PNF M-09 Gavage et injection		
Révisée par : Geneviève L. Roy, Bruno Larrivée, Marie-Ève Lebel et Julie Dubeau	**Date :** Janvier 2025	**Version :** 4.0
Approuvé par le Comité de Protection des Animaux du CRHMR		

1. BUT / OBJECTIF

Le but de cette Procédure Normalisée de Fonctionnement (PNF) est de décrire les méthodes d'injection et de gavage, ainsi que les volumes à administrer aux animaux de l'Animalerie du Centre de Recherche de l'Hôpital Maisonneuve-Rosemont (ACRHMR).

2. APPLICABLE À / RESPONSABILITÉS

Cette PNF est la responsabilité de tout le personnel qualifié de ACRHMR et des utilisateurs procèdent l'administration de substances aux animaux. Le personnel ayant administrer des substances aux animaux par gavage ou injection doit comprendre et appliquer cette PNF. Les membres du Comité de Protection des Animaux (CPA) 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

Lorsque des substances doivent être administrées certaines précautions doivent être prises afin de maintenir le bien-être et la santé des animaux.

La personne qui procède à l'injection ou au gavage doit avoir été formée et elle doit être confortable dans la technique à effectuer. Demander l'assistance d'un(e) Technicien(ne) en Santé Animale (TSA) en cas de besoin.

Les substances à administrer doivent être solubles, à température pièce ou du corps de l'animal, avec un pH entre 4,5 et 8,0 (idéalement 7,4) et non périmées. Si la solution est visqueuse, elle ne doit pas être administrée par voie intraveineuse, car il y a un risque d'embolie. Par ailleurs, lorsqu'administrées par voie parentérale, les solutions doivent être isotoniques et stériles.

Lorsque plusieurs injections doivent être réalisées, le recours à des mini-pompes osmotiques ou à des cathéters intraveineux devrait être envisagé. Dans le cas contraire, il faut procéder à une rotation des sites d'injections et il faut évier les sites présentant de l'inflammation, un hématome ou toute autre anomalie.

Les aiguilles doivent être changées entre chaque animal. Elles sont conçues pour être utilisées une seule fois. Si elles sont réutilisées, elles risquent de s'émousser et de provoquer des douleurs chez les animaux, ainsi que de transférer des produits tissulaires ou de propager une infection entre les animaux. Les aiguilles doivent être jetées directement dans un contenant pour objets tranchants après usage. Le capuchon ne devrait pas être remis sur l'aiguille. Si cela est absolument nécessaire, faire glisser la seringue dans le capuchon en utilisant seulement une main (celle qui tient la seringue) et ne pas tenir le capuchon.

Lorsque la quantité de produit à injecter dépend du poids de l'animal, peser l'animal la veille ou le jour même de l'injection. Pour une cohorte de souris, il est possible d'utiliser le poids moyen de ces animaux (rappel : 1 gramme = 0,001 kg).

L'emploi de l'adjuvant complet de Freund (Complete Freund Adjuvant, CFA) peut causer de la douleur et de la détresse chez les animaux. Il doit donc être évité dans la mesure du possible. S'il est utilisé, il ne peut pas être administré plus d'une fois par animal et la voie d'administration intraveineuse est interdite. Chez la souris et le rat, il doit être administré que par voie intrapéritonéale ou sous-cutanée à un volume maximal de 0,1 ml.

4. DÉFINITIONS

ACRHMR :	Animalerie du Centre de Recherche de l'Hôpital Maisonneuve-Rosemont
CFA :	Adjuvant complet de Freund (Complete Freund Adjuvant)
CPA :	Comité de Protection des Animaux
PNF :	Procédure Normalisée de Fonctionnement
TSA :	Technicien(ne) en Santé Animale
Utilisateur :	Membre d'une équipe de recherche utilisant les services de l'animalerie

5. EXEMPLAIRES / FORMULAIRES / ATTACHEMENTS

Annexe I : Récapitulatif des grandeurs d'aiguilles, volumes et nombres d'injection recommandés par espèce

6. MATÉRIEL / ÉQUIPEMENT

- Aiguilles
- Seringues
- Aiguilles à gavage
- Compresses
- Appareil de contention

