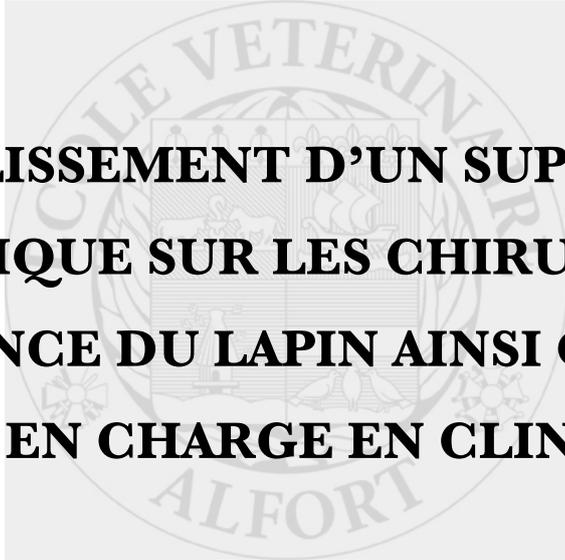


Année 2016



**ÉTABLISSEMENT D'UN SUPPORT  
PÉDAGOGIQUE SUR LES CHIRURGIES DE  
CONVENANCE DU LAPIN AINSI QUE LEUR  
PRISE EN CHARGE EN CLINIQUE**

THÈSE

Pour le

DOCTORAT VÉTÉRINAIRE

Présentée et soutenue publiquement devant

LA FACULTÉ DE MÉDECINE DE CRÉTEIL

le...6.décembre 2016

**par**

**Stéphanie SZÖLLÖSY**

Née le 6 décembre 1990, à Champigny sur Marne (Val-de-Marne)

JURY

**Président : Pr. ITTI**

**Professeur à la Faculté de Médecine de CRÉTEIL**

**Membres**

**Directeur : Mr Pascal ARNÉ**

**Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort**

**Co-directeur : Dr Charles-Pierre PIGNON**

**Praticien hospitalier à l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort**

**Assesseur : Mr. Jean-Marie MAILHAC**

**Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort**

# Liste du corps enseignants

Directeur : M. le Professeur Gogny Marc

Directeurs honoraires : MM. les Professeurs : Cotard Jean-Pierre, Mialot Jean-Paul, Moraillon Robert, Parodi André-Laurent, Pilet Charles, Toma Bernard.

Professeurs émérites : Mme et MM. : Bénét Jean-Jacques, Chermette René, Combrisson Hélène, Courreau Jean-François, Deputte Bertrand, Niebauer Gert, Paragon Bernard, Pouchelon Jean-Louis.

## Département d'élevage et de pathologie des Équidés et des Carnivores (DEPEC)

Chef du département : Pr Grandjean Dominique - Adjoint : Pr Blot Stéphane

<p><b>Unité pédagogique de cardiologie</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Pr Chetboul Valérie*</li> <li>- Dr Gkouni Vassiliki, Praticien hospitalier</li> <li>- Dr Séchi-Tréhiou Emilie, Praticien hospitalier</li> </ul> <p><b>Unité pédagogique de clinique équine</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Pr Audigé Fabrice</li> <li>- Dr Bertoni Lélia, Maître de conférences</li> <li>- Dr Bourzac Céline, Maître de conférences contractuel</li> <li>- Dr Coudry Virginie, Praticien hospitalier</li> <li>- Pr Denoix Jean-Marie</li> <li>- Dr Giraudet Aude, Praticien hospitalier *</li> <li>- Dr Jacquet Sandrine, Praticien hospitalier</li> <li>- Dr Mespoulhès-Rivière Céline, Praticien hospitalier</li> </ul> <p><b>Unité pédagogique de médecine interne</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Dr Benchekroun Ghita, Maître de conférences</li> <li>- Pr Blot Stéphane*</li> <li>- Dr Campos Miguel, Maître de conférences associé</li> <li>- Dr Freiche-Legros Valérie, Praticien hospitalier</li> <li>- Dr Maurey-Guéneq Christelle, Maître de conférences</li> </ul> <p><b>Discipline : imagerie médicale</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Dr Stambouli Fouzia, Praticien hospitalier</li> </ul>	<p><b>Unité pédagogique de médecine de l'élevage et du sport</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Dr Cléro Delphine, Maître de conférences</li> <li>- Dr Fontbonne Alain, Maître de conférences</li> <li>- Pr Grandjean Dominique*</li> <li>- Dr Maenhoudt Cindy, Praticien hospitalier</li> <li>- Dr Nudelman Nicolas, Maître de conférences</li> </ul> <p><b>Unité pédagogique de pathologie chirurgicale</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Pr Fayolle Pascal</li> <li>- Dr Mailhac Jean-Marie, Maître de conférences</li> <li>- Dr Manassero Mathieu, Maître de conférences</li> <li>- Pr Moissonnier Pierre</li> <li>- Pr Viateau-Duval Véronique*</li> <li>- Dr Zilberstein Luca, Maître de conférences</li> </ul> <p><b>Discipline : ophtalmologie</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Dr Chahory Sabine, Maître de conférences</li> </ul> <p><b>Discipline : Urgences - soins intensifs</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Dr Steblaj Barbara, Praticien Hospitalier</li> </ul> <p><b>Discipline : nouveaux animaux de compagnie</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Dr Pignon Charly, Praticien hospitalier</li> </ul>
--	---

## Département des Productions Animales et de la Santé Publique (DPASP)

Chef du département : Pr Millemann Yves - Adjoint : Pr Dufour Barbara

<p><b>Unité pédagogique d'hygiène, qualité et sécurité des aliments</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Pr Augustin Jean-Christophe</li> <li>- Dr Bolnot François, Maître de conférences *</li> <li>- Pr Carlier Vincent</li> </ul> <p><b>Unité pédagogique de maladies règlementées, zoonoses et épidémiologie</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Pr Dufour Barbara*</li> <li>- Pr Haddad/Hoang-Xuan Nadia</li> <li>- Dr Praud Anne, Maître de conférences</li> <li>- Dr Rivière Julie, Maître de conférences contractuel</li> </ul> <p><b>Unité pédagogique de pathologie des animaux de production</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Pr Adjou Karim*</li> <li>- Dr Belbis Guillaume, Maître de conférences</li> <li>- Pr Millemann Yves</li> <li>- Dr Ravary-Plumioën Béangère, Maître de conférences</li> <li>- Dr Troitsky Karine, Praticien hospitalier</li> </ul>	<p><b>Unité pédagogique de reproduction animale</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Dr Constant Fabienne, Maître de conférences*</li> <li>- Dr Desbois Christophe, Maître de conférences (rattaché au DEPEC)</li> <li>- Dr El Bay Sarah, Praticien hospitalier</li> <li>- Dr Mauffré Vincent, Assistant d'enseignement et de recherche contractuel</li> <li>- Dr Ribeiro Dos Santos Natalia, Maître de conférences contractuel</li> </ul> <p><b>Unité pédagogique de zootechnie, économie rurale</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Dr Arné Pascal, Maître de conférences</li> <li>- Pr Bossé Philippe*</li> <li>- Dr De Paula Reis Alline, Maître de conférences</li> <li>- Pr Grimard-Ballif Bénédicte</li> <li>- Dr Leroy-Barassin Isabelle, Maître de conférences</li> <li>- Pr Ponter Andrew</li> <li>- Dr Wolgust Valérie, Praticien hospitalier</li> </ul>
--	--

## Département des sciences biologiques et pharmaceutiques (DSBP)

Chef du département : Pr Chateau Henry - Adjoint : Dr Pilot-Storck Fanny

<p><b>Unité pédagogique d'anatomie des animaux domestiques</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Pr Chateau Henry</li> <li>- Pr Crevier-Denoix Nathalie</li> <li>- Pr Degueurce Christophe</li> <li>- Pr Robert Céline*</li> </ul> <p><b>Unité pédagogique de bactériologie, immunologie, virologie</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Pr Boulouis Henri-Jean*</li> <li>- Dr Le Poder Sophie, Maître de conférences</li> <li>- Dr Le Roux Delphine, Maître de conférences</li> <li>- Pr Quintin-Colonna Française</li> </ul> <p><b>Unité pédagogique de biochimie</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Pr Bellier Sylvain*</li> <li>- Dr Lagrange Isabelle, Praticien hospitalier</li> <li>- Dr Michaux Jean-Michel, Maître de conférences</li> </ul> <p><b>Discipline : éducation physique et sportive</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- M. Philips Pascal, Professeur certifié</li> </ul> <p><b>Unité pédagogique d'histologie, anatomie pathologique</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Dr Cordonnier-Lefort Nathalie, Maître de conférences</li> <li>- Pr Fontaine Jean-Jacques*</li> <li>- Dr Laloy Eve, Maître de conférences</li> <li>- Dr Reyes-Gomez Edouard, Maître de conférences</li> </ul>	<p><b>Unité pédagogique de management, communication, outils scientifiques</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Mme Conan Muriel, Professeur certifié (Anglais)</li> <li>- Dr Desquilbet Loïc, Maître de conférences (Biostatistique, Epidémiologie) *</li> <li>- Dr Fournel Christelle, Maître de conférences contractuelle (Gestion et management)</li> </ul> <p><b>Unité de parasitologie, maladies parasitaires, dermatologie</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Dr Blaga Radu, Maître de conférences (rattaché au DPASP)</li> <li>- Dr Cochet-Faivre Noëlle, Praticien hospitalier (rattachée au DEPEC)</li> <li>- Dr Darmon Céline, Maître de conférences contractuel (rattachée au DEPEC)</li> <li>- Pr Guillot Jacques*</li> <li>- Dr Polack Bruno, Maître de conférences</li> <li>- Dr Risco-Castillo Véronica, Maître de conférences</li> </ul> <p><b>Unité pédagogique de pharmacie et toxicologie</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Pr Enriquez Brigitte,</li> <li>- Dr Perrot Sébastien, Maître de conférences *</li> <li>- Pr Tissier Renaud</li> </ul> <p><b>Unité pédagogique de physiologie, éthologie, génétique</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>- Dr Chevallier Lucie, Maître de conférences contractuel (Génétique)</li> <li>- Dr Crépeaux Guillemette, Maître de conférences (Physiologie, Pharmacologie)</li> <li>- Dr Gilbert Caroline, Maître de conférences (Ethologie)</li> <li>- Pr Panthier Jean-Jacques, (Génétique)</li> <li>- Dr Pilot-Storck Fanny, Maître de conférences (Physiologie, Pharmacologie)</li> <li>- Pr Tiret Laurent, (Physiologie, Pharmacologie) *</li> </ul>
---	---

\* responsable d'unité pédagogique

# REMERCIEMENTS

## **Au professeur de la faculté de Créteil**

Sincères remerciements pour m'avoir fait l'honneur d'être président du jury

## **À Monsieur le Maître de conférences Pascal ARNÉ**

Sincères remerciements pour m'avoir encadrée et aidée pour la réalisation de cette thèse. Merci pour le temps passé et ses conseils.

## **À Monsieur le Docteur Charles-Pierre PIGNON**

Sincères remerciements pour m'avoir encadrée et permise de réaliser cette thèse au sein du service des Nouveaux Animaux de Compagnie du CHUVA. Merci pour sa disponibilité et son enthousiasme dans la réalisation des nombreux supports.

## **À Monsieur le Maître de conférences Jean-Marie MAILHAC**

Sincères remerciements pour sa participation dans la réalisation de cette thèse et pour avoir accepté d'être membre du jury.

## **À l'ensemble du personnel du service des Nouveaux Animaux de Compagnie du CHUVA**

Sincères remerciements aux Drs Laetitia VOLET, Isabelle DESPREZ et David GUILLIER pour leur aide précieuse et leur disponibilité dans la réalisation de cette thèse. Merci pour leur bonne humeur et leur enthousiasme.

## **Au service de chirurgie générale du CHUVA**

Sincères remerciements de nous avoir prêté le matériel afin de réaliser les vidéos dans de bonnes conditions.

## **À Monsieur Bruno ALLOUCHE**

Sincères remerciements pour ses conseils sur les outils numériques et sa disponibilité.

## **Aux étudiants présents**

Sincères remerciements pour leur aide et leur coopération dans ce projet.

