

doric

**Implantation de la canule
d'imagerie et installation du
microscope pour 2CFM**

Note d'application

Version 1.2.0

Contenu

1	Spécifications du modèle de microscope	3
1.1	Modèles de microscope à fluorescence.....	3
2	Implantation de la canule d'imagerie	7
2.1	Dépose et pose de la canule Snap-in.....	7
2.2	Installation du support pour microscope à fluorescence.....	9
2.3	Préparation chirurgicale des animaux.....	10
2.4	Installation de la bague de réglage de la saillie.....	11
2.5	Implantation d'une canule de type S.....	11
2.6	Implantation d'une canule de type L.....	12
2.7	Fixation de la canule sur le crâne.....	14
2.8	Guérison tissulaire et dressage de l'animal (3 semaines ou plus).....	15
3	Sessions d'imagerie	16
4	Manutention et nettoyage	18
4.1	Informations importantes sur la manipulation.....	18
4.2	Nettoyage des optiques.....	18
4.3	Réutilisation de la canule d'imagerie.....	18
5	Soutien	19
5.1	Nous contacter.....	19

Spécifications du modèle de microscope

Il existe plusieurs types de microscopes partageant des méthodes d'implantation identiques, comme le *2CFM-S* et le *2CFM-L*. Ce document décrit comment installer et implanter ces microscopes à fluorescence miniatures et leurs accessoires sur un sujet animal .

1.1 Modèles de microscope à fluorescence

La profondeur de la région d'intérêt détermine le choix du corps du microscope et de la canule d'imagerie. Pour les régions cérébrales jusqu'à 8,3 mm de profondeur, la *canule Model-L* est implantée dans le cerveau, tandis que le *microscope Model-L* permet l'imagerie du tissu cérébral à ces endroits. Le microscope Model-S est préféré pour l'observation de surface car il est optimisé pour un champ de vision entre 0 et 150 μm sous la surface du cerveau (Fig. 1.1b).



Figure 1.1 : Microscopes à fluorescence miniatures en format éclaté

1.1.1 Canule modèle S

Pour la *canule Model-S* utilisée avec le *microscope à fluorescence bicolore de type S*, le champ de vision obtenu est de $700\ \mu\text{m} \times 700\ \mu\text{m}$ (Fig. 1.2a) et la profondeur de champ (plage de mise au point) est de $50 \pm 25\ \mu\text{m}$ (Fig. 1.2b). La distance de travail est de 1,1 mm et se définit comme la distance entre le bas de la partie métallique de la canule et le plan focal. En raison de la diffusion et de l'absorption de la lumière dans le cerveau, la profondeur de pénétration pour l'imagerie est généralement comprise entre 0 et $150\ \mu\text{m}$. Pour la *canule Model-S*, une seule **bague de réglage de la protubérance** (hauteur de 4,5 mm) est nécessaire pour observer toute la gamme.

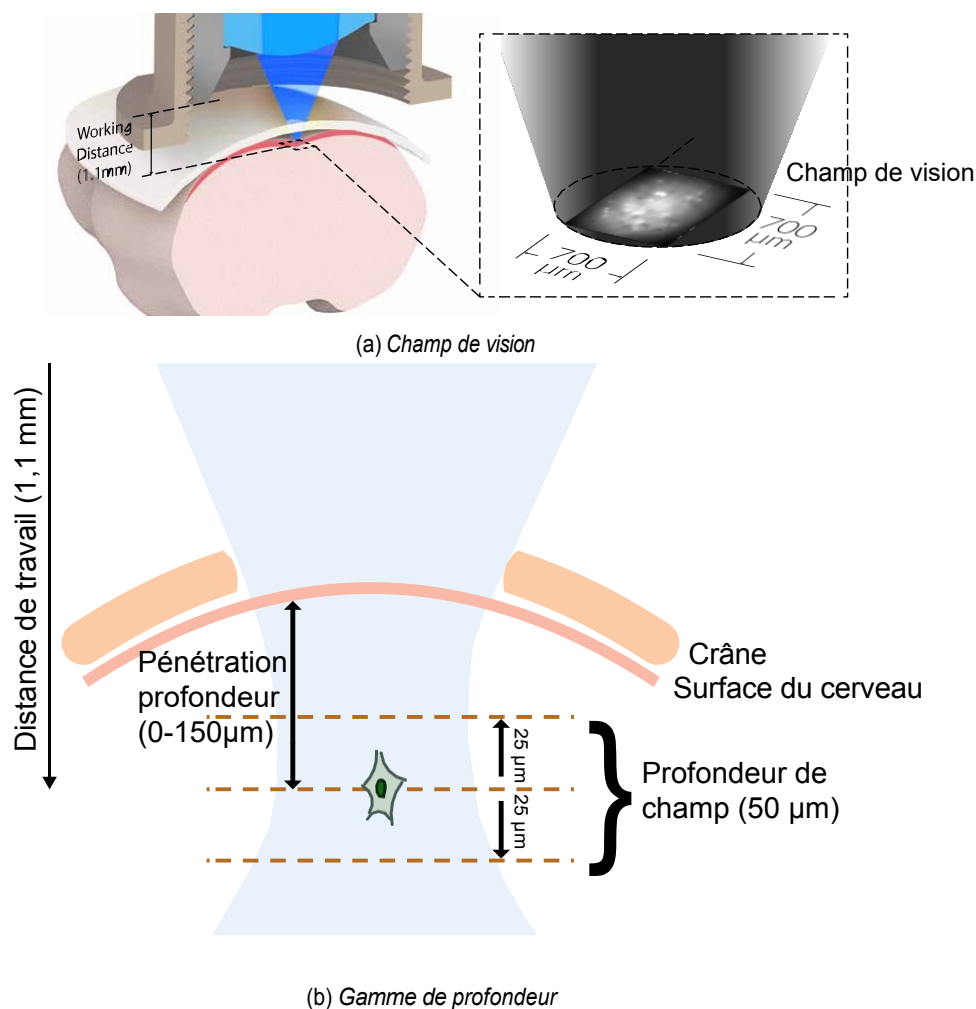


Figure 1.2 : Caractéristiques du modèle S

1.1.2 Canule modèle L

Pour les régions cérébrales plus profondes, une lentille cylindrique à gradient d'indice est nécessaire pour guider l'image de l'intérieur du cerveau vers l'objectif du corps du microscope. Les informations de cette section s'appliquent spécifiquement aux *canules d'imagerie Snap-in modèle L*. En fonction de la profondeur de la région d'intérêt, deux types de canules d'imagerie sont disponibles (LD ou LV) avec différentes longueurs de lentilles. Le tableau 1.1 indique la gamme des profondeurs de pénétration obtenues avec chaque type de canule. La profondeur de pénétration pour le modèle est mesurée à partir de la surface du crâne ou du bas de la bague de réglage de la protubérance jusqu'à la région d'intérêt.