- Lampe chauffante
- Micropipette et embout
- Chlorhexidine 0,05 à 2%
- Alcool isopropylique 70%
- Proparacaine 0,5%
- Tropicamide 1%
- Phényléphrine 2,5%
- Solution de povidone-iodine
- Gel protecteur ophtalmique
- Contenant pour objets tranchants
- Sac pour déchets biomédicaux

7. ÉTAPES / PROCÉDURES

Si le produit à injecter est dans une bouteille ou fiole avec un bouchon à port d'injection, nettoyer le bouchon avec de l'alcool isopropylique 70% avant d'y insérer l'aiguille. Prélever la dose à injecter, enlever les bulles d'air, puis procéder à l'injection.

7.1. Injection sous-cutanée (s.c.)

- Utiliser un site où la peau est assez abondante et offre une prise suffisante (voir tableau 1).
- Soulever la peau à l'aide des doigts et créer une tente dans laquelle insérer l'aiguille.
- Introduire l'aiguille, biseau vers le haut, sous la peau, parallèlement à l'animal.
- Tirer légèrement sur le piston de la seringue, afin de s'assurer de la présence d'un vacuum et de l'absence de retrait de liquide ou de sang.
- Injecter la substance à administrer en respectant les paramètres du tableau 1. Il ne devrait y avoir aucune résistance lors de l'injection.

Tableau 1. Paramètres à respecter lors d'injection s.c. selon l'espèce.

Paramètres	Souris	Rat	Lapin	Miniporc
Calibre d'aiguille maximal	25G	25G	23G	18G
Volume recommandé	5 ml/kg par site	5 ml/kg par site	2 ml/kg	1 ml/kg
Nb/jour	2 à 3 sites d'injection			2 sites
Sites d'injection	Peau du cou/postérieur	Peau du cou/dos	Peau du cou/flanc	Peau du cou

Note : Consulter la PNF M-11, M-05 ou M-07 pour les volumes de fluides isotoniques à administrer aux rongeurs lors de déshydratation, prélèvements sanguins ou anesthésie/chirurgie. Pour les lapins et porcs, consulter les PNFs M-16 et M-18A respectivement ou le vétérinaire.

7.2. Injection intrapéritonéale (i.p.) (Rongeurs)

- Effectuer une contention de l'animal à l'aide de la main non dominante.
- Incliner l'animal afin que la tête plus basse que le reste du corps dans le but de faire descendre les organes internes et ainsi minimiser les risques d'injecter dans un organe.
- Introduire l'aiguille avec un angle de 45° dans l'abdomen, à environ 5 mm de profondeur au niveau du cadran inférieur droit ou gauche.
- Tirer légèrement sur le piston pour s'assurer que l'aiguille n'est pas dans la vessie, un vaisseau sanguin ou l'intestin. Si du sang, de l'urine ou du matériel fécal est aspiré, retirer et changer d'aiguille avant d'effectuer une seconde et ***dernière*** tentative.
- Injecter le volume de substance à administrer en respectant les paramètres du tableau 2.

Tableau 2. Paramètres à respecter lors d'injection i.p. selon l'espèce.

Paramètres	Souris	Rat
Calibre d'aiguille maximal	25G	25G
Volume recommandé	10 ml/kg	10 ml/kg
Nb/jour	1	1
Site d'injection	Cadran inférieur droit ou gauche de l'abdomen	

7.3. Injection intradermique (i.d.) (Rongeurs)

- Anesthésier les rongeurs selon la PNF M-07 Anesthésie.
- Retirer le poil du site d'injection à l'aide d'un rasoir, de crème épilatoire ou par traction.
- Désinfecter le site avec de la Chlorexidine 2% ou à 0,05% si la peau est irritée.
- Insérer que le biseau de l'aiguille dans la peau, orienté vers le haut, en restant parallèle le plus possible. Bouger légèrement l'aiguille pour confirmer le bon emplacement : la peau suivra le mouvement si l'aiguille est localisée dans le derme alors que l'aiguille bougera sans la peau si elle est sous-cutanée.
- Injecter lentement le volume de substance à administrer en respectant les paramètres du tableau 3. Il y aura une certaine résistance lors de l'injection, ainsi que la formation d'un renflement. Si ce n'est pas le cas, l'injection a probablement été réalisée au niveau sous-cutané.
- Retirer l'aiguille et presser légèrement le site d'injection avec un doigt pour éviter l'écoulement de la substance administrée.