À ma famille, mes amis, et tous ceux qui m'ont soutenue et aidée lors de ces années d'études.



# TABLE DES MATIERES

TABLE DES ILLUSTRATIONS.....	p 3
TABLE DES ABRÉVIATIONS.....	p 4
INTRODUCTION.....	p 5
PREMIÈRE PARTIE : Etude bibliographique des techniques de stérilisation du lapin et de la prise en charge qui l'entoure.....	p 7
I. Rappels anatomo-physiologiques.....	p 7
1. Anatomie de l'appareil reproducteur du lapin.....	p 7
a. Sexage.....	p 7
b. Particularités des mâles.....	p 8
c. Particularités des femelles.....	p 9
2. Physiologie de la reproduction chez le lapin.....	p 10
a. Les comportements mâles et femelles.....	p 10
b. La reproduction.....	p 10
II. La prise en charge et les techniques chirurgicales de stérilisation du lapin.....	p 12
1. L'indication de la stérilisation.....	p 12
2. Examen clinique d'admission et examens complémentaires.....	p 13
3. Préparation de l'animal.....	p 16
a. En pré-anesthésie.....	p 16
b. L'anesthésie et l'analgésie.....	p 16
c. Risques anesthésiques.....	p 18
d. Monitoring anesthésique.....	p 19
e. La pose d'un cathéter.....	p 20
f. Les méthodes d'oxygénation per-opératoire.....	p 21
4. Les techniques chirurgicales de stérilisation du lapin.....	p 26
a. Les particularités per-opératoires à prendre en compte.....	p 26
b. La castration du mâle.....	p 26
c. La stérilisation de la femelle par ovario-hystérectomie.....	p 28

5. Le suivi post-opératoire .....	p 29
a. En post-opératoire immédiat .....	p 29
b. Les complications à retenir .....	p 31
<b>DEUXIÈME PARTIE : Élaboration du support pédagogique.....</b>	<b>p 33</b>
Introduction .....	p 33
Animaux, matériels et méthodes.....	p 33
Résultats.....	p 40
Discussion .....	p 40
<b>CONCLUSION .....</b>	<b>p 43</b>
<b>BIBLIOGRAPHIE .....</b>	<b>p 45</b>
<b>ANNEXES .....</b>	<b>p 49</b>

# TABLE DES ILLUSTRATIONS

## LES TABLEAUX

Tableau 1 : Quelques données physiologiques du lapin

Tableau 2 : Normes des paramètres sanguins chez le lapin

Tableau 3 : Comparaison des trois techniques de castration selon leurs avantages et leurs limites

Tableau 4 : Description des effets utilisés au cours de la vidéo présentant la castration du lapin

Tableau 5 : Description des effets utilisés au cours de la vidéo présentant l'ovario-hystérectomie de la lapine

Tableau 6 : Description des effets utilisés au cours de la vidéo présentant la pose de cathéter auriculaire chez le lapin.

Tableau 7 : Description des effets utilisés au cours de la vidéo présentant la pose du V-Gel® chez le lapin (adapté de DocsInnovent)

Tableau 8 : Description des effets utilisés au cours de la vidéo présentant l'intubation à l'aveugle chez le lapin.

Tableau 9 : Description des photographies légendées utilisées au cours des vidéos présentant les procédures chirurgicales de convenance.

## LES FIGURES

Figure 1 : Anatomie de l'appareil génital externe du lapin et de la lapine

Figure 2 : Appareil génital du lapin (traduit par l'auteure)

Figure 3 : Appareil génital de la lapine (traduit par l'auteure)

Figure 4 : Vascularisation de l'appareil génital de la lapine

Figure 5 : Anatomie du haut appareil respiratoire du lapin

Figure 6 : Vue endoscopique de l'épiglotte du lapin

Figure 7 : Masque laryngé V-gel® en place

## LES PHOTOGRAPHIES

Photographie 1 : Jabot graisseux chez une lapine

Photographie 2 : Contention pour la ponction de la veine saphène latérale du lapin

Photographie 3 : Veine saphène latérale du lapin

Photographie 4 : Veine auriculaire du lapin

Photographie 5 : Contention pour l'intubation du lapin

# TABLE DES ABRÉVIATIONS

AINS : Anti-Inflammatoire Non Stéroïdien

ALAT : Alanine Amino Transférase

ASAT : Aspartate Amino Transférase

bpm : Battement par minute

CCMH : Concentration Corpusculaire Moyenne en Hémoglobine

CD-ROM : Compact Disc - Read Only Memory (Disque compact – Stockage en lecture seule)

CHUVA : Centre Hospitalier Universitaire Vétérinaire d'Alfort

ECG : Electrocardiogramme

EVE : Enseignement de la Vie Etudiante de l'ENVA

IM : Intra-Musculaire

IP : Intra-Péritonéale

IT : Intra-Trachéale

IV : Intra-Veineuse

LDH : Lactate Déshydrogénase

LH : Luteinizing Hormone (hormone lutéinisante)

MAC : Minimum Alveolar Concentration (concentration minimum alvéolaire)

mpm : Mouvement par minute

PAL : Phosphatases alcalines

PAs : Pression Artérielle Systolique

SC : Sous-Cutanée

SNacA : Service des Nouveaux animaux de compagnie d'Alfort

TCMH : Teneur Corpusculaire Moyenne en Hémoglobine

TP : Taux Protéique

UI : Unité Internationale

USB : Universal Serial Bus (bus universel en série)

VGM : Volume Globulaire Moyen

# INTRODUCTION

Avoir en consultation un lapin (*Oryctolagus cuniculus*) n'est plus rare aujourd'hui. Aussi, les techniques de médecine et de chirurgie de base sont importantes à connaître afin de répondre à cette demande. Le point que nous allons plus particulièrement développer dans cette thèse porte sur la chirurgie de convenance chez cette espèce. En effet, abondamment décrites dans la littérature, les différentes techniques de stérilisations du lapin sont accessibles à tous praticiens, mais présentent quelques spécificités par rapport aux carnivores.

Une caméra KARL STORZ VITOM® étant momentanément disponible au service de chirurgie du Centre Hospitalier Universitaire Vétérinaire d'Alfort (CHUVA), des vidéos des chirurgies ont pu être effectuées avec une bonne qualité d'image.

Dans le but de ne pas décrire une nouvelle fois les techniques d'intérêt, nous nous proposons de concevoir des fiches techniques et de courtes vidéos permettant aux étudiants des écoles vétérinaires d'avoir sous la main un fichier regroupant les particularités à connaître sur la stérilisation et sa prise en charge chez le lapin. Pour ce faire, nous exploiterons la bibliographie disponible et le plateau technique du CHUVA.

En conséquence, une première partie bibliographique synthétisera les particularités anatomophysiologiques et chirurgicales propres à l'espèce cible. Dans un second temps, sera abordée dans le détail la création des fiches techniques et des montages vidéo. Ces outils seront ainsi mis en ligne sur la plateforme internet EVE de l'école nationale vétérinaire d'Alfort, permettant de visualiser les différentes techniques chirurgicales sélectionnées.



# PREMIÈRE PARTIE : Étude bibliographique des techniques de stérilisation du lapin et de la prise en charge afférente

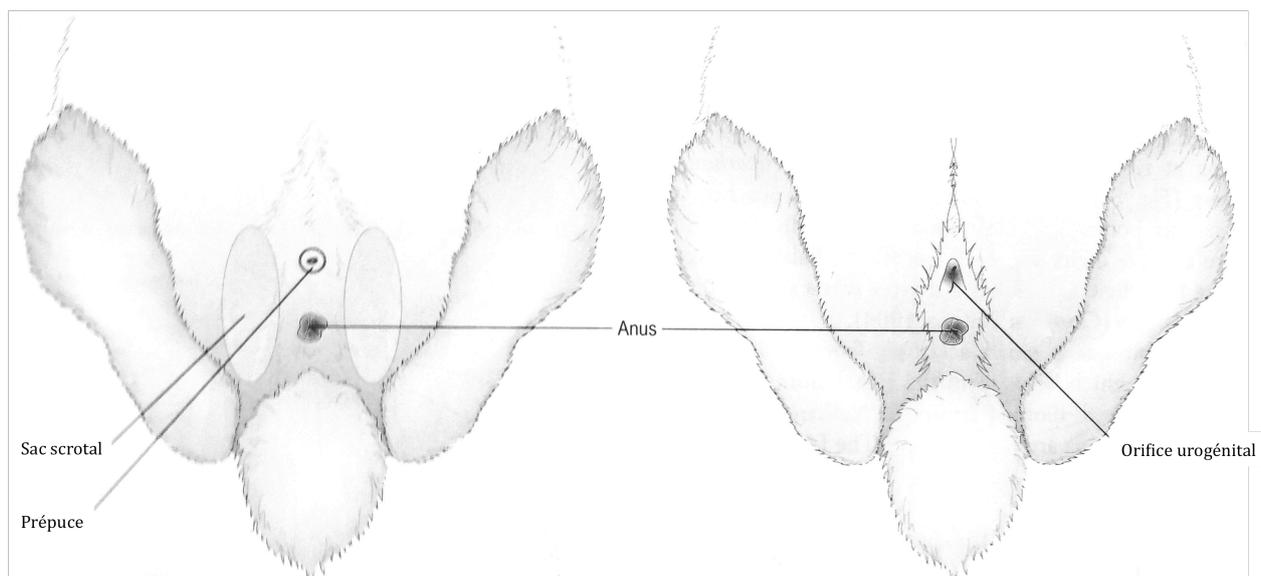
## I. RAPPELS ANATOMO-PHYSIOLOGIQUE

### 1. Anatomie de l'appareil reproducteur du lapin

#### a. Sexage

Le sexage du lapin peut se faire à partir de quatre ou cinq semaines d'âge. Pour ce faire il faut exercer une pression douce au niveau de la région inguinale afin d'extérioriser la vulve ou le pénis. La vulve des jeunes lapines est arrondie et possède une fente centrale. Le pénis des jeunes mâles est plus conique et pointu avec une ouverture circulaire (l'urètre). Aucune fente centrale n'est visible chez le mâle (voir figure 1). La descente des testicules dans le *scrotum* se produit plus tard (Bishop, 2002 ; Girling, 2003 ; Banks *et al.*, 2010).

Figure 1 : Anatomie de l'appareil génital externe du lapin et de la lapine  
(Traduit par l'auteure, d'après (O'Malley, 2005))



Ainsi le sexage est-il plus aisé au-delà de 4 mois, lorsque les testicules sont présents dans le sac scrotal. Les femelles développent quant à elles un jabot graisseux (Hegelen et Thiriet, 2012).

## Photographie 1 : Jabot graisseux chez une lapine

(Szöllősy, 2016)



### b. Particularités des mâles (voir figure 2)

Les mâles sont alternativement exorchides et énorchides, contrairement à la plupart des mammifères. La descente testiculaire, bien qu'étant complète à partir de 12 semaines (Vella et Donnelly, 2011), n'est donc que temporaire. En effet il n'y a pas de fermeture de l'anneau inguinal permettant ainsi l'énorchidie (Vennen et Mitchell, 2009). Mais une formation de tissu adipeux associée à l'épididyme évite la hernie lorsque les testicules sont en position extra-abdominale (Jenkins, 2000 ; Bishop, 2002). Il y a donc une large communication entre le canal vaginal et la cavité abdominale. Cette particularité est importante à considérer lors des interventions de castration du lapin ; les mouvements des testicules sont possibles pendant la chirurgie et la hernie constitue une des complications post-opératoires possibles (Capello, 2005a ; Hegelen et Thiriet, 2012).