Pour s'assurer que la canule est bien fixée sur le crâne, la canule d'imagerie doit être associée à un **anneau de réglage de la protrusion**. Pour sélectionner l'anneau adéquat, procédez comme suit.

¹ avec une distance de travail de $80\ \mu\text{m}$

Tableau 1.1 : Plage de profondeur de pénétration pour la lentille bâton

Type de canule	Gamme de profondeurs de pénétration d (mm) ¹
LD	0 - 3.4
LV	2.8 - 5.9
LE	5.3 - 8.3

1. Mesurer la longueur de la saillie (L) (Fig. 1.3) de la lentille depuis le bas de la partie métallique de la canule jusqu'à l'extrémité de la lentille.
2. Déterminez à quelle profondeur du cerveau vous souhaitez positionner l'extrémité de la lentille. Ajoutez à cette mesure l'épaisseur du crâne et la distance de travail de la lentille tige (80 μm). Pour s'assurer que la **bague de réglage de la protrusion** ne sera pas trop basse, il est recommandé d'ajouter 100 μm à cette mesure. Vous obtiendrez la distance (d) (Fig. 1.3) représentée par la distance entre l'extrémité de la lentille et le bas de la bague de réglage de la saillie.
3. La saillie de l'anneau (p) (Fig. 1.3) est donnée par : $p = L - d$ et correspond à un *anneau de réglage de la saillie* spécifique (tableau 1.2). Chaque anneau est identifié par sa hauteur (h) (Fig. 1.3).
4. Placer l'**anneau de réglage de la saillie** sélectionné sur la canule et ajuster la position de l'anneau pour obtenir la distance requise (d).

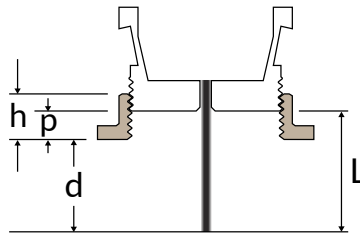


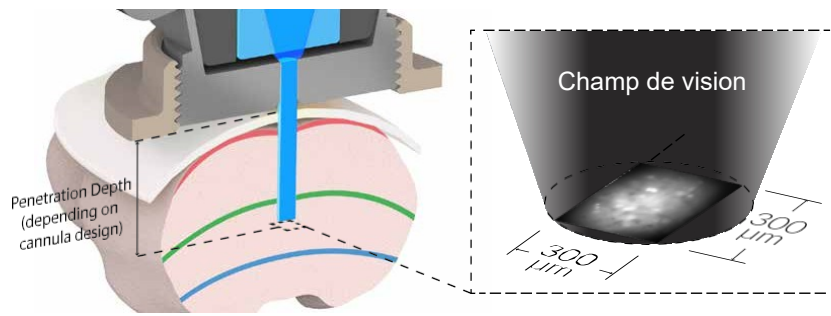
Figure 1.3 : Paramètres de la bague de réglage de la saillie

Tableau 1.2 : Bague de réglage de la saillie Modèle L Sélection

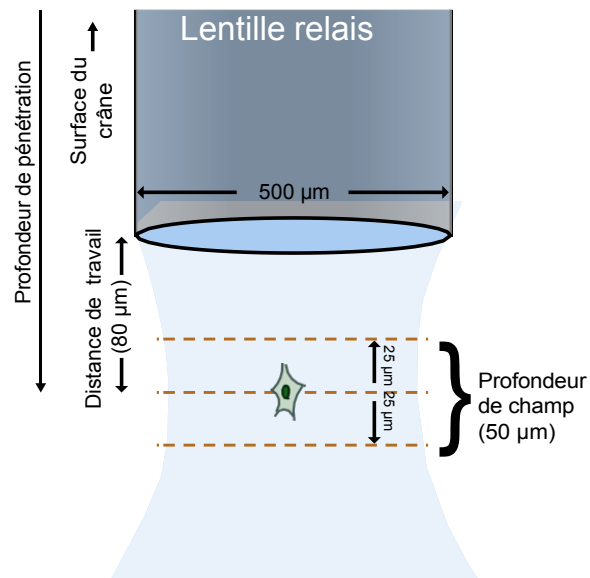
Anneau #	Hauteur (h) (mm)	Saillie (p) (mm)
1	2.0	0 - 1.5
2	2.7	0.7 - 2.2
3	3.4	1.4 - 3.0
4	4.2	2.2 - 3.7
5	4.9	2.9 - 4.4

La distance de travail de nos canules d'imagerie standard modèle L est de 80 μm et représente la distance entre l'extrémité de la lentille de la tige et le plan focal². Cela signifie que le microscope ne produit pas d'image immédiatement sous la lentille et que cette distance de travail doit être prise en compte lors du calcul de la profondeur requise. Le champ de vision du microscope bicolore modèle L est de 300 μm X 300 μm (Fig. 1.4a), et la profondeur de champ est de 50 μm (Fig. 1.4b).

² Des canules avec différentes distances de travail sont disponible sur demande.



(a) Champ de vision



(b) Gamme de profondeur

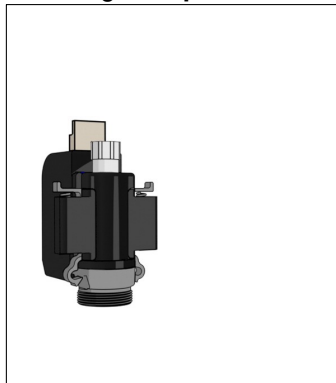
Figure 1.4 : Caractéristiques du modèle L

Implantation de la canule d'imagerie

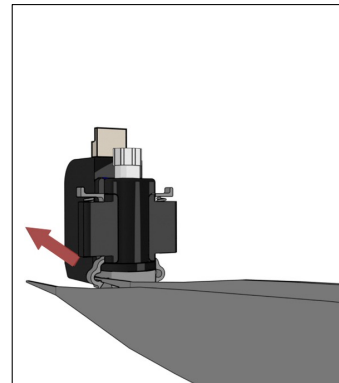
La section suivante décrit l'utilisation et l'implantation des corps de microscope 2CFM-L et 2CFM-S et des canules correspondantes. Le 2CFM-L est utilisé comme exemple dans les figures de la section suivante.

