



UNIVERSITÉ
LAVAL

Direction des services vétérinaires

Procédure normalisée de fonctionnement

Objet : Modèle d'ischémie cérébrale temporaire par occlusion de l'artère cérébrale moyenne (MCAO) chez la souris	Numéro : M-1
Portée : Ceci est une directive de la Direction des services vétérinaires (DSV) à l'intention des utilisateurs et du personnel des animaleries de l'Université Laval (campus et centres de recherche affiliés).	
Préparée par Daphnée Veilleux-Lemieux <i>Vétérinaire responsable, Direction des services vétérinaires</i>	Date : 25 mai 2018
Modifiée par Katerine Matte <i>Technicienne en santé animale, Direction des services vétérinaires</i>	Date : 28 juillet 2023
Révisée par : Anne-Marie Catudal et Isabelle Côté <i>Vétérinaires cliniciennes, Direction des services vétérinaires</i> Ayman ElAli <i>Professeur agrégé, Faculté de Médecine</i> Anne-Sophie Allain <i>Professionnelle de recherche, laboratoire ElAli</i>	Date : 22 septembre 2023
Approuvé par : CPAUL-3	Date : 31 octobre 2023
But : Décrire les procédures pour le modèle d'ischémie cérébrale temporaire par occlusion de l'artère cérébrale moyenne (MCAO) chez la souris.	Version 4

Généralités

- Ce modèle hautement reproductible a été développé afin de mimer les accidents vasculaires cérébraux ischémiques.
- Avant le début d'un protocole, l'équipe de recherche informera le personnel de l'animalerie. Si nécessaire (protocole particulier, utilisation de lignées transgéniques/chimères, etc.), une rencontre entre le personnel de soin et l'équipe de recherche sera organisée.
- Le maintien de la température corporelle de l'animal durant la chirurgie et en période postopératoire est essentiel afin d'éviter une inconsistance dans l'étendu de l'infarctus causé par l'hypothermie.
- Il est primordial de ne pas endommager le nerf vague lors de la ligature des vaisseaux sanguins afin de diminuer les risques post-chirurgicaux.
- Un Doppler peut être utilisé pour confirmer qu'il y a eu une occlusion pendant la chirurgie.

- Un taux de mortalités subites de 10-25 % peut être observé en période postopératoire aiguë.
- La période critique est de 4 à 5 jours postopératoire, avant la reprise ou la stabilisation du poids.
- La perte de poids importante et des signes neurologiques (diminution de la motilité, affectation motrice, rotation de la souris, etc.) sont des signes cliniques attendus de ce modèle.
- L'hébergement des animaux dans un environnement calme et en groupe est à privilégier le plus possible pour diminuer le stress chez la souris pouvant affecter négativement ce modèle.
- Comme ce modèle demande des suivis fréquents et une bonne connaissance des signes cliniques associés, seules les personnes dûment formées et expérimentées avec ce modèle peuvent effectuer une expérimentation. Toute nouvelle personne appelée à utiliser ce modèle doit être accompagnée par le personnel de soins de l'animalerie où se déroule le protocole ou par un membre de l'équipe de recherche qui possède de l'expérience.

Procédure

Acclimatation

- Offrir une période d'acclimatation de 3 à 5 jours à la nourriture humide et au DietGel® Boost. Faire de même avec les bouteilles d'eau si les souris sont hébergées dans des cages avec système d'eau automatisé.
- Peser l'animal, toujours à la même heure, quelques jours consécutifs avant la chirurgie puis noter l'heure de la prise de poids.

Préparation de l'animal

- Administrer de la buprénorphine SR (0,5 mg/kg) par voie sous-cutanée, un minimum de 30 minutes avant le début de la chirurgie.
- Anesthésier l'animal à l'isoflurane conformément à la PNF A-1 Analgésie et anesthésie des rongeurs.
- Appliquer une bonne quantité d'onguent ophtalmique et administrer 1 ml de lactate de Ringer réchauffé sous-cutané. L'onguent et le lactate ne sont pas administrés de nouveau durant la chirurgie, peu importe sa durée.
- Installer l'animal en décubitus dorsal sur une source de chaleur réglementaire selon la PNF A-1 Analgésie et anesthésie des rongeurs.
- Raser la portion ventrale du cou. Retirer les poils et nettoyer la zone rasée avec un antiseptique (chlorhexidine 0,5 %).
- **Avec Doppler :**