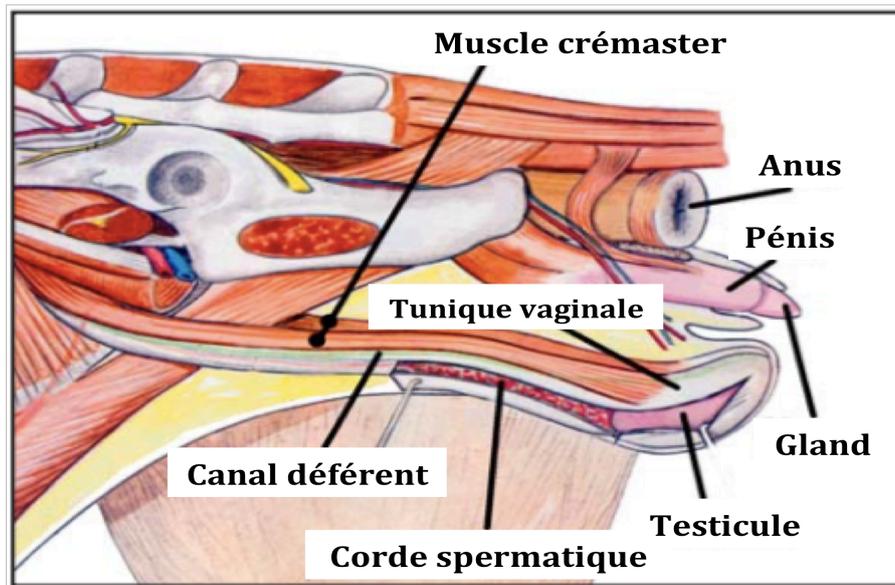
Le *scrotum* est bien visible en période de reproduction. Les testicules peuvent notamment remonter dans la cavité abdominale en cas de stress, selon la position du corps, la température corporelle ou l'activité sexuelle (Capello, 2005a). Les deux sacs scrotaux sont glabres et positionnés crânialement au pénis qui ne possède pas d'os pénien (Banks *et al.*, 2010). De part et d'autre de ce dernier, des glandes inguinales sécrètent un sébum marron (Girling, 2003).

Les testicules, amincis aux deux extrémités, mesurent 3 à 3,5 cm sur 1 à 1,5 cm. L'artère testiculaire présente une flexuosité lâche dans le cône vasculaire. La tête de l'épididyme coiffe l'extrémité capitée du testicule. A la base du corps de l'épididyme s'attache le ligament propre et le ligament de la base de la queue de l'épididyme. Ces deux ligaments relativement longs et épais, sont mêlés de fibres musculaires lisses. Le *gubernaculum testis* semble ainsi incomplètement rétracté (Hegelen et Thiriet, 2012).

Le muscle crémaster, très développé, est en continuité avec le muscle oblique interne de l'abdomen (Hegelen et Thiriet, 2012).

Par ailleurs, des glandes séminales sont présentes, attachées à l'urètre (Girling, 2003).

Figure 2 : Appareil génital du lapin (traduit par l'auteure)  
(Capello, 2005a)



### c. Particularités des femelles

La vulve est située crânialement à l'anus et des glandes inguinales sont présentes également de part et d'autre de celle-ci (Girling, 2003). La lapine possède quatre à cinq paires de mamelles (Hegelen et Thiriet, 2012) (jusqu'à six selon les races) ; une paire axillaire, une thoracique, une abdominale et une inguinale (Salissard, 2013).

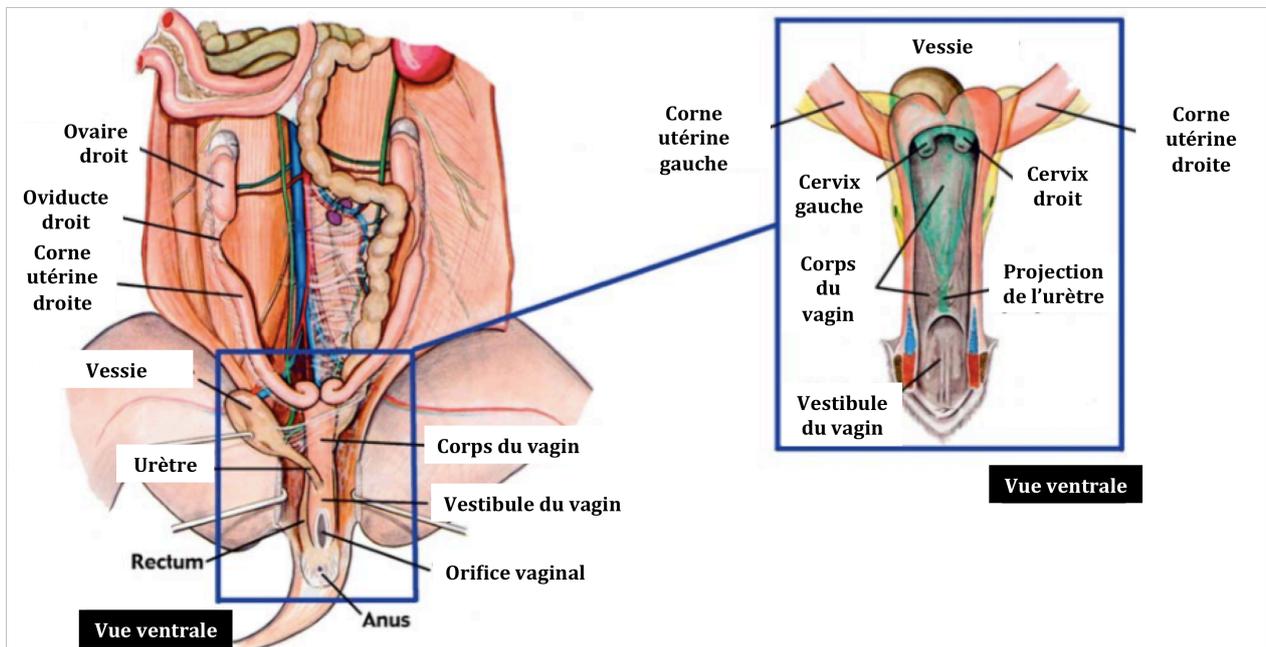
L'hymen est rudimentaire ou souvent absent (Hegelen et Thiriet, 2012). L'urètre s'abouche sur le plancher du vagin, long de quatre à six centimètres et à la paroi fine, proche des cervix, crânialement au pelvis (Vennen et Mitchell, 2009 ; Szabo *et al.*, 2016). Le fornix est profond de 3 à 4 mm autour des deux cols utérins juxtaposés mais séparés par un profond sillon médian (Hegelen et Thiriet, 2012).

Une des particularités de l'appareil génital de la lapine est qu'il n'y a pas de corps utérin (voir figure 3). L'utérus est duplex c'est-à-dire que les deux cornes sont directement abouchées au vagin par leurs cervix respectifs (Capello, 2005b ; Richardson et Flecknell, 2006). Elles sont longues (10-12 cm) et sont plaquées contre la paroi latérale de l'abdomen par l'intestin, en rapport avec le jéjunum et le duodénum sauf dans leur partie caudale, où elles encadrent le côlon descendant puis s'intercalent entre lui et la vessie. L'utérus ne s'avance pas au-delà de la sixième vertèbre lombaire sauf en cas de gestation. Une longue arcade artérielle est située à distance de l'utérus (nombreuses branches). Mais à la différence des carnivores, son tiers crânial est irrigué par le rameau utérin de l'artère ovarique qui se divise en rameaux crânial et caudal (voir figure 4). Le premier s'unit à un fort rameau tubaire de l'artère ovarique et forme ainsi une arcade tubo-utérine. L'autre rejoint dans le mésométrium le rameau crânial de l'artère utérine et constitue avec lui l'arcade principale qui dessert tout le reste de l'utérus à l'exception du col (Jenkins, 2000 ; Hegelen et Thiriet, 2012 ; Szabo *et al.*, 2016).

Les tubules infundibulaires s'étendent depuis la corne aux ovaires (Jenkins, 2011). Ces derniers de couleur jaune-rosée à la surface bosselée de follicules sont petits et allongés (10 à 15 mm par 6 à 8 mm). Ils sont supportés par le ligament ovarien qui s'étend caudalement au rein (Girling, 2003 ; Hegelen et Thiriet, 2012). L'artère ovarienne se sépare en deux parties depuis l'aorte et est dissimulée dans la graisse (Girling, 2003). Entourés de tissus adipeux, les ovaires sont localisés au niveau de la cinquième vertèbre lombaire, contre la paroi abdominale plaqués par l'intestin (Capello, 2005b ; Hegelen et Thiriet, 2012). Quatre-vingt pourcent des ovaires est constitué par l'*interstitium*. Ce dernier forme une couche épaisse et compacte qui s'interpose entre une zone

vasculaire et une étroite bande de stroma. Les follicules ovariens, présents dans le stroma, sont ainsi refoulés sous la surface de l'organe (Hegelen et Thiriet, 2012).

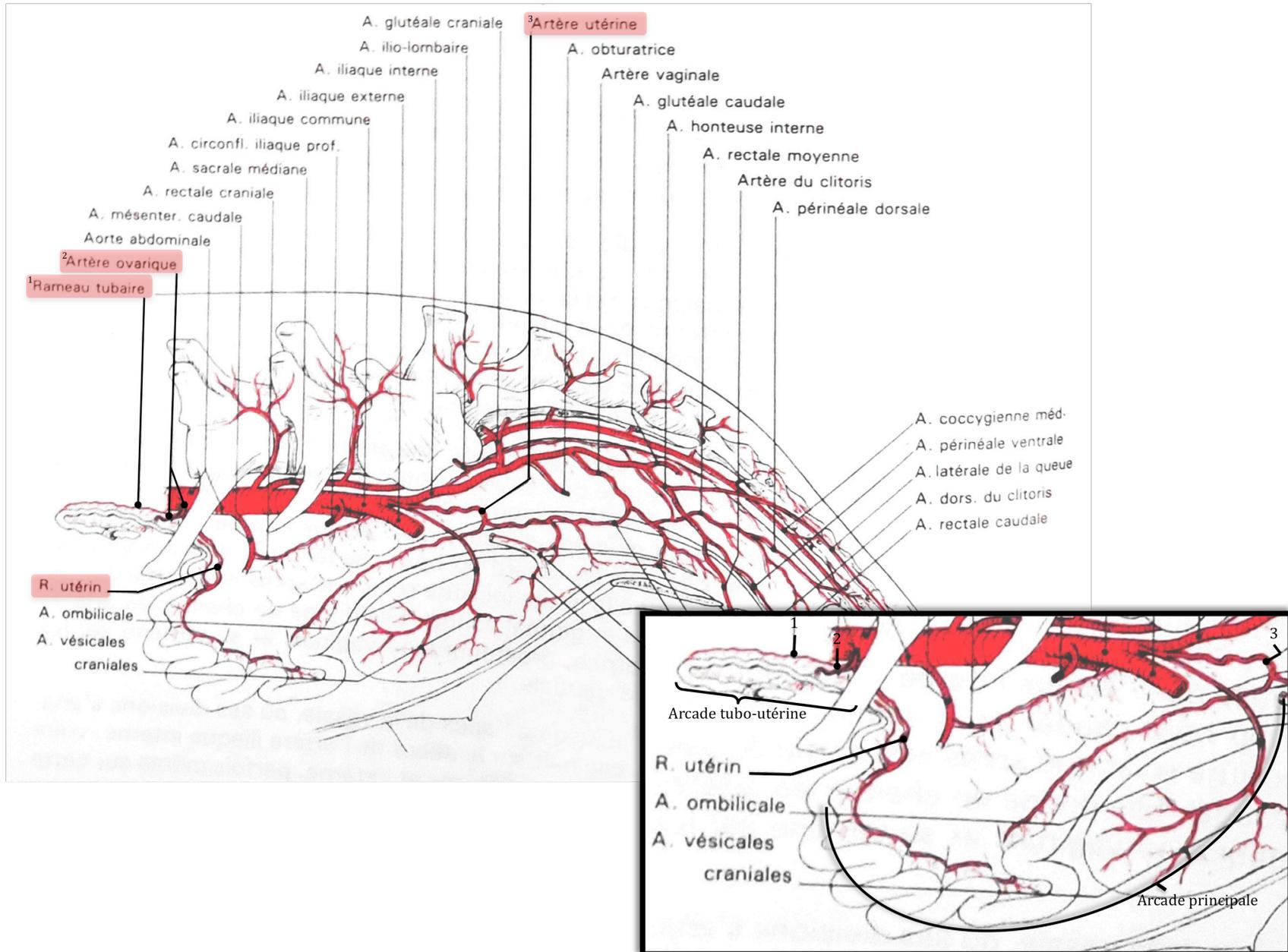
Figure 3 : Appareil génital de la lapine (traduit par l'auteure)  
(Capello, 2005b)



Une autre particularité de l'appareil génital de la lapine est la présence importante de tissu adipeux notamment dans le mésométrium (Jenkins, 2000 ; Capello, 2005b ; Richardson et Flecknell, 2006), autour des ovaires et des cornes utérines (Bishop, 2002), pouvant rendre les ligatures difficiles à réaliser lors de la stérilisation (Vella et Donnelly, 2011).