2.1 Dépose et pose de la canule Snap-in

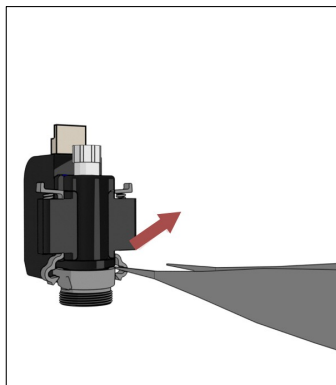
Le corps du microscope est livré avec une canule de protection qui doit être retirée lors de la première utilisation et réinstallée après chaque séance d'imagerie afin de protéger le microscope. Pour retirer la canule de protection et fixer la canule d'imagerie sur le corps du microscope, suivre la procédure décrite dans cette section. Manipulez le microscope et la canule avec précaution. La lentille relais et l'objectif sont fragiles et toute tache ou rayure peut affecter la qualité de l'image. **Ne pas toucher la surface des lentilles.**



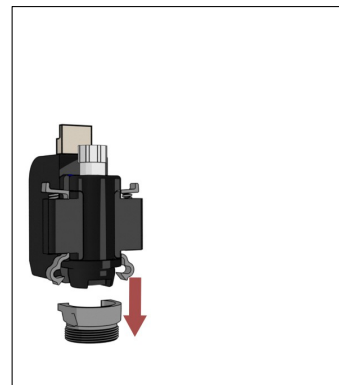
(a) Microscope à fluorescence bicolore avec canule de protection



(b) Retirer la pince gauche du microscope



(c) Retirer la pince droite du microscope

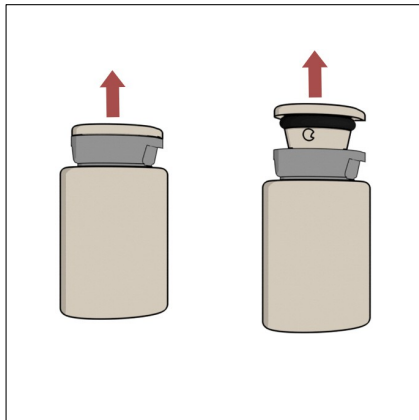


(d) Retirer la canule de protection

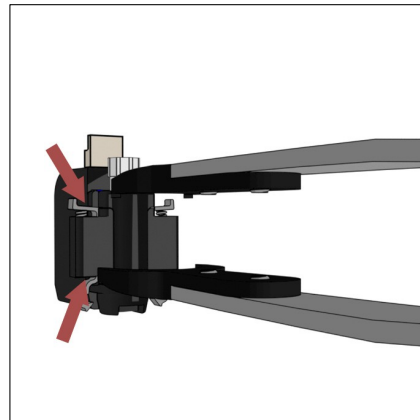
Figure 2.1 : Procédure de retrait de la canule

1. Retirer la **canule de protection** du *corps du microscope* (Fig. 2.1). Toute autre canule de microscope bicolore peut être retirée de la même manière.

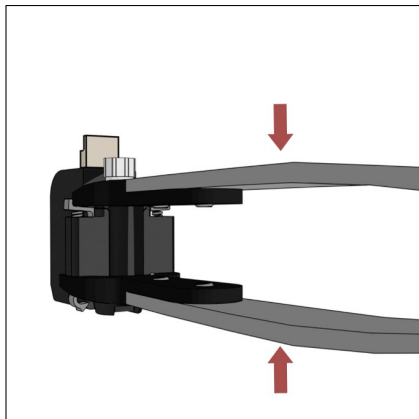
- a) Le microscope est muni d'une canule de protection (Fig. 2.1a).
- b) À l'aide de l'*outil d'extraction de microscope*, retirez la **pince de microscope** gauche de la **rainure de la pince de la canule**. (Fig. 2.1b).
- c) Retirer la **pince à microscope** droite de la **rainure de la pince à canule** (Fig. 2.1c).
- d) Retirer la **canule de protection** (Fig. 2.1d).



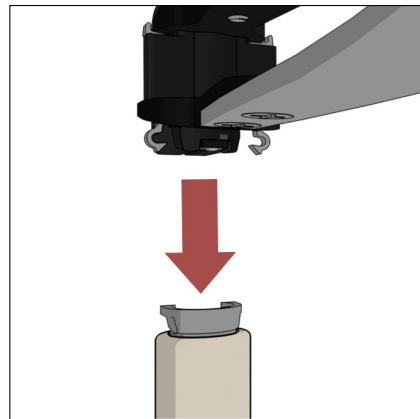
(a) Retirer le capuchon de protection de la canule d'imagerie.



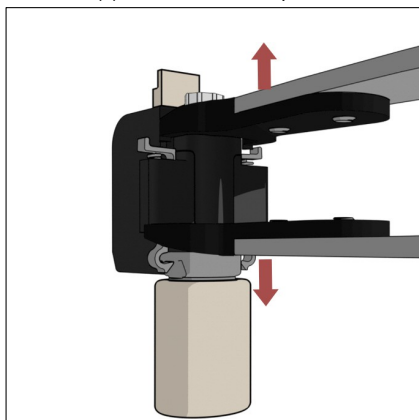
(b) Placer l'outil Snap-on dans la position appropriée.



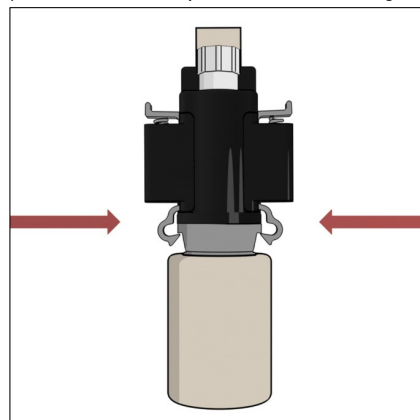
(c) Fermer l'outil Snap-on



(d) Placer le microscope sur la canule d'imagerie



(e) Ouvrir l'outil Snap-on pour fermer les pinces du microscope.