Tableau 3. Paramètres à respecter lors d'injection i.d. selon l'espèce.

Paramètres	Souris	Rat	Lapin
Calibre d'aiguille maximal	29G	27G	26G
Volume recommandé	0,05 ml/site		
Nb/jour	1 (2 sites d'injection)		
Sites d'injection	Peau du flanc/cou ou derme du pavillon de l'oreille		

7.4. Injection intranasale (i.n.)

- Effectuer une contention de l'animal de façon manuel ou chimique (consulter les PNFs M-07 ou M-16).
- Approcher l'embout de la micropipette à la narine et déposer lentement le produit sur la narine (ne pas introduire l'embout à l'intérieur) en respectant les paramètres du tableau 4.
- Attendre que l'animal inspire le produit.

Tableau 4. Paramètres à respecter lors d'injection i.n. selon l'espèce.

Paramètres	Souris	Rat	Lapin
Volume recommandé	35 µl/narine	35 µl/narine	200 µl/narine
Nb/jour	1 (2 sites)		

7.5. Injection intramusculaire (i.m.)

- En raison de la taille des muscles de la souris et du rat, cette voie d'administration n'est pas recommandée chez ces espèces (risque de douleur ou nécrose). L'utilisation de cette voie d'injection chez ces animaux doit être justifiée dans le protocole et approuvée par le CPA.
    - Pour les rongeurs, immobiliser la patte arrière en pinçant la peau devant le genou et insérer l'aiguille dans la cuisse, biseau vers le haut, dans un angle de 30°.
    - Pour le lapin, emmailloter le lapin dans une serviette (technique du burrito) et introduire l'aiguille dans le muscle lombaire avec un angle le plus perpendiculaire possible à la surface de la peau.
    - Pour le porc, introduire l'aiguille dans les muscles latéraux du cou (adultes seulement) ou des muscles caudaux des cuisses.
- Tirer légèrement sur le piston de la seringue, afin de s'assurer de la présence d'un vacuum et de l'absence de retrait de liquide ou de sang.
- Injecter le volume de substance à administrer en respectant les paramètres du tableau 5.
- Retirer l'aiguille après avoir relâché la pression sur le piston et masser légèrement le site d'injection avec un doigt.

Tableau 5. Paramètres à respecter lors d'injection i.m. selon l'espèce.

Paramètres	Souris	Rat	Lapin	Miniporc
Calibre d'aiguille maximal	29G	25G	25G	18G
Volume recommandé	0,03–0,05 ml/site	0,05 ml/site	0,25 ml/kg	0,25 ml/kg
Nb/jour	1 (2 sites d'injection)		2	2
Sites d'injection	Muscles caudo-latéral de la cuisse		Muscles lombaires	Muscles latéraux du cou ou caudaux de la cuisse

7.6. Injection intraveineuse (i.v.)

<u>Souris et rats</u> (veines caudales)

- Dilater la veine caudale à l'aide d'un bain d'eau tiède, d'un tapis ou d'une lampe chauffante. Surveiller l'animal en tout temps afin d'éviter de brûler ou de chauffer l'animal ou sa queue à une température supérieure aux valeurs normales.
- Introduire l'animal dans un appareil à contention.
- Désinfecter le site avec de la chlorhexidine 0,05 %.
- Au besoin, masser légèrement le site d'injection avec de l'eau tiède et une compresse, cela peut contribuer à une meilleure vasodilatation et utiliser une loupe de tête pour une meilleure visualisation de la veine.
- Introduire l'aiguille dans l'une des veines caudales, située latéralement sur la queue, en s'assurant que le biseau soit dirigé vers le haut.
- Injecter le volume de substance à administrer en respectant les paramètres du tableau 6.
- Interrompre l'administration s'il y a présent de distension cutanée ou de reflux au site d'injection, et recommencer proximalement.
- Retirer lentement l'aiguille après avoir relâché la pression sur le piston et presser légèrement le site d'injection avec une compresse pour diminuer les risques de saignements ou d'hématome.