Le mésovarium proximal est ample et se prolonge jusqu'au contact du rein. Le ligament suspenseur est peu distinct. Le mésovarium distal est plus long et plus mince que chez les carnivores (Hegelen et Thiriet, 2012).

Figure 4 : Vascolarisation de l'appareil génital de la lapine  
 (Adaptation par l'auteur de Barone, 1996)



## 2. Physiologie de la reproduction chez le lapin

### a. Les comportements mâles et femelles

L'œstrus chez la femelle est caractérisé par une lordose. Une hyperactivité est aussi souvent notée (la tuméfaction vulvaire n'étant pas constante dans cette espèce). Si une première portée est née, la femelle accepte le mâle après 50 à 60 jours *post-partum*, c'est-à-dire une fois que les lapereaux peuvent se nourrir seuls. En effet, sauf en cas de petite portée comptant seulement un à deux petits, l'expression du comportement sexuel est minimale tant que les mamelles sont fonctionnelles (Vella et Donnelly, 2011).

Chez les mâles, le marquage du territoire se fait de manière plus agressive (Banks *et al.*, 2010). La *libido* est constante après la puberté dans des conditions contrôlées. La danse nuptiale consiste en des reniflements, suivis d'un grooming (toilettage) et des émissions d'urine (Vella et Donnelly, 2011).

La saison de reproduction est influencée par la longueur du jour (printemps) *via* la glande pinéale (qui produit de la mélatonine) et la température ambiante. Dans des conditions contrôlées (photopériode ajustée), le désaisonnement est possible (Girling, 2003 ; Vella et Donnelly, 2011).

### b. La reproduction

La maturité sexuelle dépend du poids de l'animal et non de l'âge. Chez les petites races, elle est acquise plus tôt (Vennen et Mitchell, 2009). Ainsi Banks *et al.* (2010) estiment l'âge moyen à la puberté entre 5 et 8 mois chez la plupart des races moyennes ou grandes et entre 4 à 5 mois chez les plus petites races. Elle survient en général juste après le pic de croissance (Vella et Donnelly, 2011).

Les femelles acceptent l'accouplement pour la première fois vers 10-12 semaines (Salissard, 2013) et cette activité reproductrice dure environ trois à quatre ans (Vennen et Mitchell, 2009). Pour le mâle elle se poursuivra pendant cinq à six ans (Banks *et al.*, 2010).

Durant le cycle œstrien, plusieurs vagues folliculaires sont présentes. Si aucune ovulation n'est déclenchée, s'établit une dominance folliculaire pendant 12 à 16 jours. Il n'y a pas de véritable anœstrus (Girling, 2003) mais la femelle présente une période de non réceptivité de un à deux jours suivant la période réceptive de 14 à 16 jours (Vennen et Mitchell, 2009). L'ovulation n'est pas spontanée mais se produit entre 9 et 13 heures après le coït (Bishop, 2002 ; Vennen et Mitchell, 2009) qui constitue le *stimulus* déclencheur. Un bouchon copulatoire est visible au niveau de la vulve quatre à six heures après le coït (Girling, 2003). Le transport de l'animal peut aussi provoquer l'ovulation et constitue une des causes possibles de pseudo-gestation chez la lapine. Une injection de LH peut également induire l'ovulation (Vella et Donnelly, 2011).

## II. LA PRISE EN CHARGE ET LES TECHNIQUES CHIRURGICALES DE STÉRILISATION DU LAPIN

### 1. Les indications de la stérilisation

La stérilisation, mise à part sa fonction première qui est d'empêcher la reproduction et les comportements associés, permet également de prévenir certaines affections pathologiques, notamment chez la femelle. En effet, l'adénocarcinome utérin est une pathologie fréquente chez les femelles non castrées de plus de 4 ans (50-80 % des lapines entières (Banks *et al.*, 2010)). Ainsi, avec l'âge, la proportion des cellules de l'endomètre décroît-elle tandis que le collagène se développe. L'invasion locale du myomètre par des cellules cancéreuses qui en découle survient tôt et s'étend en général à travers la paroi utérine jusqu'aux structures péritonéales adjacentes. Son développement est lent. Les métastases diffusent par voie hématogène jusqu'aux poumons, foie, glandes mammaires, cerveau et os en l'espace de 10 à 24 mois. Les signes cliniques précoces sont la diminution de la fertilité, la naissance de petites portées, l'augmentation de l'incidence de rétention fœtale et la résorption fœtale. Le premier signe clinique chez la lapine est une hématurie ou une

sécrétion séro-hémorragique du vagin. Les signes cliniques tardifs sont la dépression, l'anorexie et la dyspnée si des métastases pulmonaires sont présentes. La présence d'ascite a déjà été décrite. Le diagnostic se fait par mise en évidence d'un utérus élargi et présentant des masses nodulaires (Vennen et Mitchell, 2009 ; Klaphake et Paul-Murphy, 2011).

Même si l'adénocarcinome est diagnostiqué à un stade précoce une ovario-hystérectomie n'empêche pas la formation de métastases. C'est pourquoi, dans ce cas, un suivi tous les 3 mois pendant 1 à 2 ans est recommandé après la chirurgie. D'autre part, il n'y a pas de preuve de l'efficacité de la chimiothérapie chez le lapin (Klaphake et Paul-Murphy, 2011).

En conséquence, il est conseillé de stériliser par ovario-hystérectomie les lapines avant 2 ans et mieux encore entre 6 à 9 mois car il y a moins de graisse abdominale à cet âge. Si aucune stérilisation n'est effectuée, il est préconisé de revoir l'animal en consultation deux fois par an à partir de 3 ans (Klaphake et Paul-Murphy, 2011 ; Szabo *et al.*, 2016). Par contre, une stérilisation trop précoce, avant cinq mois, est déconseillée car cela pourra affecter le développement (Vennen et Mitchell, 2009) de la femelle.

D'autre part, l'ovariectomie ne permet pas de prévenir l'apparition de tumeur utérine et de pyomètre (Hegelen et Thiriet, 2012).

Pour les mâles, la stérilisation est préconisée dès la puberté, soit vers cinq à six mois. Elle permet surtout de diminuer le comportement reproducteur du mâle (agressivité et marquage) (Hegelen et Thiriet, 2012 ; Szabo *et al.*, 2016) et est particulièrement recommandée dès-lors que deux mâles ou plus doivent cohabiter (Pignon, 2014).

## 2. Examen clinique d'admission et examens complémentaires

Les lapins ne pouvant pas vomir une diète n'est pas nécessaire ; elle est même à proscrire. En effet une diète prolongée peut provoquer une stase digestive, syndrome pouvant être mortel chez cette espèce, ou peut encore conduire à une acidose métabolique (Borkowski et Karas, 1999; Inglis et Strunk, 2009). Cependant, une diète hydrique de une à deux heures avant la chirurgie pourra être préconisée pour permettre une meilleure visualisation du larynx et faciliter l'intubation (Inglis et Strunk, 2009; Wenger, 2012). D'autre part, un arrêt du transit de 24 heures ou plus, constitue une contre-indication à la chirurgie (Tessier, 2014).

Ces commémoratifs sont à vérifier auprès du propriétaire lors de l'examen clinique d'admission qui devra être fait comme chez les autres mammifères et permettra d'évaluer les risques anesthésiques et de vérifier la normalité des paramètres répertoriés dans le tableau 1.

Tableau 1 : Quelques données physiologiques du lapin

(Vennen et Mitchell, 2009 ; Pignon, 2014)

Température rectale	37,8-39,4°C
Fréquence cardiaque	180-325 bpm
Fréquence respiratoire	30-60 mpm, respiration nasale obligatoire
Volume sanguin	57 mL/kg
Poids mâle	1,5-5 kg
Poids femelle	1,5-6 kg
Consommation de nourriture	50 g/kg/j
Consommation d'eau	100 mL/kg/j
Durée de transit	4-5 h
Longévité	Jusqu'à 15 ans

Il faudra également insister sur l'auscultation de l'appareil respiratoire, les atteintes pulmonaires étant souvent subcliniques chez le lapin (Wenger, 2012).

Une analyse sanguine pré-anesthésique est indispensable (*a minima* seront évalués l'urémie, la créatinémie, le taux de protéines totales et l'hématocrite) (Borkowski et Karas, 1999 ; Szabo *et al.*,

2016). Pour ce faire un prélèvement avec une aiguille de 25 G à la veine saphène latérale sera privilégié (Graham et Mader, 2011). En effet, toute manipulation à proximité de la tête du lapin (prélèvement à la veine céphalique par exemple) est génératrice de stress pour ce dernier (Graham et Mader, 2011). Ainsi, la contention est-elle plus simple et moins stressante lors de prélèvement de la saphène latérale (Brown, 1997). Un tissu pourra être placé sur la tête de l'animal qui est maintenu par un assistant (ou le propriétaire) en décubitus latéral contre soi (Morera, 2003). La compression au niveau du postérieur (voir photographie 2) met en évidence la veine à ponctionner sur la face latérale du tibia (voir photographie 3). Ce prélèvement peut donc être effectué sans anesthésie (Morera, 2003). La quantité de sang que l'on peut prélever est de 1 mL pour 100 g (Vennen et Mitchell, 2009). L'application d'une pommade anesthésique (EMLA<sup>ND</sup>) en topique 2 à 3 minutes avant la prise de sang semble être très efficace (Flecknell, 1998a ; Girling, 2003).

Photographie 2 : Contention pour la ponction de la veine saphène latérale du lapin  
(Szöllösy, 2016)



Photographie 3 : Veine saphène latérale du lapin  
(Archive SNacA, 2016)



D'autres sites de ponction veineuse sont possibles. Un prélèvement à la veine jugulaire pourra ainsi être effectué avec une aiguille de 22 G (Brown, 1997). Pour ce faire, un assistant maintient l'animal en décubitus sternal, la tête en extension. Il faudra cependant prêter attention à ne pas trop étendre la tête car il y a un risque d'asphyxie (Graham, 2006). De plus, on doit intervenir sur un animal calme ce qui peut nécessiter une sédation préalable. On peut noter aussi la difficulté à visualiser la veine chez les femelles entières possédant un jabot graisseux (Graham et Mader, 2011). La ponction de la veine marginale de l'oreille est à proscrire car une thrombose apparaît facilement et peut être à l'origine de nécrose de l'oreille (Graham, 2006). Pour la même raison, le prélèvement de l'artère centrale de l'oreille est formellement déconseillé.

Un bilan pré-anesthésique classique pourra ainsi être effectué ainsi qu'un hématoците et une mesure du taux de protéines. Les normes retenues chez le lapin sont répertoriées dans le tableau 2.

Tableau 2 : Normes des paramètres sanguins chez le lapin  
(Vennen et Mitchell, 2009 ; Banks *et al.*, 2010)

Paramètres	Normes	Unités
Numération Formule Sanguine		
Hématocrite	31-50	%
Erythrocytes	4,9-7,8	10 <sup>6</sup> /μL
Hémoglobine	10-17,4	g/dL
VGM	57,5-75	fL
TCMH	17,1-23,9	pg
CCMH	28,2-37	%
Leucocytes	5,2-12,5	10 <sup>3</sup> /μL
Neutrophiles	20-75	%
Lymphocytes	30-85	%
Eosinophiles	0-5	%
Basophiles	0-8	%
Monocytes	2-10	%
Plaquettes	250-650	10 <sup>3</sup> /μL
Volume sanguin total	55-70	mL/kg
Biochimie		
TP	5,4-8,3	g/dL
Albumine	2,4-4,6	g/dL
Globuline	1,5-2,8	g/dL
Créatinine	0,5-2,5	mg/dL
Urée	13-30	mg/dL
PAL	4-16	UI/L
ALAT	14-80	UI/L
ASAT	14-113	UI/L
Bilirubine totale	0-0,75	mg/dL
Triglycérides	124-156	mg/dL
Cholestérol	10-80	mg/dL
LDH (lactate déshydrogénase)	43-129	UI/L
Lipides total	243-390	mg/dL
Glucose	75-155	g/dL
Bicarbonates	16,2-38	mEq/L
Ionogramme		
Phosphore	2,3-6,9	mg/dL
Calcium	5,6-14	mg/dL
Chlore	92-112	mEq/L
Potassium	3,6-6,9	mEq/L
Sodium	131-155	mEq/L

Chez les plus jeunes, une coprologie sur prélèvement de fèces dans la cage pourra être effectuée afin de vérifier l'absence de parasites intestinaux comme les coccidies ou les nématodes (Graham et Mader, 2011 ; Tessier, 2014). Quelques levures peuvent cependant être présentes normalement dans les fèces (Banks *et al.*, 2010).