(f) Vérifier la fermeture de la pince du microscope

Figure 2.2 : Procédure d'installation de la canule

2. Fixer la canule d'imagerie sur le corps du microscope (Fig. 2.2). Toute autre canule de microscope bicolore peut être installée de la même manière.
 - a) Retirer le **capuchon de protection de la canule d'imagerie** (Fig. 2.2a).
 - b) L'**outil Snap-on** possède deux dents uniques, chacune d'une taille différente. Prenez la plus petite dent et placez-la sur les pinces. Les plus grandes dents sont placées sous le barillet (Fig. 2.2b). Chaque dent est munie d'une petite dent qui sert à empêcher le microscope de bouger ; assurez-vous qu'elles sont bien en place.
 - c) Appuyez sur l'**outil Snap-on** pour fermer les dents et ouvrir les pinces (Fig. 2.2c).
 - d) Déposer le microscope sur la **canule** (Fig. 2.2d).
 - e) Ouvrir l'**outil Snap-on** et les **pinces à microscope** se refermeront sur la **rainure de la pince à canule** (Fig. 2.2e).
 - f) Inspecter les **pinces du microscope** ; si elles ne sont pas complètement à l'intérieur de la **rainure de la pince de la canule**, les presser doucement en place (Fig. 2.2f).

2.2 Installation du support pour microscope à fluorescence

Pour l'implantation d'une canule, le microscope peut être fixé sur son *support de microscope à fluorescence*. Le support permet d'imager la descente de la lentille relais dans le cerveau. Les expériences ne nécessitant pas un animal libre de ses mouvements peuvent être réalisées avec cette configuration de fixation de la tête. Le 2CFM-L est utilisé comme exemple dans les figures suivantes car le processus est identique pour les deux types de microscope.

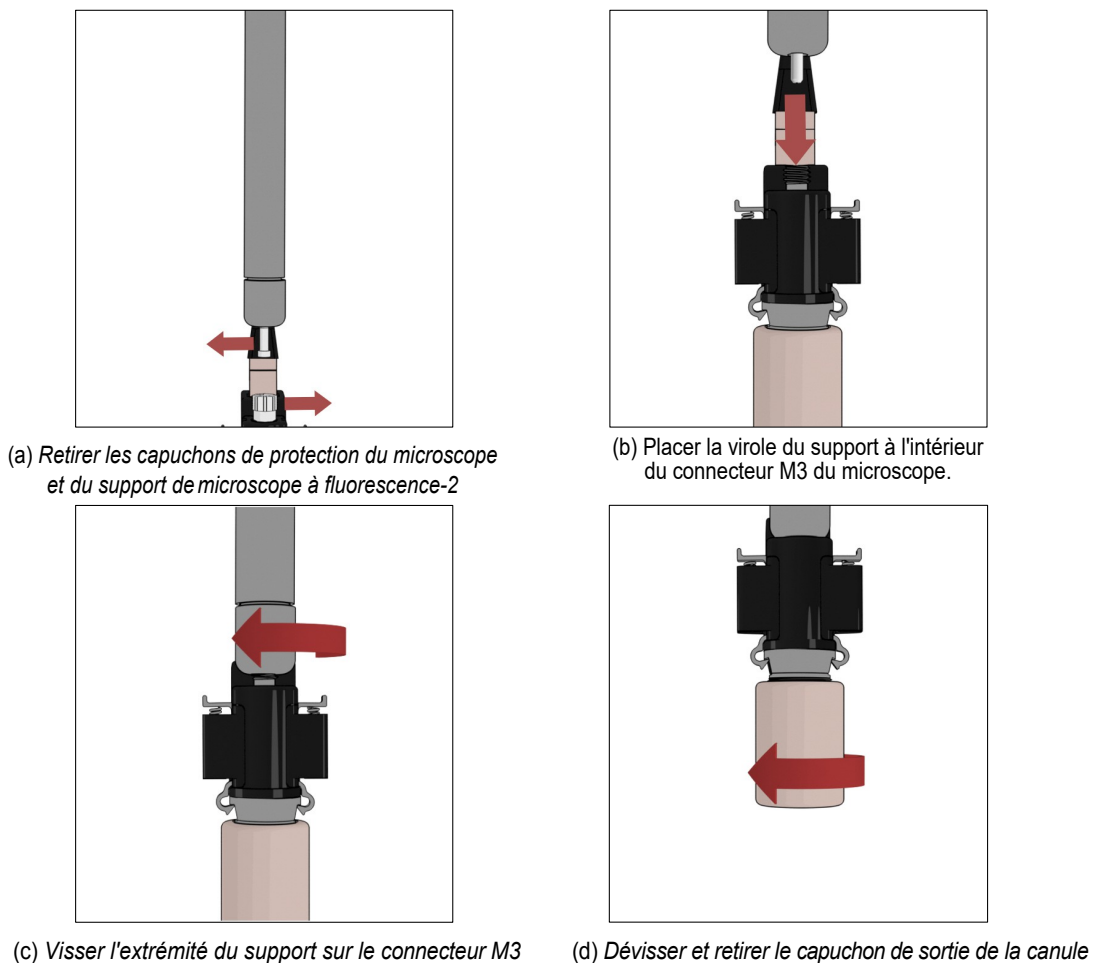


Figure 2.3 : Procédure d'installation de la canule

1. Installer le microscope sur le *support de microscope à fluorescence 2 (FMH 2)*.
 - a) Retirer les **capuchons du connecteur optique M3** du microscope et de la **bague du porte-microscope de fluorescence 2** (Fig. 2.3a). Nettoyez l'embout du **porte-microscope de fluorescence 2** à l'aide d'une lingette non pelucheuse et d'alcool isopropylique avant de passer à l'étape suivante.
 - b) Insérer la virole dans le **connecteur optique M3** (Fig. 2.3b). Les fixer en place en vissant le **barillet du porte-microscope à fluorescence 2** (Fig. 2.3c).
 - c) Installer le *support de microscope à fluorescence 2* dans un appareil stéréotaxique.
 - d) Au moment de l'utilisation, retirer le **capuchon protecteur de sortie** de la canule en le dévissant (Fig. 2.3d). Si vous utilisez une canule de type L, veillez à la retirer d'un mouvement droit afin de ne pas toucher ou casser la lentille.
2. Avant l'implantation, retirez le capuchon protecteur et démarrez le système d'acquisition pour vérifier la qualité de l'image obtenue. Veillez à **ne pas toucher la surface de la lentille**. Si l'image présente des taches, il peut y avoir de la poussière sur la lentille. Utilisez un coton-tige pour nettoyer l'extrémité de l'objectif avec de l'acétone ou de l'alcool isopropylique. **Ne trempez jamais l'objectif dans l'acétone**. Après ce test, fermez le système d'acquisition.