<u>Lapins</u> (veine marginale de l'oreille)

- Au besoin, administrer une sédation au préalable afin de limiter le stress. Consulter la PNF M-16 *anesthésie du lapin.*
- Envelopper l'animal dans un serviette selon la technique du burrito et idéalement, appliquer une anesthésie locale préalablement au prélèvement (crème EMLA)
- Les poils peuvent être rasés ou retirés avec les doigts et la zone est nettoyée à l'aide de 1 à 3 petits passages de chlorhexidine 2% et alcool isopropylique 70% en alternance.
- Faire un garrot à la base de l'oreille.
- Insérer l'aiguille dans la veine marginale de l'oreille, le biseau vers le haut avec un angle de 30°, puis redresser l'aiguille une fois la peau transpercée afin d'atteindre la veine.
- Aspirer légèrement afin de vérifier la présence de sang. Si le sang n'apparaît pas, essayer de replacer doucement l'aiguille et aspirer de nouveau.
- Relâcher le garrot et injecter le volume de substance à administrer en s'assurant qu'il n'y ait pas de gonflement ni de résistance et en respectant les paramètres du tableau 6
- Retirer l'aiguille en maintenant le piston enfoncé.
- Le cas échéant, arrêter le saignement à l'aide d'une compresse, en effectuant une légère pression au site d'injection.

<u>Miniporcs</u> (veine marginale de l'oreille)

- Immobiliser l'animal de façon sécuritaire afin de bien visualiser la veine.
- Raser le site si nécessaire.
- Désinfecter le site via 3 passages de chlorhexidine 2% et alcool isopropylique 70% en alternance.
- Faire un garrot.
- Insérer l'aiguille dans la veine, le biseau vers le haut avec un angle de 30°, puis redresser l'aiguille une fois la peau transpercée afin d'atteindre la veine.
- Aspirer légèrement afin de vérifier la présence de sang. Si le sang n'apparaît pas, essayer de replacer doucement l'aiguille et aspirer de nouveau.
- Relâcher le garrot et injecter le volume de substance à administrer en s'assurant qu'il n'y ait pas de gonflement ni de résistance et en respectant les paramètres du tableau 6.
- Retirer l'aiguille en maintenant le piston enfoncé.
- Au besoin, arrêter le saignement à l'aide d'une compresse, en effectuant une légère pression au site d'injection.

Tableau 6. Paramètres à respecter lors d'injection i.v. selon l'espèce.

Paramètres	Souris	Rat	Lapin	Mniporc
Calibre d'aiguille maximal	26G	25G	23G	18G
Volume (bolus)	5 ml/kg	5 ml/kg	1 à 5 ml/kg	2,5 ml/kg
Volume (lent)	25 ml/kg	20 ml/kg	10 ml/kg	10 ml/kg
Nb/jour	1	1	2	2
Sites d'injection	Veine latérale de la queue	Veine latérale de la queue et sublinguale	Veine marginale de l'oreille	Veine marginale de l'oreille

Note : *Lors d'administration de cellules, il est important d'éviter de concentrer les cellules afin d'éviter de causer de la détresse ou la mort par embolies pulmonaires. Il est donc possible d'injecter un plus grand volume, selon la tendance de la lignée cellulaire à former des agrégats après approbation par le CPA.

7.7. **Injection intravitréenne (IVT)** (rongeurs)