Pour les plus vieux (plus de 6 ans) une radiographie des poumons est conseillée (Szabo *et al.*, 2016).

### 3. Préparation de l'animal

#### a. En pré-anesthésie

Si des aliments sont présents dans la cavité buccale du lapin, un nettoyage préalable à l'aide de cotons-tiges (Bishop, 2002) pourra être réalisé afin d'éviter toute gêne lors de l'intubation (Wenger, 2012).

En attendant la chirurgie, l'animal devra être placé dans un endroit calme, loin des prédateurs (Wenger, 2012) potentiels (carnivores domestiques) constituant une source majeure de stress. En effet, la peur provoque une diminution de la température corporelle, une ischémie rénale et une augmentation de la sécrétion des catécholamines pouvant interférer avec l'anesthésie. Si le stress est prolongé, des ulcères gastriques, une cardiomyopathie et une altération de la flore gastro-intestinale peuvent apparaître. Il faut donc le limiter au maximum en évitant les mouvements brusques et les cris (Brown, 1997).

Pour les femelles, on pourra vidanger la vessie sous anesthésie avant la chirurgie en pressant doucement sur l'abdomen (Bishop, 2002). Un risque de dommage vésical ou intestinal est cependant présent (Bishop, 2002) ; de plus cette manipulation peut-être à l'origine d'une accumulation d'urine dans le vagin qui lors de l'incision risque de s'écouler dans la cavité abdominale (Jenkins, 2000).

L'antibioprophylaxie n'est pas nécessaire dans le cas d'une chirurgie de convenance, car il n'y a pas de risque septique (Szabo *et al.*, 2016). Un traitement antibiotique ne sera mis en place que si une faute d'asepsie est notée durant la chirurgie (Pignon, 2014).

#### b. L'anesthésie et l'analgésie

Les lapins étant très sensibles au stress et à la douleur une bonne anesthésie et surtout une bonne analgésie sont essentielles pour le bon déroulement de l'intervention et une reprise rapide du transit (Tessier, 2014) après l'intervention. Les différentes molécules anesthésiques et analgésiques utilisables chez le lapin sont présentées en annexe 1.

#### La prémédication

L'anesthésie générale ne supprimant pas les processus neuronaux responsables de la douleur, cette dernière pourra s'exprimer lors du réveil de l'animal. Ainsi l'injection préventive d'un analgésique permet en général une meilleure gestion de la douleur. De plus, le stress est un facteur important à diminuer chez le lapin. C'est pourquoi la prémédication est indispensable et ce même pour une simple castration (Richardson et Flecknell, 2006). En effet, celle-ci contribue à réduire le stress (Bishop, 2002), facilite les premières manipulations liées à la préparation du patient (tonte, pose de cathéter, intubation et diminution de l'excitation lors de l'induction au gaz) (Cantwell, 2001; Vella et Donnelly, 2011 ; Wenger, 2012 ; Pignon, 2014), et permet comme chez les autres espèces, de diminuer les doses d'anesthésiques nécessaires (Richardson et Flecknell, 2006).

Pour la stérilisation de la lapine par exemple, Tessier (2014) propose l'emploi de la morphine à la dose de 2 mg/kg par voie sous-cutanée associée à la dexmédétomidine (ou la médétomidine) à la posologie de 0,05 mg/kg pour les jeunes et de 0,01 mg/kg pour les sujets âgés de plus de 1,5 ans, en association avec des benzodiazépines ou d'autres molécules de prémédications afin de diminuer les doses des  $\alpha$ -2-agonistes.

D'autres molécules sédatives peuvent être utilisées chez le lapin. Quelques exemples sont répertoriés dans le tableau en annexe 2.

Notons toutefois que la prémédication ne supprime pas la nécessité de respecter certaines précautions lors de la manipulation de cette « espèce proie » : contention souple et calme, pas de cris, ni de mouvements brusques, possibilité d'utiliser un linge pour masquer les yeux (Tessier, 2014)...

Si la quantité de salive produite est trop importante, on peut également utiliser des anticholinergiques comme l'atropine (mais 30 % des lapins ont une atropinestérase et sont donc résistants à cette molécule) ou le glycopyrrolate (ayant une plus longue durée d'action (Cantwell, 2001). Toutefois ces deux molécules peuvent altérer la motilité du gros intestin (Hawkins et Pascoe,

2011 ; Wenger, 2012 ; Tessier, 2014). Il importe aussi de noter, que les sécrétions, certes réduites en quantité seront plus visqueuses suite à l'utilisation des anticholinergiques. Il est donc plutôt conseillé de ne pas y recourir en routine mais en cas de bradycardie pendant l'anesthésie (Wenger, 2012).

Suite à la prémédication le bilan pré-anesthésique, la pose du cathéter et la tonte pourront être réalisés.

### L'induction

L'induction peut être faite *via* un agent volatil ou injectable. Les lapins ont tendance à faire des apnées lors d'une induction gazeuse, même si une prémédication a été effectuée au préalable, car les agents volatils, quels qu'ils soient (isoflurane ou sévoflurane) sont très irritants (Borkowski et Karas, 1999 ; Flecknell *et al.*, 1999 ; Richardson et Flecknell, 2006). L'apnée étant à l'origine d'une bradycardie, d'une hypercapnie et d'une hypoxémie (Wenger, 2012), il sera donc particulièrement important de pré-oxygéner l'animal avant d'augmenter le pourcentage de gaz anesthésiant graduellement (Cantwell, 2001 ; Richardson et Flecknell, 2006). Cette pré-oxygénation permet ainsi d'améliorer la saturation en dioxygène pendant l'anesthésie (Wenger, 2012). Néanmoins, le contrôle de la profondeur anesthésique qu'offre ce système est confortable. Une induction à l'aide d'une molécule injectable est également possible (Richardson et Flecknell, 2006). On pourra alors utiliser l'alfaxalone, la kétamine ou le propofol. L'utilisation de la kétamine est régulièrement mentionnée dans la littérature. En effet, elle confère une bonne rapidité d'action et la dépression cardio-respiratoire engendrée est minimale (Bellini *et al.*, 2014). Il faudra toutefois l'associer lors de l'induction ou en prémédication, à une autre molécule afin d'obtenir une myorelaxation suffisante et de diminuer le risque de réveil dysphorique (Cantwell, 2001). L'alfaxalone est également une molécule intéressante dans le cadre de chirurgie de convenance car elle offre un réveil rapide permettant de rendre l'animal le jour même (Wenger, 2012). Néanmoins, cet agent est à l'origine d'une dépression respiratoire dose dépendante pouvant mener à une apnée après une injection intra-musculaire (Cantwell, 2001 ; Huynh *et al.*, 2015) et pouvant survenir dans la minute suivant l'administration par voie intra-veineuse (Grint et Murison, 2007). C'est pourquoi une pré-oxygénation est conseillée (Wenger, 2012). L'apport de dioxygène en continu suite à l'induction permet ainsi de corriger l'hypoxie. La prémédication permet également de lutter contre l'hypoxémie (Tutunaru *et al.*, 2013). D'autre part, l'alfaxalone n'a aucune activité antalgique (Huynh *et al.*, 2015). Enfin le propofol, même s'il ne provoque pas d'excitation ni à l'induction, ni au réveil est peu utilisé chez cette espèce car l'anesthésie produite est trop superficielle (anesthésie au plan chirurgical atteinte pour un temps court) (Wenger, 2012), n'est pas analgésique (Hellebrekers, 1997) et peut être responsable d'effets dépresseurs cardio-respiratoires néfastes (Borkowski et Karas, 1999 ; Baumgartner, 2008 ; Wenger, 2012).

Dans le cas d'utilisation d'agents injectables, l'intubation est obligatoire quelle que soit le type de chirurgie (Richardson et Flecknell, 2006). De plus, il faudra dans la mesure du possible recourir à des molécules dont les effets sont réversibles par l'administration d'antagonistes (voir tableau de l'annexe 3).

### Des exemples de protocoles

Plusieurs protocoles d'anesthésie peuvent être utilisés chez le lapin dont un certain nombre sont répertoriés dans le tableau de l'annexe 4.

Pour faire suite aux prémédications évoquées plus haut, dans le premier cas (prémédication à l'aide de morphine et de dexmédétomidine) une induction et un maintien de l'anesthésie sont effectués avec un agent volatil (Tessier, 2014). On peut également à l'instar de Longley (2008), associer à la médétomidine, du butorphanol et utiliser de la kétamine en induction afin d'obtenir une bonne narcose mais aussi un opioïde conférant une analgésie plus importante. Ce protocole induit une vasoconstriction, rendant les ponctions veineuses plus délicates, contrairement à la vasodilatation engendrée par l'utilisation de l'association fentanyl/fluanisone/benzodiazépines. L'administration en prémédication de butorphanol à la dose de 0,1 mg/kg en combinaison avec l'association kétamine-médétomidine en induction permet une perte des réflexes plus rapide sans

dépression cardio-respiratoire majeure. La fréquence respiratoire diminuera au-delà de la posologie de 0,4 mg/kg de butorphanol. On pourra remplacer ce dernier par de la buprénorphine à 0,03 mg/kg en fonction de la chirurgie envisagée (Navarrete-Calvo *et al.*, 2014).

Ce qui est important de retenir est que le meilleur protocole est avant tout celui que l'on maîtrise.

### L'anesthésie locale

Pour certaines manipulations une anesthésie locale pourra être utilisée. En effet, elle permet de bloquer la transmission nociceptive des nerfs terminaux et fibres nerveuses (Richardson et Flecknell, 2006). Ce procédé est notamment réalisé lors de la castration du mâle en créant un bloc intra-testiculaire avec 1 mg/kg de mélange (avec un *ratio* de 75 :25) de bupivacaïne 5 % associée à la lidocaïne 2 % diluées dans du NaCl (Brinyldsen *et al.*, 2009). Il est également possible d'effectuer une locale traçante sur la ligne d'incision pour les chirurgies par voie abdominale à l'aide de lidocaïne (Tessier, 2014). Cependant il est primordial de faire attention aux surdosages, qui peuvent être facilement atteints lors de cette procédure (Flecknell, 1998a) (voir tableau en annexe 1).

D'autres techniques d'anesthésie locale existent chez le lapin mais n'étant pas utilisées en routine pour les stérilisations, ne seront pas traitées ici.

### Le réveil

Il faudra prêter attention à ce que le réveil ne soit pas trop rapide. Il n'est ainsi pas recommandé de stopper l'anesthésie ou de « réverser » l'animal trop tôt (lors des derniers points de suture, par exemple) car les lapins stressent facilement (Tessier, 2014). De plus, si la kétamine a été utilisée en association avec un  $\alpha$ -2-agoniste dans le protocole, la réversion de ce dernier ne devra pas intervenir trop tôt d'autant plus si les effets de la kétamine sont encore bien présents (Henke *et al.*, 2005). En cas d'hypothermie per-opératoire, le monitoring sera poursuivi jusqu'à l'atteinte d'une température corporelle au moins supérieure à 36,5°C (Inglis et Strunk, 2009). Le réveil se fera au chaud et au calme (Borkowski et Karas, 1999).

## c. Risques anesthésiques

Comme toute anesthésie, il faut être conscient des risques associés afin de les prévenir lors de la chirurgie. La disponibilité effective d'une trousse de molécules d'urgence est indispensable (voir tableau en annexe 5). De plus, cette espèce présente une plus grande mortalité anesthésique, qui s'explique par un stress important à l'induction, un risque d'hypothermie plus marqué lié à leur petite taille, des affections respiratoires subcliniques possibles (pasteurellose), une intubation plus compliquée à réaliser (Wenger, 2012).