2.3 Préparation chirurgicale des animaux

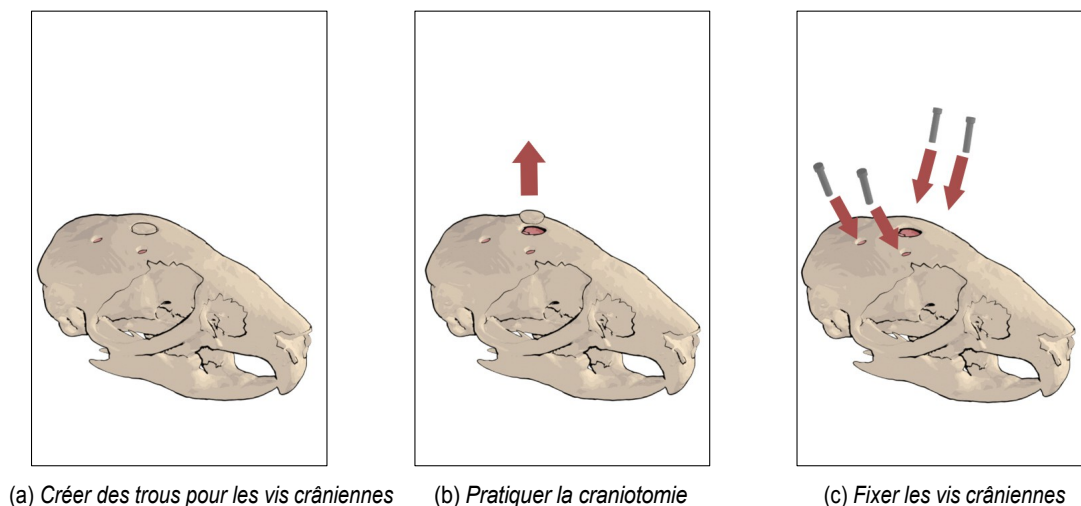


Figure 2.4 : Préparation chirurgicale

Avant l'implantation, le sujet animal doit être préparé. Cela comprend la mise en place de **vis crâniennes** pour fixer la canule et une craniotomie pour permettre l'observation du cerveau.¹

1. Déterminer les coordonnées stéréotaxiques pour l'implantation de la canule.
2. Percer des trous pour permettre la mise en place des vis crâniennes (Fig. 2.4a). Une distance d'au moins 5 mm par rapport au centre de la craniotomie est nécessaire pour permettre la rotation de l'*anneau de réglage de la protrusion*.
3. Effectuer la craniotomie (Fig. 2.4b). En cas d'utilisation d'une canule de type L, le trou doit avoir un diamètre supérieur à celui de la lentille de la tige. En cas d'utilisation d'une canule de type S, le trou doit avoir un diamètre d'au moins 2 mm.
4. Placer 4 vis de soutien dans les trous préparés autour du site de craniotomie (Fig. 2.4c).

¹ Vis pour le crâne non fournies avec le microscope

2.4 Installation de la bague de réglage de la saillie



(a) Placer les gouttes de colle dans le filetage de la canule. (b) Enfiler la bague de réglage de la saillie sur la canule.

Figure 2.5 : Installation de la bague de réglage de la saillie

Pour préparer l'implantation, l'*anneau de réglage de la saillie* doit d'abord être installé. L'*anneau de réglage de la saillie* est utilisé pour stabiliser le système sur le crâne lorsque la canule implantée est à la profondeur appropriée. Sa position est déterminée par la profondeur de la structure d'intérêt par rapport au sommet du crâne (voir section 1.1.2).

1. Appliquer quelques gouttes d'une colle à séchage lent (par exemple une colle époxy) pour fixer l'anneau au fil métallique de la canule d'imagerie.²
 - **Veillez à ne pas appliquer de colle sur le corps du microscope ou sur la lentille d'imagerie.**
 - Un séchage lent permet d'effectuer de petits ajustements pendant l'implantation.
 - Chaque rotation complète de la bague de réglage de la saillie représente une distance verticale de 300 µm.
2. Fixer l'anneau de réglage de la saillie approprié à la canule à sa position approximative. Pour les canules de type L, placer l'*anneau de réglage de la saillie* dans un mouvement lent et vertical afin d'éviter tout contact avec la lentille de la tige.
3. Une fois la *bague de réglage de la saillie* en place, le microscope peut être déplacé au-dessus de l'animal.

2.5 Implantation d'une canule de type S

Lors de l'utilisation d'une canule de type S, aucune pénétration n'est nécessaire car la lentille ne pénètre pas dans le cerveau. Seuls les *corps de microscope 2CFM-S* peuvent utiliser des *canules de type S*. La région doit cependant être préparée pour l'observation. La section suivante détaille quelques protocoles recommandés pour l'imagerie de surface.

1. Préparer l'animal à l'observation. Plusieurs méthodes sont possibles pour obtenir une qualité d'image optimale. Il convient de noter que la *canule d'imagerie de type S* laisse une petite poche d'air entre le cerveau et l'objectif. La dure-mère exposée à l'air devient opaque (blanche) avec le temps, tandis que la matière cérébrale peut être endommagée par l'exposition à l'air.
 - L'utilisation d'une **fenêtre crânienne** est courante. Ces fenêtres en verre, fines et de petit diamètre, sont placées au-dessus de l'ouverture de la craniotomie, ce qui réduit l'exposition du cerveau à l'air. L'espace entre la fenêtre et le cerveau peut également être rempli d'un milieu transparent biocompatible, tel que l'agarose.
 - La **technique de la fenêtre à crâne mince** consiste à amincir progressivement le crâne de l'animal. Cet amincissement permet à la lumière d'être transmise à travers le crâne, permettant ainsi l'imagerie sans pénétrer le crâne lui-même.
 - La **méthode du prisme latéral** peut être utilisée conjointement avec une **fenêtre crânienne**. Un microprisme est inséré dans les zones superficielles du cerveau (Fig. 2.6), ce qui permet de visualiser les régions perpendiculaires au plan focal normal.