- Installer l'animal en décubitus ventral pour le rasage du crâne. Retirer les poils et nettoyer la zone rasée avec un antiseptique (chlorhexidine 0,5 %).
- Faire un bloc local aux sites d'incision (crâne et cou) d'un mélange de lidocaïne-bupivacaïne réchauffé selon le volume et la concentration en vigueur (voir la PNF A-1 Analgésie et anesthésie des rongeurs).
- **Sans le Doppler :**
 - Faire un bloc local au site d'incision (cou) d'un mélange de lidocaïne-bupivacaïne réchauffé selon le volume et la concentration en vigueur (voir la PNF A-1 Analgésie et anesthésie des rongeurs).
- Transférer l'animal dans la zone opératoire.

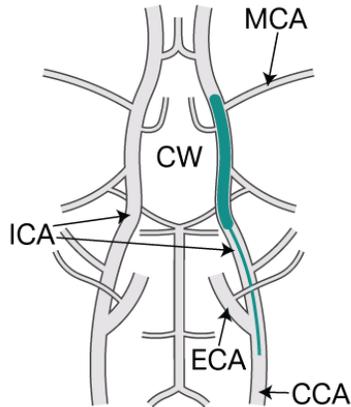
Chirurgie

- Vérifier et ajuster la profondeur de l'anesthésie conformément à la PNF A-1 Analgésie et anesthésie des rongeurs.
- En raison du risque d'hypoxie plus élevé pour ce modèle, la quantité d'oxygène utilisée pendant le maintien de la chirurgie peut aller jusqu'à 1,5 L/minute.
- Surveiller en tout temps la température de l'animal afin que celle-ci demeure entre 36,5 et 37,5 °C.
- Préparer le site chirurgical au niveau du cou selon la PNF C-1 Chirurgie aseptique chez les rongeurs.
- **Avec Doppler :**
 - Déposer l'animal en décubitus ventral sur un champ stérile.
 - Préparer le site chirurgical au niveau du crâne selon la PNF C-1 Chirurgie aseptique chez les rongeurs.
- Effectuer toutes les procédures suivantes en respect de l'asepsie selon la PNF C-1 Chirurgie aseptique chez les rongeurs.
- **Avec Doppler :**
 - Placer un champ opératoire stérile sur le corps de l'animal en ne laissant que la tête exposée.
 - Sous microscopie, effectuer une incision cutanée médiane d'environ 0,5 cm sur la partie gauche du crâne.
 - Rétracter le périoste sur les bords de la boîte crânienne.
 - Insérer sur le crâne une sonde en fibre de verre (fibre optique) liée au laser Doppler flow et stabiliser la sonde avec une petite goutte de colle chirurgicale.
 - Retirer le champ stérile et retourner l'animal en décubitus dorsal.
- Placer un champ stérile sur l'animal en gardant une ouverture pour exposer uniquement la zone ventrale du cou préalablement rasée.

- Sous microscope, effectuer une incision médiane d'environ 1 cm au niveau du cou.
- **Avec Doppler :**
 - Mettre la boîte de Doppler liée à la sonde en marche pour enregistrer les valeurs du débit sanguin cérébral et confirmer l'occlusion (une réduction de 75 % du débit sanguin cérébral indique une occlusion réussie).
- Effectuer une dissection moussée pour localiser l'artère carotide commune droite (CCA), l'artère carotide externe (ECA) et l'artère carotide interne (ICA) selon la localisation de l'image 1.
- Séparer délicatement l'ICA des tissus en prenant soin de ne pas endommager les vaisseaux ou les nerfs adjacents.
- Ligaturer l'artère carotide externe à son origine avec une suture de soie 6-0. Attacher lâchement l'ECA à l'aide de soie 6-0 afin de pouvoir manipuler délicatement le vaisseau.
- Insérer une suture de type monofilament recouverte de silicone et de grosseur appropriée (6-0 ou 7-0 diamètre avec silicone de 0.22 mm pour des souris de 25 +/- 2 grammes) via la CCA dans l'ICA. Ce positionnement luminal entraînera l'occlusion de l'artère cérébrale moyenne (MCA).
- Attacher la suture avec un clip vasculaire stérile afin d'y avoir accès au besoin (confirmer ou corriger la position de la suture).
- **Pour éviter un assèchement des tissus, il est primordial de remplir l'espace disséqué avec du lactate de Ringer stérile et réchauffé et couvrir avec une compresse stérile qui doit être également humidifiée avec du lactate de Ringer.**
- Maintenir la suture introduite dans la CCA en place pendant 30 à 90 minutes selon le protocole.
- Enlever la compresse et retirer délicatement la suture présente dans l'ICA.
- Fermer l'incision au niveau du cou selon la PNF C-10 : Matériel et techniques de suture en utilisant des points simples discontinus, une suture simple continue ou une suture intradermique pour la peau. Les techniques de suture autorisées doivent être acquises à la DSV.
- **Avec Doppler :**
 - Retirer le champ opératoire et installer l'animal en décubitus ventral.
 - Placer un champ opératoire sur le corps de l'animal et retirer délicatement la sonde positionnée sur le crâne ainsi que le point de colle à l'aide d'une pince stérile.
 - Refermer l'incision selon la PNF C-10 Matériel et techniques de suture.