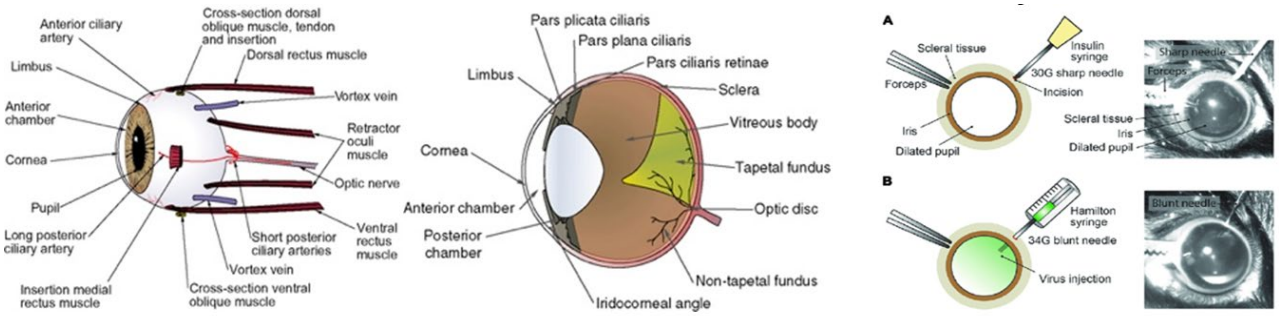
- Anesthésier les rongeurs selon la PNF M-07.
- Désinfecter la surface oculaire avec un petit volume de solution de povidone-iodine.
- Appliquer sur l'œil à injecter 0.01 ml (1 goutte par œil chez le rat) d'anesthésique topique de proparacaine 0,5% (Alcaine®). Alternativement, pour les souriceaux, un analgésique tel que la buprénorphine peut être administré, et ce, 30 minutes avant la procédure (consulter la PNF M-06).
- Dilater la pupille avec une goutte de tropicamide 1% suivi de phényléphrine 2,5% à 1 minute d'intervalle. Attendre une autre minute.
- Mettre un gel ophtalmique protecteur dans les deux yeux

- Pour les souris de 12 jours et plus, effectuer une sclérotomie :
  - À l'aide d'une aiguille stérile 30G, ponctionner la surface dorsale de la sclère dans la région de la *pars plana* (voir figure 1). Chez le rat, cette région se trouve à environ 1,5 mm du limbe.
  - Insérer l'extrémité de l'aiguille dans la sclère en évitant de toucher le muscle oculaire et les vaisseaux. Exercer ensuite une très légère pression sur le globe oculaire afin d'éliminer une petite quantité de vitré à travers le trou de ponction.

- Pour les souris de moins de 12 jours, exposer le site d'injection (frontière entre la cornée et la sclère) en faisant une incision de la peau à l'endroit où se développe la future paupière :
  - Avec le pouce et l'index, étirer la peau sur l'œil et effectuer une incision à l'aide d'une aiguille stérile (30G), biseau vers le haut, sur le tissu cicatriciel de la future paupière.
  - Effectuée correctement, l'incision n'entraînera pas de saignement. De plus, il n'est pas nécessaire de couper complètement la peau. L'étirement fait avec le pouce et l'index ouvrira l'incision.

- Procéder à l'injection intravitréenne :
  - Insérer une aiguille ou un capillaire monté sur une seringue de type Hamilton, dans le corps vitré (via la sclérotomie, le cas échéant) à un angle de 45°.
  - Injecter lentement, en 5 à 10 secondes et sous force constante la solution en évitant d'injecter des bulles d'air ou de toucher le cristallin et les vaisseaux intraoculaires.
  - Attendre 20 secondes puis retirer l'aiguille lentement afin d'éviter un reflux du matériel injecté. (Pour les souriceaux de < 12 jours, fermer doucement la paupière avec un coton-tige imbibé d'un peu de solution de povidone-iodine).

Figure 1 : Anatomie de l'œil et site d'injection



Références : https://veteriankey.com/vitreoretinal-surgery/, Looser et al. *Frontiers in cellular neuroscience* (2018)

- Appliquer une pommade ou un gel ophtalmique (p.ex. Tobrex® 0.3%) sur l'œil pour prévenir les infections.
- Tout au long de la procédure, garder l'œil hydraté à l'aide d'une solution ou d'un gel ophtalmique transparent stérile.

- Suite à la procédure, surveiller les signes de complications (p.ex. infection, hémorragie, exophtalmie etc.).

Tableau 7. Paramètres à respecter lors d'injection IVT selon l'espèce.

Paramètres	Souris	Rat	Lapin	Miniporc
Calibre d'aiguille maximal	35G	32G	30G	30G
Volume recommandé	1 µl/œil	2 µl/œil	50 µl/œil	200 µl/œil
Nb/jour	1/œil	1/œil	1/œil	1/œil