² Colle non fournie avec le microscope

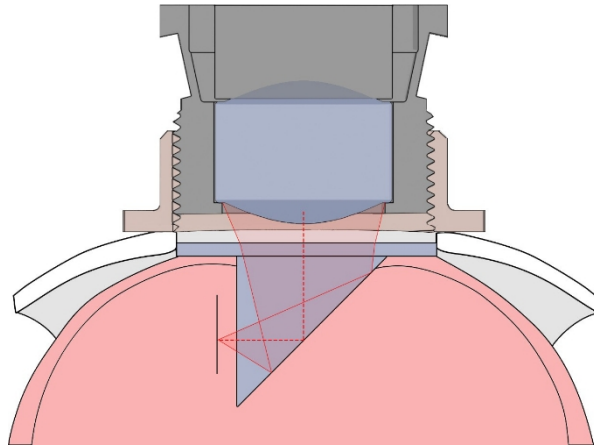


Figure 2.6 : Méthode du prisme latéral

2. Connecter le *support de microscope à fluorescence 2* au système d'éclairage.
3. Abaisser le microscope au-dessus du trou de craniotomie.
 - Le *support de microscope à fluorescence 2* permet l'éclairage pendant l'implantation.
 - Si la canule est installée lorsque l'expression virale est suffisante, un signal de fluorescence diffus confirmera le positionnement du plan focal dans la zone ciblée (le site d'injection).
 - Si la canule est installée immédiatement après l'injection virale, le signal de fluorescence ne peut pas être utilisé pour confirmer la position du plan focal sur le site ciblé.
4. S'il existe un écart important entre la **bague de réglage de la saillie** et le crâne, la position peut être ajustée.
 - Vérifier que le *support de microscope à fluorescence 2* est bien fixé et que le microscope ne bouge pas si on le touche.
 - Dévissez lentement la **bague de réglage de la saillie** pour la rapprocher du crâne.

2.6 Implantation d'une canule de type L

Lors de l'utilisation d'une canule de type L, la lentille de la tige doit pénétrer dans le cerveau. Seuls les corps de microscope de type L peuvent utiliser une canule de type L. La section suivante détaille la méthode standard d'implantation de la canule.

2.6.1 Réglage de la référence de profondeur

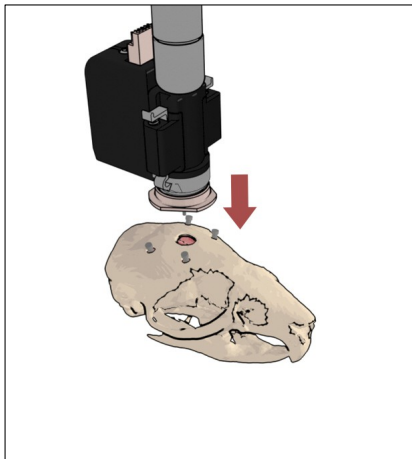
Lors de l'utilisation d'une canule de type L, une référence de profondeur doit être prise sur la surface du cerveau avec la pointe de la lentille relais.

1. Placez le microscope au-dessus de l'animal préparé. Abaissez le système dans le trou de craniotomie, de manière à ce que l'extrémité de la lentille de la tige touche la surface du cerveau sans la pénétrer.
 - Compte tenu de la taille de la canule, l'extrémité peut être difficile à voir. Un miroir ou une caméra peut être utile pour voir exactement quand l'extrémité de la lentille touche le cerveau.
2. Lorsque le point de référence est trouvé, notez-le et élevez le microscope.
3. Retirez soigneusement la dure-mère du point de référence. Une surface cérébrale propre et sans saignement permettra d'obtenir une qualité d'image optimale tout en abaissant la lentille de la tige.

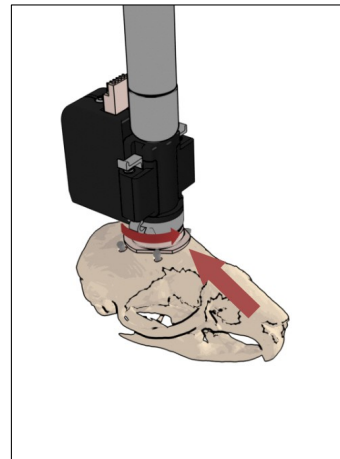
2.6.2 Implantation de la canule

Du début à la fin de l'implantation, manipulez la canule d'imagerie avec précaution. La lentille relais est très fragile et toute tache ou rayure peut affecter la qualité de l'image.

1. Connecter le *support de microscope à fluorescence 2* au système d'éclairage.
2. Abaisser lentement la lentille de la tige (environ $1 \mu\text{m/s}$) pour permettre une bonne pénétration des tissus (Fig. 2.7a).
 - Le *support de microscope à fluorescence 2* permet l'illumination pendant l'implantation de la lentille.
 - Si la canule est implantée lorsqu'une expression virale suffisante a été atteinte, un signal de fluorescence diffuse confirmera le positionnement de la lentille dans la zone ciblée (le site d'injection).
 - Si la canule est implantée immédiatement après l'injection virale, le signal de fluorescence ne peut pas être utilisé pour confirmer la position de la lentille dans le site ciblé.
3. Si la canule d'imagerie ne se trouve pas dans la zone souhaitée, il est possible d'effectuer une autre descente pour placer la lentille.
4. S'il y a un écart important entre la *bague de réglage de la saillie* et le crâne :
 - Vérifier que le *support 2 du microscope à fluorescence* est bien fixé et que le microscope ne bouge pas si on le touche.
 - Dévisser lentement la bague de réglage de la saillie pour la rapprocher du crâne. Arrêtez de dévisser si la **lentille bâton** commence à se déplacer à l'intérieur du cerveau (Fig. 2.7b).



(a) Positionner le microscope sur le crâne, abaisser lentement l'objectif.

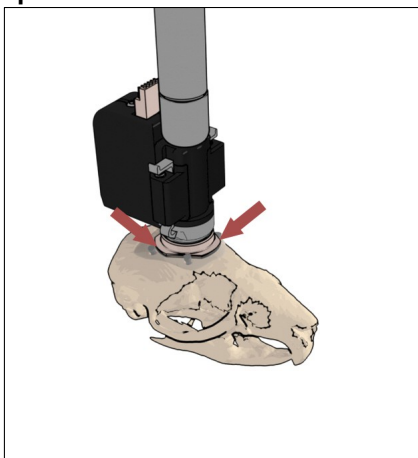


(b) Dévisser la bague de réglage de la saillie pour la rapprocher du crâne.