Image 1. Schéma des vaisseaux sanguins d'intérêt et de la procédure expérimentale

Tirée de National Centre for the Replacement, Refinement and Reduction of Animals in Research (NC3R^S)



Période postopératoire immédiate (≤ 1 heure post-chirurgie)

Avant le réveil de l'animal :

- Couper la pointe des griffes des membres postérieurs avec un petit ciseau ou coupe-griffe.
- Vérifier l'apparence des yeux et appliquer de l'onguent ophtalmique si présence de sécheresse.
- Administrer 1 ml de lactate de Ringer réchauffé par voie sous-cutanée.
- Administrer du carprofen (10 mg/kg) par voie sous-cutanée.

Au réveil de l'animal :

- Transférer l'animal dans une cage propre avec une source de chaleur sous la cage.
- Retourner l'animal dans sa cage initiale lorsqu'il est en décubitus sternal et que sa respiration est constante.
- Remplir le carton de suivi postopératoire et l'apposer sur la cage de l'animal ou des animaux.

Suivi de la condition (≥ 1 heure et plus suivant la chirurgie)

- Après la chirurgie, ne pas remettre la cage dans le support ventilé tant que l'état de santé des animaux n'est pas stabilisé. **NE PAS** mettre les cages sur tapis chauffant en salle d'hébergement pour les premières 48 heures.

- Peser les animaux quotidiennement, toujours à la même heure selon l'heure de la pesée en période préopératoire.
- Faire l'observation de l'état de santé des animaux et administrer les traitements prévus selon le formulaire de suivi (voir annexe 1) deux fois par jour. Faire correspondre l'une des 2 observations quotidiennes prévues avec l'heure de la pesée. Le suivi sera fait par l'équipe de recherche de J1 à J5, le personnel de soin prendra le relais à J6 pour les souris qui nécessitent toujours des traitements.
- Lorsque possible l'évaluation quotidienne du J1 au J5 par l'équipe de recherche devrait être réalisée en même temps que l'observation du personnel technique en santé animale TSA pour diminuer le nombre de manipulations.
- Effectuer une évaluation du score de sévérité neurologique (NSS) tous les jours (voir Annexe 2) et le noter dans le formulaire de suivi.
- À partir du J1, administrer 1 ml d'une solution commercialisée de Lactate de Ringer et de Dextrose 5 % réchauffé par voie sous-cutanée le matin et administrer 1 ml de Lactate de Ringer réchauffé par voie sous-cutanée en fin d'après-midi, jusqu'à stabilisation du poids pendant 48 heures consécutives. Ne pas cesser si présence de déshydratation.
- Aux J1-J2-J3 en période postopératoire, administrer une dose de carprofen (10 mg/kg) par voie sous-cutanée, le matin ou en après-midi, selon l'heure de la chirurgie.
- Au J2 en période postopératoire, administrer une dose de rappel de buprénorphine SR (0,5 mg/kg) par voie sous-cutanée, le matin ou en après-midi, selon l'heure de la chirurgie.
- À partir du jour 2, offrir à la seringue pour consommation volontaire 0,15 à 0,5 ml d'un mélange d'Ensure (environ 3/4) et de croquettes en poudre (environ 1/4) en utilisant la diète de l'animal. Ce mélange est offert deux fois par jour en même temps que les fluides sous-cutanés. Continuer le support alimentaire à la seringue jusqu'à la stabilisation du poids pendant 72 heures consécutives.
- Dans une nacelle, offrir de la nourriture humide et du DietGel Boost® tous les jours en après-midi. Remplacer quotidiennement pour conserver la fraîcheur. Poursuivre jusqu'à la stabilisation du poids pendant 72 heures consécutives.
Note : Placer la nacelle au fond de la cage pour éviter d'obstruer l'accès à la bouteille d'eau.
- Si des signes de déshydratation sont observés, offrir du gel d'eau dans le fond de la cage.
- Aviser rapidement le technicien de tout problème de santé (écoulement oculaire, déhiscence de plaie, etc.) pour la mise en place rapide des traitements appropriés en consultation avec l'équipe de recherche et le médecin vétérinaire au besoin. Veuillez-vous référer à la PNF TX-1 dans ces cas.