### Hypothermie

La maîtrise de la température corporelle et la lutte contre l'hypothermie sont primordiales à respecter chez les petites espèces, c'est pourquoi la présence d'une source chaude est indispensable d'autant plus si l'on effectue une intervention par voie abdominale (Brown, 1997). Pour ce faire, on pourra utiliser, un tapis chauffant, des bouillottes, une soufflerie ou encore recouvrir le patient avec du plastique bulle (Cantwell, 2001) en fonction des besoins au cours de la chirurgie. De même, le nettoyage pré-chirurgical devra être effectué avec un solvant préalablement réchauffé (Jenkins, 2000; Cantwell, 2001 ; Tessier, 2014) et l'on évitera d'utiliser l'alcool à l'origine d'un possible refroidissement du patient (Szabo *et al.*, 2016). Un monitoring strict de la température corporelle devra être effectif tout au long de l'intervention et en post-opératoire jusqu'à rétablissement de la température normale. D'autre part, il faut garder en mémoire que l'environnement thermique d'un animal anesthésié doit être supérieur de quelques degrés par rapport à celui proposé à un animal conscient (24°C pour un lapin anesthésié contre 15-21°C en temps normal). Une vérification de la température ambiante de la salle de chirurgie et de celle du local d'hospitalisation pourra donc s'avérer utile (Cantwell, 2001 ; Longley, 2008).

### Hypoventilation et apnée

Les lapins ayant un espace pulmonaire restreint (Bishop, 2002), ne disposent pas beaucoup de réserves en dioxygène. Il faut donc pré-oxygéner l'animal (Longley, 2008) et l'attacher en veillant à surélever le thorax. Dans tous les cas, il ne faut pas placer le thorax plus bas que l'abdomen afin d'éviter que le poids des viscères ne compriment les organes thoraciques (Bishop, 2002; Longley, 2008). De plus, on évitera de trop écarter les pattes lors de la fixation des membres à la table de chirurgie car cela peut entraver la respiration (Pignon, 2014).

Beaucoup de petits mammifères peuvent présenter une atteinte pulmonaire sous-jacente sans signes cliniques. Une attention particulière sera donc prêtée, lors de l'examen clinique d'admission aux atteintes respiratoires notamment d'origine environnementale (nature de la litière et fréquence de nettoyage de la cage). Une auscultation pulmonaire approfondie devra être effectuée. Cela implique également de prévoir un temps d'anesthésie le plus court possible, ainsi qu'un monitoring précautionneux (Longley, 2008).

### Hypotension

Les fonctions cardiaque et circulatoire devront être suivies avec attention (Hawkins et Pascoe, 2011). Le monitoring de la pression artérielle pourra être effectué comme chez les carnivores. Mais il ne faut pas couper les poils sous les pattes car les lapins n'ayant pas de coussinets, il risque de s'ensuivre le développement de pododermatites. En cas d'hypotension (pression artérielle systolique (PAS) inférieure à 40 mmHg), l'administration rapide de 10-15 mL/kg de soluté isotonique par voie intraveineuse permettra de corriger le problème (Graham, 2006).

### Troubles gastro-intestinaux

Des problèmes gastro-intestinaux peuvent intervenir d'une part suite à l'arrêt de la prise alimentaire durant le temps anesthésique et d'autre part sous l'action de certaines molécules comme les opioïdes qui diminuent la motilité intestinale. Il est donc primordial de minimiser le temps entre la dernière prise de nourriture et le moment du rétablissement complet de l'animal, sans que cela ne gêne l'intubation (car l'hypoglycémie provoque une ischémie centrale suivie d'un arrêt cardiaque et respiratoire (Kremer, 2003 ; Longley, 2008)). D'autre part, si l'anesthésie dure plus de 30 minutes, une perfusion de glucose 5 % pourra être mise en place (Cantwell, 2001).

Il est possible qu'un iléus post-anesthésique apparaisse. Pour l'éviter, les conditions d'hospitalisation pré et post-opératoires devront être optimales jusqu'à la sortie de l'animal. On peut diagnostiquer la présence de cette anomalie au moyen d'une auscultation gastro-intestinale et d'une auscultation-percussion. Si un iléus est mis en évidence, une fluidothérapie devra être mise en place (Longley, 2008).

### Ulcères cornéens

Les lapins, produisant peu de larmes et ayant les yeux globuleux, sont particulièrement sujets aux ulcères cornéens, il ne faut donc pas oublier d'ajouter un lubrifiant à la fréquence nécessaire (Bishop, 2002 ; Pignon, 2014).

### Autres risques liés à l'anesthésie

La tête doit être particulièrement bien stabilisée car les mouvements de cette dernière modifient le placement de la sonde trachéale ce qui peut avoir un impact sur le monitoring mais aussi induire des traumatismes de la muqueuse trachéale (Hawkins et Pascoe, 2011).

#### d. Monitoring anesthésique

Afin de limiter les risques anesthésiques cités ci-dessus, une évaluation en continu de plusieurs paramètres devra être réalisé. Ainsi la fréquence cardiaque et respiratoire, la saturation en oxygène, la température, la pression artérielle, la ventilation (capnométrie) et la profondeur anesthésique devront être suivis (Wenger, 2012 ; Szabo *et al.*, 2016).

Les valeurs normales de ces paramètres ainsi que les moyens de les mesurer sont répertoriés dans le tableau 3.

**Tableau 3 : Paramètres à suivre lors d'une anesthésie**

\*Absence de donnée chez le lapin, les données utilisées sont applicables chez les carnivores domestiques (Borkowski et Karas, 1999 ; Cantwell, 2001 ; Verwaerde et Estrade, 2005 ; Graham, 2006 ; Grint et Murison, 2007 ; Inglis et Strunk, 2009 ; Harvey *et al.*, 2012 ; Wenger, 2012)

	Valeurs usuelles	Outils de mesure
Fréquence cardiaque (bpm)	130-325	Stéthoscope, ECG
Fréquence respiratoire (mpm)	30-60	Visuel, capnographe, (ECG)
Saturation en oxygène (%)	>90-92	Pulsoxymètre (oreille, langue, queue, extrémités membres, sac scrotal, joue)
Température (°C)	Autour de 37,2	Thermomètre rectale ou œsophagien
Pression artérielle (mmHg)	PA autour de 80-95 et >40	Brassard de pression (membre postérieur), doppler (artère saphène ou auriculaire), cathéter artériel (artère auriculaire)
Capnométrie (mmHg)	30-50*	Capnographe

Comme chez les carnivores domestiques la profondeur anesthésique sera évaluée par le constat de la présence ou de l'absence de certains réflexes. Hellebrekers (1997) a mis en évidence une forte variabilité individuelle, dans l'évaluation de la profondeur anesthésique en testant les réflexes palpébral et cornéen. Ainsi, semble-t-il préférable d'évaluer la profondeur anesthésique en testant le réflexe de retrait du membre postérieur, la réaction au pincement de l'oreille ou encore la tonicité de la mâchoire plutôt que le réflexe palpébral, pouvant être présent même lors d'une anesthésie au plan chirurgical et pouvant en conséquence être à l'origine de surdosage des molécules anesthésiques (Hellebrekers, 1997 ; Orr *et al.*, 2005 ; Wenger, 2012). C'est par ailleurs lors de l'absence de réponse au pincement de l'oreille que le plan d'anesthésie chirurgicale est atteint (Cantwell, 2001).

#### e. La pose d'un cathéter

Une voie veineuse est posée à l'aide d'un cathéter « over the needle » 24 à 26 G (22 G si plus de 3 kg (Graham, 2006)), les aiguilles à ailettes ne convenant pas dans ce cas. Il peut être posé sur les veines marginales de l'oreille sur le bord crânial ou caudal de l'oreille (Brown, 1997 ; Pignon, 2014 ; Szabo *et al.*, 2016) (voir photographie 4) mais bien que pratique et couramment utilisée, cette voie présente un risque de thrombose et de phlébite important (Banks *et al.*, 2010) surtout chez les races à petites oreilles (Brown, 1997 ; Vennen et Mitchell, 2009). La pose du cathéter dans la veine saphène latérale n'est pas pratique en hospitalisation (Brown, 1997). Pour les races avec de petites oreilles, la pose d'un cathéter à la veine céphalique est conseillée (Hegelen et Thiriet, 2012). La procédure est similaire à celle effectuée chez les carnivores, mais il faut protéger le montage avec par exemple, des corps de seringue et une bande cohésive de contention (Pignon, 2014). Les lapins n'étant pas très tolérant à ce type de montage, le cathéter sera placé à la veine céphalique que pour une courte durée (Jenkins, 2000).

La peau des lapins étant fine et fragile, il ne sera pas nécessaire de l'inciser avant (Brown, 1997). Mais tout comme pour les prises de sang l'application préalable d'une pommade anesthésique en topique (2,5 % lidocaïne et 2,5 % prilocaïne) permet une insertion du cathéter sans douleur ni inconfort. Par contre, il faut attendre 30 à 60 minutes avant que l'effet anesthésique soit présent (Hellebrekers, 1997 ; Hawkins et Pascoe, 2011).

Pour placer un cathéter sur l'oreille, il faut la maintenir avec une main et poser le cathéter de l'autre. Deux morceaux de ruban adhésif et un tuteur en face interne sont utiles pour maintenir le dispositif (Hegelen et Thiriet, 2012). Il est également conseillé d'attacher les deux oreilles ensemble afin d'éviter que le cartilage ne casse (Pignon, 2014). Dans tous les cas, il ne sera pas laissé en place plus de 3 jours afin d'éviter tout risque de phlébite (Pignon, 2014).

#### Photographie 4 : Veine auriculaire du lapin

(Archives SNAcA, 2016)



#### f. Les méthodes d'oxygénation per-opératoire

Les lapins étant des « proies », ils dissimulent souvent leurs affections, notamment les affections respiratoires (Flecknell, 1998b) qui pour les anesthésies sont particulièrement importantes à repérer. Il est donc indispensable d'assurer une oxygénation tout au long de l'anesthésie. Pour ce faire l'on peut utiliser trois procédés :

- l'intubation ;
- le masque laryngé ;
- le masque facial (Longley, 2008).

L'intubation est particulièrement recommandée car elle présente de nombreux avantages comme réduire l'espace mort (Hawkins et Pascoe, 2011), protéger les voies respiratoires, apporter une meilleure ventilation (Graham, 2006), permettre une réanimation et un suivi de la capnographie (Jonhson, 2005). Certains praticiens répugnent à son emploi, car elle n'est pas simple à réaliser chez le lapin. En effet, la visualisation du larynx est plus difficile. Sont en causes, une longue langue dotée d'un *torus* lingual à sa base, un petit larynx, des dents longues et coupantes et une glotte non apparente (Cordeiro-Falcão *et al.*, 2011). De plus, les laryngospasmes sont facilement induits (Hawkins et Pascoe, 2011) car cette espèce y est prédisposée (Wenger, 2012). Afin de faciliter la procédure, on pourra enlever les reliefs de nourriture de la cavité buccale à l'aide d'un coton-tige, par exemple. En effet, la présence d'aliments ou de mucus (rare chez les petites espèces) peut être à l'origine d'obstruction voire même de l'introduction d'aliment et de débris dans la trachée (Lennox et Capello, 2008).

Une pré-oxygénation par masque quelques minutes avant l'intubation est recommandée (Longley, 2008) et devrait même être systématique avant toute anesthésie compte tenu du faible volume thoracique du lapin.

L'intubation est effectuée suite à l'induction, afin de limiter les traumatismes et les laryngospasmes (Graham, 2006). De plus, il ne faut pas effectuer plus de trois tentatives d'intubation, car il y a un risque élevé de traumatisme laryngé (Longley, 2008) et glottique (Lennox et Capello, 2008), d'augmentation de la résistance et d'occlusion, de traumatisme de la muqueuse trachéale (Hawkins et Pascoe, 2011), d'hémorragies, d'œdème laryngé et glottique (Graham, 2006). D'autres complications indépendantes du nombre de tentatives sont possibles, comme l'intubation de l'appareil digestif provoquant une dilatation gastrique (Lennox et Capello, 2008).

Plusieurs techniques d'intubation sont possibles.