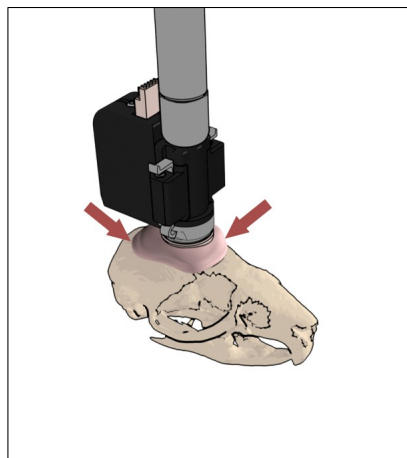
Figure 2.7 : Préparation de l'implantation

2.7 Fixation de la canule sur le crâne

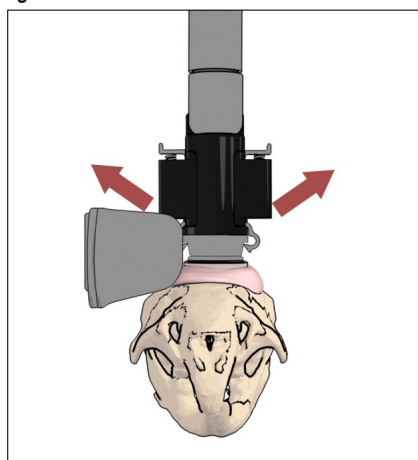
Une fois la canule implantée dans la région d'intérêt, il est nécessaire de la fixer sur le crâne, ainsi que l'**anneau de réglage de la protrusion**.



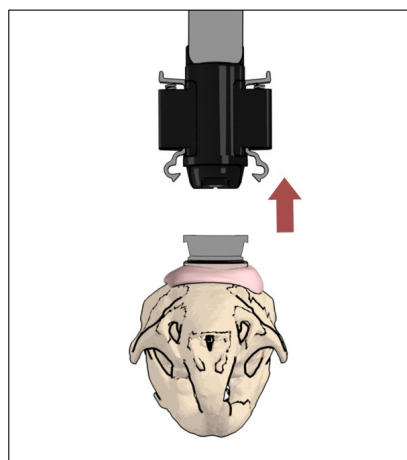
(a) Utiliser une colle à séchage rapide pour fixer la bague de réglage de la saillie sur le crâne.



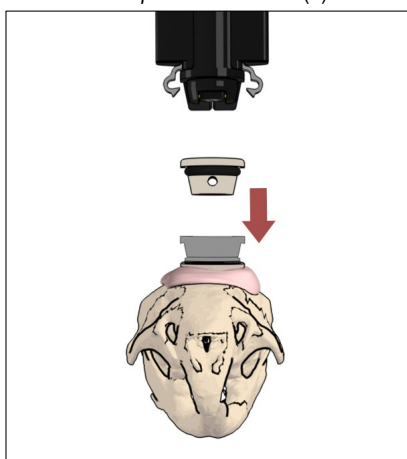
(b) Utiliser du ciment dentaire pour fixer la bague de réglage de la protrusion sur le crâne.



(c) Déconnecter le système de connexion du microscope



(d) Retirer le corps du microscope de la canule



(e) Placer le capuchon de protection sur la canule

Figure 2.8 : Fixation de la canule d'imagerie sur le crâne

1. Appliquer une colle à séchage rapide entre la **bague de réglage de la saillie** et le crâne (Fig. 2.8a).³ Si l'anneau est proche de l'os, l'action capillaire d'une colle liquide à forte adhérence permettra à la colle de passer sous l'anneau. Dans le cas contraire, il convient d'utiliser une colle en gel pour combler l'espace.
2. Pour améliorer le support des vis, il est recommandé de les coller.
3. Lorsque la colle sur la surface du crâne est complètement sèche, fixer le microscope au crâne en appliquant du ciment dentaire sur la **bague de réglage de la saillie** et sur les vis (Fig. 2.8b).⁴
 - Si l'**anneau de réglage de la protubérance** ne touche pas le crâne, il est important de mettre un peu de ciment sur la colle entre l'anneau et les os pour stabiliser le système.
 - Le **système de connexion** doit être exempt de ciment pour pouvoir séparer le microscope et la canule.
 - Les tissus, les muscles, la peau ou la fourrure ne doivent pas entrer en contact avec le ciment dentaire. Ceci est nécessaire pour assurer une bonne adhésion de la canule au crâne.
4. Une fois que le ciment dentaire a complètement séché, le microscope peut être retiré. Détacher le **système de connexion** (Fig. 2.8c).
5. Retirer le microscope de la canule (Fig. 2.8d).
6. Placer le **capuchon de protection d'entrée** sur la canule d'imagerie pour protéger la lentille (Fig. 2.8e).
7. Placer la canule de protection sur le microscope.
 - Si les séances d'imagerie sont effectuées dans une configuration de fixation de la tête, le corps du microscope peut être laissé attaché au *support du microscope à fluorescence* jusqu'à la première séance d'imagerie.
 - Pour les expériences en mouvement libre, dévisser le *support de microscope à fluorescence* et placer son capuchon de protection M3 pour protéger la voie optique du corps du microscope.

2.8 Cicatrisation des tissus et dressage de l'animal (3 semaines ou plus)

En général, le système peut distinguer les cellules 2 ou 3 semaines après l'implantation de la canule. Néanmoins, une meilleure qualité d'image est obtenue 2 à 8 semaines après l'implantation. Le temps d'attente pour la réparation des tissus peut être une bonne période pour utiliser le *microscope factice* (Fig 2.9). Il est important d'apprendre à l'animal, à l'aide du *microscope factice*, à tolérer l'encombrement d'un microscope sur sa tête et à s'habituer à se déplacer facilement dans sa cage avec lui.