- Ajouter du matériel de nidification dès la période postopératoire et lorsque le nid commence à être plat.
- Examiner la ou les plaies quotidiennement pour les 7 jours suivant la chirurgie et noter la présence de signes particuliers (écoulement, rougeur, enflure, etc.). Contacter un vétérinaire de la DSV lors de l'observation de ceux-ci.
- Retirer les sutures cutanées 7 à 10 jours après la chirurgie.

Point d'intervention éthique

- Le « point d'intervention éthique » décrit les signes (c'est-à-dire des effets observables sur la santé, des modifications physiologiques, des manifestations comportementales) qui, lorsqu'ils sont présents, exigent d'intervenir pour le bien-être des animaux.
- Euthanasier l'animal :
 - Qui présente des signes neurologiques sévères **après 24 heures postopératoires** : activité absente, immobilité, décubitus latéral, déplacements difficiles;
 - Qui présente un état de chair de 2/5 ou moins associé à une perte de poids supérieure à 20 %;
 - Qui présente un état de chair de 1/5;
 - En respect de la PNF ETH-10 pour toutes autres conditions non spécifiques au modèle.

Références

T. Chiang, R. O. Messing, W. Chou, *Mouse Model of Middle Cerebral Artery Occlusion*, J Vis Exp. 2011; 48: 2761.

F. Fluri, M. Schuhmann, and C. Kleinschnitz, *Animal models of ischemic stroke and their application in clinical research*, Drug Des Devel Ther. 2015; 9: 3445–3454.

Rogers DC, Campbell CA, Stretton JL, Mackay KB. *Correlation between motor impairment and infarct volume after permanent and transient middle cerebral artery occlusion in the rat*. Stroke. 1997;28(10):2060-2066. doi:10.1161/01.str.28.10.2060)

Lourbopoulos A, Mamrak U, Roth S, Balbi M, Shrouder J, Liesz A, Hellal F, Plesnila N. *Inadequate food and water intake determine mortality following stroke in mice*. J Cereb Blood Flow Metab. 2017 Jun;37(6):2084-2097. doi: 10.1177/0271678X16660986. Epub 2016 Jan 1. PMID: 27449604; PMCID: PMC5464703.

Wu L, Xu L, Xu X, Fan X, Xie Y, Yang L, Lan W, Zhu J, Xu G, Dai J, Jiang Y, Liu X. *Keep warm and get success: the role of postischemic temperature in the mouse middle cerebral artery occlusion model*. Brain Res Bull. 2014 Feb;101:12-7. doi: 10.1016/j.brainresbull.2013.12.003. Epub 2013 Dec 12. PMID: 24334023.

Percie du Sert N, Alfieri A, and all. *The IMPROVE Guidelines (Ischaemia Models: Procedural Refinements Of in Vivo Experiments)*. J Cereb Blood Flow Metab. 2017 Nov;37(11):3488-3517. doi: 10.1177/0271678X17709185. Epub 2017 Aug 11. PMID: 28797196; PMCID: PMC5669349.

Mises à jour de la PNF		
Version 2	31 août 2021	Ajout d'une période d'acclimatation à l'alimentation postopératoire Ajout de la procédure pour l'utilisation du Doppler. Clarification des notions de reprise de poids Clarification des points limites.
Version 3	23 novembre 2022	Spécification de la période critique et des signes cliniques attendus Ajout de précision pour les suppléments alimentaires Précisions sur l'hébergement en post-op des animaux Ajout d'injections de glucose et de carprofen Ajout de la grille d'évaluation NSS
Version 4	22 septembre 2023	Précision pour la quantité d'oxygène utilisée lors de la chirurgie. Précision pour les soins de support. Ajout des formulaires de suivi de la condition aux annexes 1 et 2.