7.8. Gavage (p.o.)

- Il n'est pas nécessaire de mettre à jeun l'animal sauf lorsque de gros volumes sont administrés. Dans ce cas, un jeûne de 4 heures pour les souris et de 8 heures pour les rats est recommandé.
- Effectuer une contention de l'animal de façon à ce que l'œsophage soit droit.
- Déterminer la longueur de l'aiguille à utiliser en évaluant la distance entre la bouche et la dernière côte de l'animal.
- Préparer la seringue et essuyer l'aiguille à gavage à l'aide d'une compresse imbibé d'eau stérile. Cela est particulièrement important si le produit à administrer a un mauvais goût.
- Placer l'aiguille de gavage sur le côté de la bouche et l'insérer doucement à côté des incisives en longeant le palais sans forcer.
- Redresser délicatement l'aiguille de gavage tout en la glissant dans l'œsophage jusqu'à l'estomac. Il ne devrait pas y avoir de résistance. S'il y a une résistance, il faut recommencer : ne jamais pousser lorsqu'une résistance est présente.
- Injecter délicatement le volume, en respectant les paramètres du tableau 8.
- Retirer l'aiguille de gavage doucement pour ne pas blesser l'animal.
- Nettoyer l'aiguille à gavage entre chaque animal.
- Après le dernier gavage, revérifier l'état général de tous les animaux afin de s'assurer qu'il n'y a pas de signes de complication (détresse respiratoire, extrémités pâles ou bleues, dos voûté, sang aux narines, enflure du cou et sous les membres thoraciques, etc.). Si c'est le cas, envisager l'euthanasie ou réévaluer l'animal quelques heures plus tard en fonction de son état. Consulter un TSA ou le vétérinaire au besoin.

Tableau 8. Paramètres à respecter lors de gavage (p.o.) selon l'espèce.

Paramètres	Souris	Rat
Calibre d'aiguille maximal	20 – 24G	18 – 20G
Volume recommandé	5 ml/kg	
Nb/jour	1	

8. RÉFÉRENCES / PROCÉDURES CONNEXES

- PNF M-05 : Prélèvements sanguins
- PNF M-07 : Anesthésie des rongeurs
- PNF M-11 : Traitements communs
- PNF M-16 : Anesthésie du lapin
- PNF M-18 : Anesthésie du porc
- Rinwa et al. (2024). "3R-Refinement principles: elevating rodent well-being and research quality" *Laboratory Animal Research.* Vol.40(11).
- Murphy et al. (2023). **"**Effects of Large Dose Intravitreal Injection Volumes in Rabbits: An Investigational Study Investigative". *Ophthalmology & Visual Science.* Vol.64(8)
- Diehl, K. A (2001). Good Practice Guide to the Administration of Substances and Removal of Blood, including Routes and Volumes". *Journal of Applied Toxicology*. Vol. 21
- CCPA (2020). Manuel sur le soin et l'utilisation des animaux d'expérimentation. Vol 1, 2e édition
- CCPA (2020). Lignes directrices du CCPA : les rats
- CCPA (2019). Lignes directrices du CCPA : les souris
- NC3R's (2020). Single use of needles. Site : https://nc3rs.org.uk/3rs-resources/single-use-needles
- Turner, Patricia et al. (2011). "Animals: Routes of Administration and Factors to Consider." *JAALAS.* Vol. 50 (5) Site: https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC3189662/pdf/jaalas2011000600.pdf
- ACMAL (2007). Normes de l'ACMAL sur les soins vétérinaires
- National Research Council Committee for the Update of the Guide for the Care and Use of Laboratory Animals (2011). Guide for the Care and Use of Laboratory Animals (8th ed.)
- Vezina et al. (2011) "Determination of Injectable Intravitreous Volumes in Rats".*ARVO Annual Meeting Abstract* :https://iovs.arvojournals.org/article.aspx?articleid=2354793
- Chiu et al. (2007). "Intravitreous Injection for Establishing Ocular Diseases Model". *Journal of Visualized Experiments (JOVE).* Site: https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC2562493/pdf/jove-8-313.pdf
- Venkatesh et al. (2013) "Retinal gene delivery by RAAV and DNA electroporation". *Current Protocols in Microbiology.* Site https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC3643812/pdf/nihms451446.pdf
- Da Costa et al. (2016)."A Novel Method Combining Vitreous Aspiration and Intravitreal AAV2/8 Injection Results in Retina-Wide Transduction in Adult Mice". *IOVS*. Vol. 57 (3). Site : https://www.zora.uzh.ch/id/eprint/136018/1/136018.pdf
- Looser et al. (2018). "Intravitreal AAV-Delivery of Genetically Encoded Sensors Enabling Simultaneous Two-Photon Imaging and Electrophysiology of Optic Nerve Axons". *Frontiers in cellular neuroscience*. Vol. 12 (77). Site: https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fncel.2018.00377/full
- Hombrebueno et al. (2014). « Intravitreal Injection of Normal Saline Induces Retinal Degeneration in the C57BL/6J Mouse". *TVST*. Vol. 3 (2). Site : https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC3969215/pdf/i2164-2591-3-2-3.pdf
- Brock and Kocab (2022). "The Minipig as a Model for Intravitreal Injection: Evaluation of a Time Course of Ocular Findings with a Repeated Injection". *ARVO Annual Meeting Abstract.* Vol.63(7).
- Ward, Alexander H. et al. (2016). **"**The Effect of Intravitreal Injection of Vehicle Solutions on Form Deprivation Myopia in Tree Shrews". *Exp Eye Res*. Vol 145. Site: https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4842086/pdf/nihms760189.pdf