#### L'intubation orotrachéale :

Le choix de la sonde est important. Une taille de sonde trop longue peut être à l'origine de la ventilation d'une seule bronche ce qui implique, si le maintien anesthésique est réalisé par voie gazeuse, qu'un seul poumon captera l'anesthésique (Lennox et Capello, 2008). De plus l'ouverture

laryngée étant petite, la sonde endotrachéale à utiliser est une sonde sans ballonnet de 2,5 mm de diamètre pour un lapin de 2,5 kg (Longley, 2008) à 4 mm pour un lapin de 4 à 5 kg (Flecknell, 1998b). Une radiographie pourra être effectuée au besoin pour mesurer le diamètre de l'ouverture laryngée (Lennox et Capello, 2008). Afin d'éviter les laryngospasmes, un spray contenant de la lidocaïne peut être utilisé (Flecknell, 1998b ; Longley, 2008 ; Vennen et Mitchell, 2009).

L'intubation orotrachéale peut être effectuée à l'aveugle ou à l'aide d'outils permettant la visualisation de la glotte comme l'otoscope (Flecknell, 1998b), le laryngoscope ou l'endoscope.

Le lapin étant une espèce à respiration nasale obligatoire, le larynx est aligné physiologiquement avec le nasopharynx (Cordeiro-Falcão *et al.*, 2011) (voir figure 5). Le positionnement de l'animal est donc important afin de permettre le bon alignement du larynx avec l'oropharynx (Longley, 2008). Un assistant place l'animal en position sternale et maintient le cou en extension, tout en laissant la bouche ouverte à l'aide de liens placés autour des incisives inférieures et supérieures (Kelleher, 2007) (voir photographie 5). Cette extension ne doit pas être trop forcée car cela engendrerait un alignement de l'oropharynx avec l'œsophage (Longley, 2008) et surtout un risque de traumatisme de la moelle épinière (Graham, 2006).

#### Photographie 5 : Contention pour l'intubation du lapin

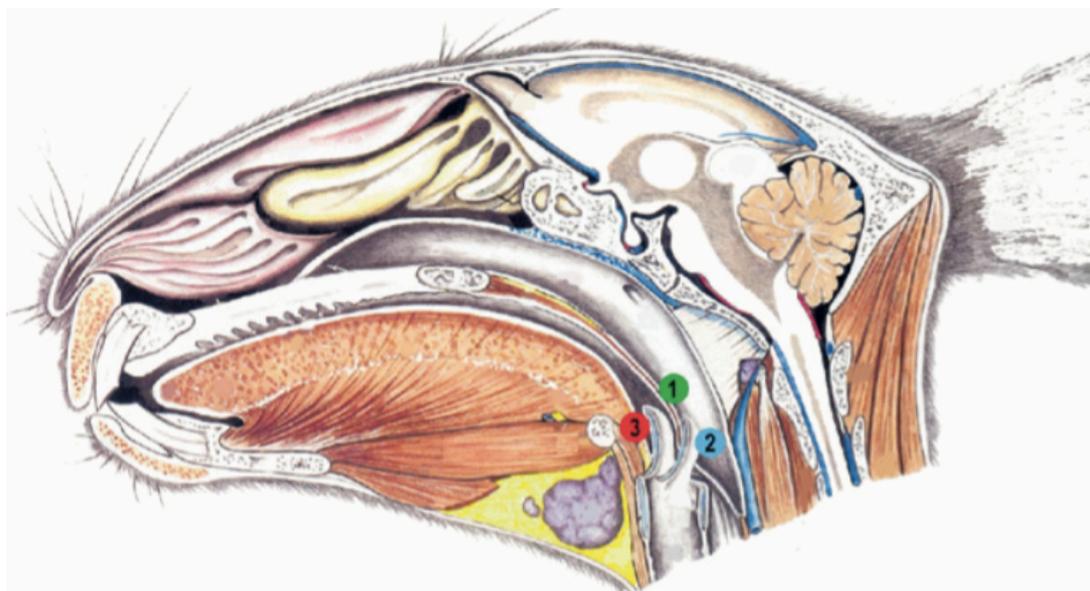
(S. Szöllösy)



La sonde doit passer en arrière des incisives et en avant des prémolaires, au-dessus de la langue en progressant doucement dans la direction dorso-caudale (Jonhson, 2005; Graham, 2006 ; Lennox et Capello, 2008). L'épiglotte est passée en l'abaissant délicatement (Jonhson, 2005). C'est l'étape la plus délicate car il y a un risque élevé de traumatisme de la glotte pouvant générer un œdème potentiellement fatal (Lennox et Capello, 2008). La sonde est ensuite glissée au moyen d'une légère rotation durant l'inspiration (Inglis et Strunk, 2009).

### Figure 5 : Anatomie du haut appareil respiratoire du lapin

1 : Palais mou ; 2 : Épiglotte en position physiologique ; 3 : Épiglotte déplacée pour l'intubation  
(Lennox et Capello, 2008)



En l'absence d'assistant, la contention de l'animal peut se faire seul comme le décrit Graham (2006) en le plaçant en décubitus latéral ou sternal, la tête maintenue en extension dans une main.

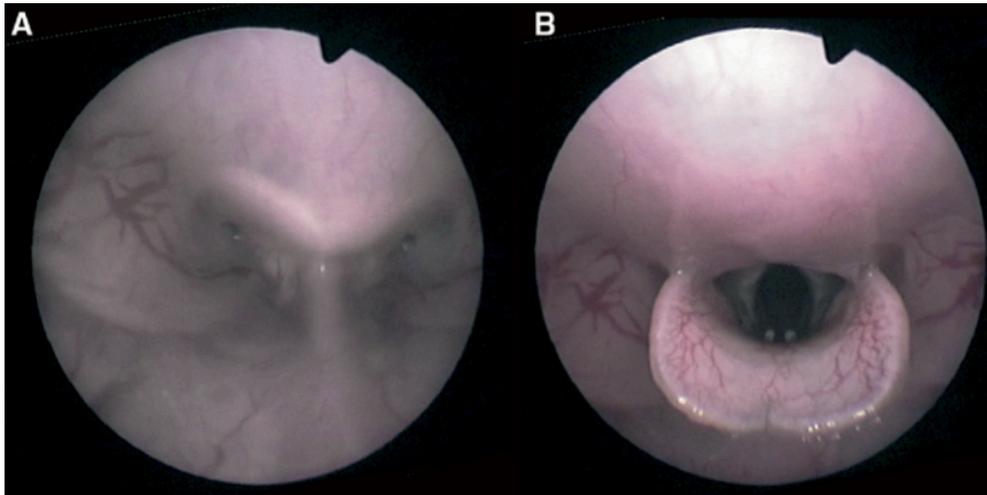
Un guide courbe de 30° pourra être utilisé pour faciliter l'intubation (Kelleher, 2007).

Le laryngoscope (taille 0-1) peut être placé perpendiculairement au palais, sa lame permettant d'abaisser la langue (Lennox et Capello, 2008 ; Longley, 2008). Cette technique devient facile avec la pratique (Kelleher, 2007).

L'utilisation d'un endoscope facilite grandement l'intubation (un novice opère alors avec succès en l'espace de 30 secondes à 2 minutes (Tran *et al.*, 2001)), car l'opérateur identifie plus facilement les structures. Il faut un endoscope rigide de 1,9 à 2,7 mm (Lennox et Capello, 2008 ; Longley, 2008) qui peut être utilisé comme guide (Lennox et Capello, 2008). L'animal est couché sur le dos tête étendue, membres antérieurs pendus au bord de la table. L'endoscope est introduit pour visualiser l'oropharynx. Ensuite, il est glissé dans l'axe pour visualiser dorsalement l'épiglotte et l'œsophage, et ventralement les cordes vocales et les aryténoïdes, puis il sera glissé jusque dans la trachée (voir figure 6). Enfin, on fait glisser la sonde et on retire l'endoscope (Tran *et al.*, 2001). Cette technique ne peut être utilisée chez les patients nécessitant l'emploi d'une sonde endotrachéale de moins de 2 mm (Jonhson, 2005), donc pour des lapins de moins de 3 kg (Inglis et Strunk, 2009).

### Figure 6 : Vue endoscopique de l'épiglotte du lapin

A : Vue endoscopique épiglotte en position physiologique ;  
B : Vie endoscopique de l'épiglotte abaissée par l'opérateur  
(Lennox et Capello, 2008)



Si aucun matériel précité n'est disponible, l'intubation à l'aveugle demeure possible. Pour vérifier le bon placement de la sonde le capnographe est un bon outil (Tutunaru *et al.*, 2013). En son absence, on peut écouter la circulation de l'air, observer la formation de condensation sur la sonde (Lennox et Capello, 2008) ou placer une touffe de poil devant la sortie de la sonde et observer les mouvements (Longley, 2008). En général si l'animal tousse cela signifie que la sonde est correctement placée (Lennox et Capello, 2008). L'auscultation pulmonaire bilatérale permet également de confirmer le bon placement pendant la ventilation (Inglis et Strunk, 2009). Lors du placement de la sonde une résistance peut être notée. On pourra alors effectuer de petites rotations et quelques forçages pouvant permettre de passer la glotte mais il faudra toujours agir avec le maximum de douceur (Lennox et Capello, 2008).

#### L'intubation nasotrachéale :

La sonde est introduite en partie ventrale de la cavité nasale par le méat ventral jusqu'à la trachée en passant par l'oropharynx. La sonde sera forcément de diamètre plus petit que la trachée étant donné qu'elle doit passer par les cavités nasales. Ceci implique une augmentation du débit de gaz à administrer. En revanche, le débit dioxygène devra être maintenu à 0,5-1 L/min afin d'éviter une trop haute pression à l'origine d'un détachement du système (Divers, 2000 ; Lennox et Capello, 2008). On peut utiliser une petite sonde nasogastrique souple (Longley, 2008), un cathéter urinaire (Divers, 2000) ou une petite sonde endotrachéale (diamètre inférieur à 3 mm) (Lennox et Capello, 2008 ; Longley, 2008). Deux à trois gouttes de lidocaïne peuvent être instillées au niveau des naseaux pour faciliter l'intubation qui sera réalisée une minute après (Divers, 2000).

En dépit de sa moindre efficacité, cette procédure peut être utilisée si l'intubation endotrachéale est impossible. Il faut tout de même retenir que les risques d'hémorragie, d'œdème et d'infections sont toujours présents (Lennox et Capello, 2008 ; Hawkins et Pascoe, 2011).

#### Le masque laryngé :

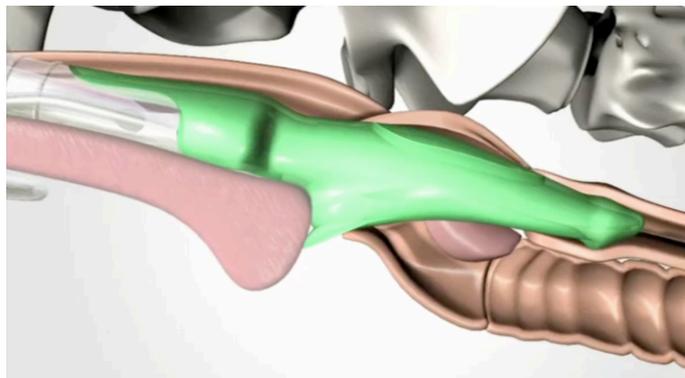
Le masque laryngé, est un outil utilisé en pédiatrie en médecine humaine. Il permet une intubation simple et rapide (en moyenne 30 secondes contre 4-6 min pour la sonde endotrachéale avec ou sans ballonnet) sans entrer dans la trachée, couvrant simplement l'orifice laryngé (Smith *et al.*, 2004). Pour le lapin un masque de taille 1 à 1,5 (pour un lapin de plus de 4 kg) pourra être utilisé. Le ballonnet ne sera pas obligatoirement gonflé car une cyanose de la langue peut apparaître (Kazakos *et al.*, 2007). Malgré sa bonne adaptation à l'anatomie du lapin, certains auteurs ont mis en évidence un défaut d'étanchéité à l'origine de fuites d'agent volatil dans l'environnement plus importante qu'avec l'intubation endotrachéale (Smith *et al.*, 2004). De plus, du tympanisme gastrique

est possible avec ce masque laryngé, surtout lors de ventilation mécanique (Bateman *et al.*, 2005). Enfin ce dispositif est fragile (surtout le ballonnet) et peut facilement être cassé par les dents de l'animal (Kazakos *et al.*, 2007).