**Annexe 1 :
FORMULAIRE PAPIER DE SUIVI DE LA CONDITION – MCAO - J1 à J8**



SUIVI MODÈLES LONGITUDINAUX
MCAO

Cage # _____

Chercheur :		Protocole :		Date de chirurgie :				Responsable :				
ID	Poids	Observations / Traitements	Date / Init.	Date / Init.	Date / Init.	Date / Init.	Date / Init.	Date / Init.	Date / Init.	Date / Init.		
			J1:	J2:	J3:	J4:	J5:	J6:	J7:	J8:		
	Heure pesée	Poids										
		État de chair										
		% perte/gain										
		NSS (0 à 7)										
		Suivi plaie / Observations	<input type="checkbox"/> /	<input type="checkbox"/> /	<input type="checkbox"/> /	<input type="checkbox"/> /	<input type="checkbox"/> /	<input type="checkbox"/> /	<input type="checkbox"/> /	<input type="checkbox"/> /	<input type="checkbox"/> /	<input type="checkbox"/> /
	Poids Départ	Signes de douleurs/ Autres conditions										
		LRS + Dextrose 5% AM / LRS PM	AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/>	AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/>	AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/>	AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/>	AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/>	AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/>	AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/>	AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/>	AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/>	AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/>
		Mélange 3/4 Ensure et 1/4 Croquettes en poudre BID *		AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/> Qté: Qté:								
		PD - 20%	Carprofen : 10mg/kg SID (J1, J2, J3)	<input type="checkbox"/> / mL	<input type="checkbox"/> / mL	<input type="checkbox"/> / mL						
		Buprénorphine SR 0,5mg/kg (J2)		<input type="checkbox"/> / mL								
	Boost / Nourriture humide PM**	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	
	Déshyd. (Lég, mod, sév, aucune)											
	Hydrogel si signe déshydratation	Hydrogel <input type="checkbox"/> N/A <input type="checkbox"/>	Hydrogel <input type="checkbox"/> N/A <input type="checkbox"/>	Hydrogel <input type="checkbox"/> N/A <input type="checkbox"/>	Hydrogel <input type="checkbox"/> N/A <input type="checkbox"/>	Hydrogel <input type="checkbox"/> N/A <input type="checkbox"/>	Hydrogel <input type="checkbox"/> N/A <input type="checkbox"/>	Hydrogel <input type="checkbox"/> N/A <input type="checkbox"/>	Hydrogel <input type="checkbox"/> N/A <input type="checkbox"/>	Hydrogel <input type="checkbox"/> N/A <input type="checkbox"/>	Hydrogel <input type="checkbox"/> N/A <input type="checkbox"/>	
	Avis vétérinaire											
	Tx autre prescrit											
	Heure pesée	Poids										
		État de chair										
		% perte/gain										
		NSS (0 à 7)										
		Suivi plaie / Observations	<input type="checkbox"/> /	<input type="checkbox"/> /	<input type="checkbox"/> /	<input type="checkbox"/> /	<input type="checkbox"/> /	<input type="checkbox"/> /	<input type="checkbox"/> /	<input type="checkbox"/> /	<input type="checkbox"/> /	<input type="checkbox"/> /
	Poids Départ	Signes de douleurs/ Autres conditions										
		LRS + Dextrose 5% AM / LRS PM	AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/>	AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/>	AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/>	AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/>	AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/>	AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/>	AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/>	AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/>	AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/>	AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/>
		Mélange 3/4 Ensure et 1/4 Croquettes en poudre BID *		AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/> Qté: Qté:								
		PD - 20%	Carprofen :10 mg/kg SID (J1, J2, J3)	<input type="checkbox"/> / mL	<input type="checkbox"/> / mL	<input type="checkbox"/> / mL						
		Buprénorphine SR 0,5mg/kg (J2)		<input type="checkbox"/> / mL								
	Boost / Nourriture humide PM**	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	
	Déshyd. (Lég, mod, sév, aucune)											
	Hydrogel si signe déshydratation	Hydrogel <input type="checkbox"/> N/A <input type="checkbox"/>	Hydrogel <input type="checkbox"/> N/A <input type="checkbox"/>	Hydrogel <input type="checkbox"/> N/A <input type="checkbox"/>	Hydrogel <input type="checkbox"/> N/A <input type="checkbox"/>	Hydrogel <input type="checkbox"/> N/A <input type="checkbox"/>	Hydrogel <input type="checkbox"/> N/A <input type="checkbox"/>	Hydrogel <input type="checkbox"/> N/A <input type="checkbox"/>	Hydrogel <input type="checkbox"/> N/A <input type="checkbox"/>	Hydrogel <input type="checkbox"/> N/A <input type="checkbox"/>	Hydrogel <input type="checkbox"/> N/A <input type="checkbox"/>	
	Avis vétérinaire											
	Tx autre prescrit											