Figure 2.9 : *Microscope factice*

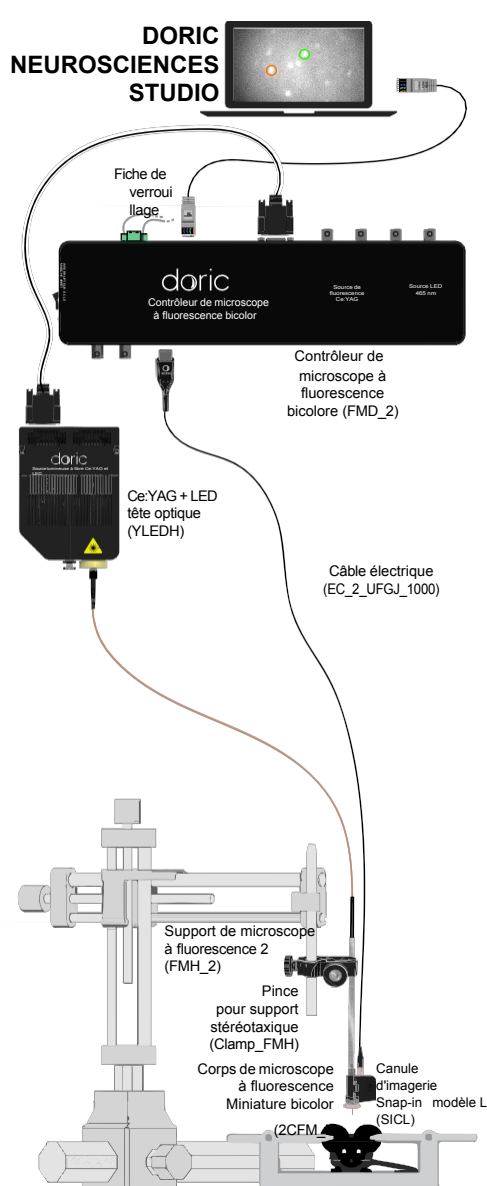
³ Colle non fourni avec le microscope

⁴ Ciment dentaire non fourni avec le microscope

Sessions d'imagerie

La section suivante décrit les bases d'une session d'imagerie utilisant le *microscope à fluorescence miniature bicolore*.

1. Préparez le microscope pour une session de configuration tête fixée, comme décrit dans la section 2.2.
2. Avant d'installer le microscope, placez le sujet anesthésié dans un support de tête stéréotaxique.
3. Retirez le **capuchon de protection de** la canule (Fig. 2.8e).
4. Installer le microscope dans la canule. L'appuie-tête stéréotaxique diminue la pression exercée sur la tête de l'animal lorsque le corps du microscope est fixé dans la canule implantée.
5. Si vous réalisez une expérience avec tête fixe, terminez les connexions du système et ouvrez le système d'acquisition. Cela permet d'obtenir une image de la région d'intérêt.
6. Si vous réalisez une expérience libre de mouvement, retirez l'animal de l'appareil stéréotaxique et laissez-le se remettre de l'anesthésie.
 - Pour plus de détails sur les connexions du système et l'utilisation du logiciel Doric Neuroscience Studio, voir notre [site web](#).
 - Pendant les séances d'imagerie comportementale, il est recommandé de placer le bouclier métallique à la base du câble ultraléger pour le protéger des interférences animales, telles que les mâchonnements ou les griffures.



(a) Configuration tête fixe pour l'imagerie du cerveau profond en deux couleurs



(b) Configuration libre de mouvement pour l'imagerie du cerveau profond en deux couleurs

Figure 3.1 : Configurations du système de microscope à fluorescence bicolore

Manipulation et nettoyage

4.1 Informations importantes sur la manipulation

Avertissement : Manipulez le microscope et la canule avec précaution.

Les microscopes miniatures à fluorescence sont composés d'éléments électroniques sensibles et doivent toujours être manipulés avec précaution. Lorsqu'ils ne sont pas utilisés, le corps du microscope et sa canule doivent être stockés dans un environnement fermé, à l'abri de la poussière. Certains composants du microscope doivent être manipulés avec une attention particulière :

- **Câble électrique** : Ne pas tordre ou tirer sur le câble.
- **Lentille relais** : La lentille de la canule est en verre et n'est pas protégée. Les **matériaux abrasifs peuvent rayer la surface** et réduire la qualité de l'image.

Le corps du microscope et les lentilles de la canule sont en verre, en métal, en plastique et le contact avec des tissus organiques ou des liquides, comme le sang ou une solution saline, n'est pas recommandé. La canule est conçue pour être en contact avec de telles substances, mais le corps du microscope ne l'est pas. Si le corps du microscope entre en contact avec ces substances, nettoyez l'optique (section 4.2) pour éviter l'apparition de taches.

4.2 Nettoyage des optiques

L'objectif du microscope doit être nettoyé avant chaque utilisation. La procédure expliquée ici peut également être utilisée pour nettoyer les lentilles relais de la canule.

- Mettez le conducteur hors tension.
- **Portez des gants pour manipuler le microscope.** L'huile des doigts peut tacher le verre et il est souvent difficile de l'enlever correctement.
- Utilisez de l'alcool isopropylique sur un coton-tige pour nettoyer délicatement la lentille.
- **Ne soufflez pas sur les optiques.** Les particules de salive tachent souvent la surface. Les grosses particules de poussière peuvent être éliminées à l'aide d'une soufflette anti-poussière avant d'être nettoyées à l'aide d'un coton-tige.

4.3 Réutilisation de la canule d'imagerie

Les canules implantées sont vendues comme jetables mais peuvent être réutilisées si elles sont retirées avec précaution. Pour ce faire, il suffit de retirer la bague de réglage de la saillie collée sur la partie métallique. Dans ce cas, prévoyez des jeux d'anneaux de réglage de la saillie de rechange. L'acétone peut être utilisée pour nettoyer la lentille de la canule avec un coton-tige (ne jamais tremper la canule dans l'acétone), mais il faut veiller à ne pas exposer le site de liaison entre la lentille et la partie métallique de la canule.

5.1 Contactez-nous

Pour toute question ou commentaire, n'hésitez pas à nous contacter par :

Téléphone 1-418-877-5600

Courriel sales@doriclenses.com

The logo for Doric Lenses Inc. features the word "doric" in a lowercase, sans-serif font. The letter "o" is stylized with a white highlight on its upper-left curve, giving it a three-dimensional appearance as if it were a lens or a sphere.

2019 DORIC LENSES INC
357 rue Franquet - Québec, (Québec)
G1P 4N7, Canada
Téléphone : 1-418-877-5600 - Fax : 1-418-877-1008 1-418-877-5600 -
Fax : 1-418-877-1008
www.doriclenses.com