9. HISTORIQUE DES MODIFICATIONS

Date	Modifications	Version
2017-05-01	Mise à jour	2.0
2020-02-26	Mise à jour	3.0
2025-01-21	Transfert sur le nouveau gabarit, retrait des chats et mise à jour	4.0

ANNEXE I

Récapitulatif des grandeurs d'aiguilles, volumes et nombres d'injection recommandés par espèce

Paramètres		s.c.	i.p.	i.d.	i.n.	i.m.	i.v. bolus	IVT	p.o.
Souris	Volume recommandé	5 ml/kg/site	10 ml/kg	0,05 ml/site	35 µl par narine	0,03–0,05 ml/site	5 ml/kg (bolus)	1µl/œil	5 ml/kg
	Volume maximal	20 ml/kg (2 à 3 sites)	20 ml/kg	0,1 ml/site	50 µl par narine	0,1 ml/site	25 ml/kg (lent)	1µl/œil	20 ml/kg
	Calibre maximal	25G	25G	29G	embout	29G	26G	35G	20–24G
	Nb/jour	2 à 3 sites	1	2 sites	2 sites	2 sites	1	1/œil	1
Rat	Volume recommandé	5 ml/kg/site	5 ml/kg	0,05 ml/site	35 µl par narine	0,05 ml/site	5 ml/kg (bolus)	2 µl/œil	5 ml/kg
	Volume maximal	10 ml/kg (2 à 3 sites)	10 ml/kg	0,1 ml/site	50 µl par narine	0,2 ml/site	20 ml/kg (lent)	2 µl/œil	20 ml/kg
	Calibre maximal	25G	25G	27G	embout	25G	25G	32G	18–20G
	Nb/jour	2 à 3 sites	1	2 sites	2 sites	2 sites	1	1/œil	1
Lapin	Volume recommandé	2 ml/kg	-	0,05 ml/site	200 µl par narine	0,25 ml/kg	1–5 ml/kg (bolus)	50 µl/œil	-
	Volume maximal	10 ml/kg (2 à 3 sites)	-	0,1 ml/site	500 µl par narine	1ml total	10 ml/kg (lent)	100 µl/œil	-
	Calibre maximal	23G	-	26G	embout	25G	23G	30G	-
	Nb/jour	2 à 3 sites	-	2 sites	2 sites	2	2	1/œil	-
Miniporc	Volume recommandé	1 ml/kg	-	-	-	0,25 ml/kg	2,5 ml/kg (bolus)	200 µl/œil	-
	Volume maximal	2 ml/kg (2 sites)	-	-	-	0,5 ml/kg	10 ml/kg (lent)	300 µl/œil	-
	Calibre maximal	18G	-	-	-	18G	18G	n.d	-
	Nb/jour	2 sites	-	-	-	2	2	1/œil	-

Remarques : Les volumes maximaux doivent être justfiés et autorisés par le CPA. Faire une rotation des sites d'injection. Consulter la PNF M-11, M-06 ou M-05 pour les volumes de fluides isotoniques à administrer (s.c.) aux rongeurs lors de déshydratation, prélèvements sanguins ou anesthésie/chirurgie. Pour les lapins et porcs, consulter les PNF M-16 et M-18A respectivement ou le vétérinaire.