrémité de la queue**
 - Sont autorisés seulement l'incision de la peau (< 1 mm) ou le retrait de la croûte lors de prélèvements en série.

4. Langue / Sublingual

- Le prélèvement sublingual chez les souris, les rats et les hamsters est autorisé uniquement sous anesthésie générale.

5. Utilisation excessive de la chaleur

Une utilisation excessive à la chaleur constitue une contrainte inutile pour l'animal et doit être évitée comme suit :

- Réchauffement local (par contact/au bain-marie) : chauffer brièvement et localement (quelques secondes), sous surveillance ; temp. max. 40 à 42 °C.
- Boîte ou cage chauffante (réchauffement du corps entier) : contrôler la température à l'aide d'un thermostat ; la température ambiante ne doit pas dépasser la température corporelle ; durée maximale de 5 minutes sous surveillance constante. Il convient d'utiliser, dans la mesure du possible, une cage ou une boîte chauffante munie d'un espace où l'animal peut se réfugier.
- Le site et la méthode de prélèvement ainsi que les mesures préparatoires telles que le réchauffement peuvent influencer certains paramètres sanguins. Il convient donc, dans le cadre d'une étude, de standardiser et de documenter ces facteurs autant que possible.

6. Hémostase insuffisante

- L'animal ne doit être remis dans sa cage que lorsque le saignement a été complètement arrêté.

7. Échecs répétés

- Il faut éviter les tentatives de ponction répétées sans limite claire (risque accru d'hématomes, de lésions tissulaires/nécroses et de stress, notamment au niveau des veines de la queue et de l'oreille).
- **La valeur indicative est la suivante : 2 tentatives infructueuses au maximum par animal et par prélèvement** (3 tentatives au maximum dans des cas exceptionnels justifiés). Il convient ensuite d'interrompre le prélèvement et de prendre les mesures

appropriées (par ex. recourir à une autre technique de prélèvement, faire une pause dans le prélèvement).

6 Littérature et références

1. **Chon SB, et al** (2022). A simple and novel equation to estimate the degree of bleeding in haemorrhagic shock: mathematical derivation and preliminary in vivo validation. *Korean J Physiol Pharmacol*. May 1;26(3):195-205. [DOI: 10.4196/kjpp.2022.26.3.195](https://doi.org/10.4196/kjpp.2022.26.3.195).
2. **Diehl, K.H., et al.** (2001). A good practice guide to the administration of substances and removal of blood, including routes and volumes. *Journal of Applied Toxicology*, 21(1), 15–23. [DOI: 10.1002/jat.727](https://doi.org/10.1002/jat.727)
3. **Dülsner, A., et al.** (2017). Empfehlung zur Blutentnahme bei Versuchstieren. *GV-SOLAS Fachinformation*.
4. **Fried JH., et al** (2015). Type, duration, and incidence of pathologic findings after retroorbital bleeding of mice by experienced and novice personnel. *J Am Assoc Lab Anim Sci*. May;54(3):317-27.
5. **Heimann, M., et al.** (2021). Guideline on blood collection techniques in rodents and rabbits. *Swiss Animal Welfare Officer Network (AWO-N)*.
6. **Myers, G., et al.** (2023). Murine erythroid differentiation kinetics in vivo under normal and anemic stress conditions. *Blood Advances*, 7(19), 5727–5732. [DOI: 10.1182/bloodadvances.2023010088](https://doi.org/10.1182/bloodadvances.2023010088)
7. **National Centre for the Replacement, Refinement and Reduction of Animals in Research (NC3Rs)** (2023). [Blood sampling – Guidelines](#). (Accessed on 20.1.2026)
8. **Parasuraman S et al** (2010). Blood sample collection in small laboratory animals. *J Pharmacol Pharmacother*. Jul;1(2):87-93. [DOI: 10.4103/0976-500X.72350](https://doi.org/10.4103/0976-500X.72350)
9. **Tappa, B., Amao, H., & Takahashi, K.W.** (1989). A simple technique for intravenous administration and blood sampling in the chinchilla (*Chinchilla lanigera*). *Laboratory Animals*, 23(4), 329-332. [DOI: 10.1258/002367789780886939](https://doi.org/10.1258/002367789780886939)
10. **Whittaker, A.L. & Barker, T.H.** (2020). The impact of common recovery blood sampling methods in mice on well-being and sample quality: a systematic review. *Animals*, 10(6), 989. [DOI: 10.3390/ani10060989](https://doi.org/10.3390/ani10060989)
11. **Turner PV, Brabb T, Pekow C, Vasbinder MA.** (2011) Administration of substances to laboratory animals: routes of administration and factors to consider. *J Am Assoc Lab Anim Sci*. Sep;50(5):600-13.
12. **Hoggatt J, Hoggatt AF, Tate TA, Fortman J, Pelus LM.** (2016) Bleeding the laboratory mouse: Not all methods are equal. *Exp Hematol*. 2016;44(2):132–137.e1.