Legende: * Consommation volontaire 0,15 à 0,5 ml à la seringue jusqu'à une stabilisation du poids pendant 72h // ** Consommation dans une nacelle au fond de la cage jusqu'à une stabilisation du poids pendant 72h

Les versions Excel et PDF sont disponibles en ligne sous l'onglet modèle : <https://www.dsv.ulaval.ca/procedures/procedures-normalisees-de-fonctionnement/>

Annexe 2

FORMULAIRE PAPIER DE SUIVI DE LA CONDITION – MCAO - Jours supplémentaires



SUIVI MODÈLES LONGITUDINAUX
MCAO

Cage # _____

Chercheur :			Protocole :				Date de chirurgie :				Responsable :				
ID	Poids	Observations / Traitements	Date / Init.												
			J :	J :	J :	J :	J :	J :	J :	J :	J :	J :	J :	J :	
	Heure pesée	Poids													
		État de chair													
		% perte/gain													
			NSS (0 à 7)												
			Suivi plaie / Observations	<input type="checkbox"/> /											
	Poids Départ	Signes de douleurs/ Autres conditions													
		LRS + Dextrose 5% AM / LRS PM	AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/>	AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/>											
			Mélange 3/4 Ensure et 1/4 Croquettes en poudre BID *	AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/>											
				Qté: Qté:											
	PD - 20%		Boost / Nourriture humide PM**	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>										
		Déshyd. (Lég, mod, sév, aucune)													
		Hydrogel si signe déshydratation	Hydrogel <input type="checkbox"/> N/A <input type="checkbox"/>												
		Inondation et litière changée	Oui <input type="checkbox"/> Non <input type="checkbox"/>												
		Avis vétérinaire													
		Tx autre prescrit													
	Heure pesée	Poids													
		État de chair													
		% perte/gain													
			NSS (0 à 7)												
			Suivi plaie / Observations	<input type="checkbox"/> /											
	Poids Départ	Signes de douleurs/ Autres conditions													
		LRS + Dextrose 5% AM / LRS PM	AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/>	AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/>											
			Mélange 3/4 Ensure et 1/4 Croquettes en poudre BID *	AM <input type="checkbox"/> PM <input type="checkbox"/>											
				Qté: Qté:											
	PD - 20%		Boost / Nourriture humide PM**	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>										
		Déshyd. (Lég, mod, sév, aucune)													
		Hydrogel si signe déshydratation	Hydrogel <input type="checkbox"/> N/A <input type="checkbox"/>												
		Inondation et litière changée	Oui <input type="checkbox"/> Non <input type="checkbox"/>												
		Avis vétérinaire													
		Tx autre prescrit													

Legende: * Consommation volontaire 0,15 à 0,5 ml à la seringue jusqu'à une stabilisation du poids pendant 72h // Consommation dans une nacelle au fond de la cage jusqu'à une stabilisation du poids pendant 72h

Les versions Excel et PDF sont disponibles en ligne sous l'onglet modèle : <https://www.dsv.ulaval.ca/procedures/procedures-normalisees-de-fonctionnement/>

Annexe 3

GRILLE D'ÉVALUATION PAR POINTAGE DE SÉVÉRITÉ NEUROLOGIQUE (NSS)

Pointage	Signes cliniques
0	Aucun déficit neurologique
1	Absence d'extension complète du membre antérieur droit
2	Diminution de la prise du membre antérieur droit lorsque la queue est doucement tirée
3	Mouvements spontanés dans toutes les directions, mouvement circulaire controlatéral seulement si la queue est doucement tirée
4	Tourne (grands ou petits cercles) toujours dans le même sens.
5	Marche uniquement lorsque stimulé
6	Aucune réponse à la stimulation et présence un niveau de conscience diminué
7	Mort

Tiré de Rogers DC, Campbell CA, Stretton JL, Mackay KB. *Correlation between motor impairment and infarct volume after permanent and transient middle cerebral artery occlusion in the rat*. Stroke. 1997;28(10):2060-2066. doi:10.1161/01.str.28.10.2060)