Un autre type de masque laryngé a été créé mais cette fois conçu spécifiquement pour le lapin, le V-gel® (Tessier, 2014). Le V-gel® est un masque permettant une intubation simple et rapide des lagomorphes. Inspiré de l'I-gel® utilisé en anesthésiologie humaine (Crotaz, 2010), il se place directement au niveau du larynx et permet une oxygénation sans augmentation du débit (voir figure 7). Contrairement au masque laryngé pédiatrique, il ne possède pas de ballonnet, ce qui permet de diminuer les traumatismes laryngés et la cyanose de la langue (Metehan *et al.*, 2015). De plus, la réponse hémodynamique est plus stable que lors de l'utilisation du masque laryngé pédiatrique ou d'une intubation (Toman *et al.*, 2015). Mais en fonction la position de la tête du lapin lors de la chirurgie, le suivi de la capnographie peut s'avérer difficile et l'intubation est moins stable (Toman *et al.*, 2015).

Imai *et al.* (2005) ont présenté dans leur étude la fabrication d'un nouveau prototype de masque laryngé proche de celui du V-gel®. Ce prototype possède un ballonnet à son extrémité permettant d'obstruer les voies digestives de façon plus efficace qu'avec le masque laryngé pédiatrique.

Figure 7 : Masque laryngé V-gel® en place  
(DocsInnovent)



#### Le masque facial :

Le masque facial est très utilisé en médecine des nouveaux animaux de compagnie, pour lesquels l'intubation peut se révéler difficile. Simple d'utilisation et n'étant pas à l'origine de traumatisme des voies aériennes, il n'offre pas une ventilation idéale. En effet, dans leur étude, Bateman *et al.* (2005) ont montré que la pression partielle en dioxygène était basse avec le masque facial et qu'une hypercapnie était souvent présente. De plus l'espace mort est plus important qu'avec les procédures décrites plus haut (Bateman *et al.*, 2005).

Pour conclure, l'intubation endotrachéale permet une meilleure ventilation mais peut s'avérer compliquer à mettre en place. Néanmoins, Cordeiro-Falcão *et al.* (2011) propose de réaliser une intubation œsophagienne avant l'intubation trachéale pour plus de facilité. Les sondes endotrachéales avec ou sans ballonnet peuvent être à l'origine de traumatismes importants, même lors d'utilisation d'outils comme un endoscope (Phaneuf *et al.*, 2006). L'emploi de masque laryngé permet de limiter ces traumatismes tout en facilitant l'intubation. Plusieurs masques laryngés ont été décrits, notamment le V-gel® qui a comme particularité intéressante sa spécificité d'espèce. Cette particularité fait de lui un outil de choix pour l'oxygénation per-opératoire. Toutefois, si aucun de ces dispositifs n'est disponible, l'oxygénation pourra se faire par un masque facial ou par intubation nasotrachéale.

#### 4. Les techniques chirurgicales de stérilisation du lapin

##### a. Les particularités per-opératoire à prendre en compte

La peau du lapin étant fragile on prendra soin de ne pas la léser lors de la tonte (Szabo *et al.*, 2016). L'emploi d'une petite tondeuse silencieuse est donc conseillé (Pignon, 2014). Pour cette même raison, les pinces à champs utilisées classiquement chez les autres espèces sont traumatisantes pour la peau du lapin. On peut donc utiliser du fil de suture de faible diamètre, une bombe de colle ou des champs autocollants (Pignon, 2014). Lors de l'incision enfin, il n'est pas nécessaire d'appuyer fortement la lame.

En temps normal, la fluidothérapie n'est pas nécessaire pour des chirurgies de convenance (Jenkins, 2000) ne dépassant pas une demi-heure d'intervention. Si elle est mise en place, son débit devra être de 120 ml/kg/j, administrés à l'aide d'un pousse-seringue (Brown, 1997 ; Cantwell, 2001; Longley, 2008). Les fluides devront être préalablement réchauffés pour limiter le risque d'hypothermie per-opératoire (Cantwell, 2001).

Une technique chirurgicale peu traumatique permet de diminuer l'inflammation et l'activation des récepteurs nociceptifs et donc la douleur (Johnston, 2005).

Enfin, il faudra prêter attention aux pertes sanguines qui peuvent s'avérer critique dès qu'elles dépassent 15 % du volume sanguin (c'est-à-dire 8,5 mL/kg). On pourra donc utiliser l'électrocoagulation, des cotons-tiges stériles imbibés d'adrénaline diluée à 10 %, des clips hémostatiques ou encore une éponge hémostatique pour contrôler l'hémostase en cas de saignements (Jenkins, 2000 ; Pignon, 2014). En cas de doute, un test de coagulation pourra être réalisé avant l'opération (Szabo *et al.*, 2016).

Par ailleurs, les liens doivent être suffisamment lâches pour éviter toute fracture (Bishop, 2002; Cantwell, 2001) et il est conseillé d'utiliser des champs transparents pour le suivi des mouvements respiratoires (Brown, 1997).

##### b. La castration du mâle

Comme pour les autres espèces, il existe plusieurs méthodes de castration. Dans le cas du lapin, on peut pratiquer la castration à testicule couvert, à testicule découvert ou par voie abdominale.

Les particularités à noter chez le lapin comparé au chat (*Felis catus*) sont que les gonades du premier sont plus adhérentes au *scrotum* et que leur pédicule étant relativement épais, il est préférable de le ligaturer (Conn, 2000). Même si certains auteurs décrivent également la possibilité de faire un nœud entre la corde spermatique et le cordon vasculaire pour plus de rapidité d'exécution (Jenkins, 2000, 2011).

Si l'on pratique la castration à testicule découvert, deux voies d'abord sont possibles : la voie d'abord préscrotale et la voie scrotale. Une incision pré-scrotale permet de diminuer le risque de complications infectieuses (Conn, 2000). En effet, dans ce cas de figure, la tonte et le nettoyage aseptique de la zone d'intervention sont complets (les sacs scrotaux sont parfois incomplètement tondu et le nettoyage chirurgical est plus délicat lors d'abord scrotal) et la plaie chirurgicale est suturée à l'aide d'un surjet intra-dermique, limitant le risque d'infection. Mais cette technique est plus longue (Capello, 2005a) même si, l'utilisation de colle chirurgicale permet de réduire le temps opératoire.

L'anneau inguinal étant ouvert, les testicules peuvent remonter en cas de stress. Dans ce cas une pression douce sur l'abdomen les feront ressortir (Richardson et Flecknell, 2006). Il est donc primordial de bien les maintenir au cours de la chirurgie.

Chacune de ces trois techniques ont des avantages et des limites. Ils sont présentés dans le tableau 3.

Tableau 3 : Comparaison des trois techniques de castration selon leurs avantages et leurs limites  
(Capello, 2005a; Mehler, 2006)

Techniques opératoires	Avantages	Limites
À testicules découverts	Procédure courte	Nécessité de suturer la vaginale
À testicules couverts	Procédure courte Pas de suture de la vaginale	Ligature de la corde spermatique en masse et risque de déchirer la peau.
Par voie abdominale	Seule technique possible en cas de cryptorchidie ou hernie inguinale	Procédure plus longue et plus invasive.

D'après l'expérience de certains praticiens, on peut également ajouter comme limite de la castration à testicules couverts, le risque de prendre dans la ligature la vessie ou une partie du tractus intestinal.

#### La castration à testicules découverts

Selon la voie d'abord utilisée, une incision pré-scrotale de 2 cm ou de chaque sac scrotal (sur leur plan médian) est réalisée dans un premier temps (Capello, 2005a ; Richardson et Flecknell, 2006 ; Szabo *et al.*, 2016).

Ensuite, le testicule recouvert de ses tuniques vaginales externe et interne est extériorisé. Les deux feuillets de cette dernière, sont incisés de 1 à 1,5 cm avec une lame numéro 15 et le testicule est extériorisé (Jenkins, 2000 ; Capello, 2005a ; Szabo *et al.*, 2016).

Le cordon vasculaire est isolé à l'aide d'un clamp et le *gubernaculum testis* est détaché de la vaginale avec la main (Capello, 2005a ; Jenkins, 2011 ; Szabo *et al.*, 2016). Une ligature est ensuite effectuée autour de l'ensemble cordon spermatique et cordon vasculaire avec du fil résorbable 2-0 à 3-0 (Jenkins, 2011 ; Hegelen et Thiriet, 2012). Ces deux structures sont incisées et la vaginale est suturée avec un fil résorbable monobrin 4-0 en réalisant des points simples en X pour éviter tout risque de hernie (Vennen et Mitchell, 2009 ; Hegelen et Thiriet, 2012).

Cette opération est renouvelée pour l'autre testicule.

Si une incision pré-scrotale a été effectuée, la peau est refermée à l'aide d'un surjet intradermique (fil monobrin à résorption rapide Biosyn® 4.0) (Brown, 1997 ; Capello, 2005a ; Szabo *et al.*, 2016). De la colle chirurgicale peut être utilisée pour rapprocher les bords cutanés (Hegelen et Thiriet, 2012). Si des incisions scrotales ont été effectuées, il n'est pas nécessaire de faire des points ou un surjet cutané. Les sutures sont même déconseillées car cela stimule l'automutilation. Si les abords de plaie ne se mettent pas en contact seuls, de la colle chirurgicale pourra être utilisée (Capello, 2005a ; Szabo *et al.*, 2016). D'autres auteurs préconisent de fermer la peau car le site est dans une zone susceptible d'être facilement souillée (Bishop, 2002 ; Hegelen et Thiriet, 2012).

On ne pose pas de pansement car le lapin risque de l'avaler, occasionnant ainsi des troubles digestifs (Hegelen et Thiriet, 2012). Certaines publications proposent la pose d'agrafes bien tolérées par le lapin mais qui peuvent être ingérées et sont parfois difficiles à placer à cause de la finesse de la peau (Brown, 1997 ; Bishop, 2002).

#### La castration à testicules couverts

Les étapes de la castration à testicules couverts sont les mêmes que celles à testicules découverts, sauf que dans ce cas la tunique vaginale n'est pas incisée. La difficulté est donc d'inciser la peau sans inciser la tunique vaginale et d'ensuite de disséquer avec précaution à l'aide des ciseaux de Metzenbaum pour extraire le testicule (Richardson et Flecknell, 2006 ; Pignon, 2014). La corde spermatique est ligaturée à l'aide d'une transfixante. La peau est ensuite refermée comme pour la castration à testicules découverts (Richardson et Flecknell, 2006).

Si une incision accidentelle de la vaginale est effectuée, il faudra passer à la technique à testicule découvert, car la vaginale devra être suturée (Richardson et Flecknell, 2006).

L'avantage de la castration à testicules couverts, c'est que le risque de hernie est évité (Vennen et Mitchell, 2009 ; Jenkins, 2011). Par ailleurs cette technique est souvent utilisée lors de tumeur testiculaire impliquant une distension de la vaginale, qui de ce fait doit être retirée (Pignon, 2014).

#### La castration par voie abdominale (Brown, 1997 ; Pignon, 2014 ; Szabo *et al.*, 2016)

Etant plus invasive et plus douloureuse, il est préférable de réserver cette technique à des situations bien particulières, telles que lors de testicule ectopique ou suite à des incidents peropératoires impliquant une remontée des testicules dans l'abdomen.

Dans un premier temps, une incision 3 cm caudalement à l'ombilic sur 5 cm à la lame froide sera effectuée. Il faudra prêter attention à ne pas léser le *cæcum* qui se trouve sous la ligne blanche, elle-même, très fine. La vessie est également présente à proximité, surtout si elle est pleine.

Les testicules se trouvent crânialement et latéralement à la vessie. S'ils sont en position scrotale, une pression du *scrotum* permettra de les faire remonter.

Il faudra rompre à la main le *gubernaculum testis* puis clamper les cordons spermatiques et vasculaires à l'aide d'une pince hémostatique avant de les ligaturer puis, enfin, de les inciser. Une fois l'hémostase vérifiée la paroi abdominale sera refermée par un surjet simple à l'aide de fil monobrin résorbable à lente résorption (PDS). Un surjet intradermique (fil monobrin à résorption rapide Biosyn® 4-0) est ensuite réalisé et de la colle pourra être appliquée afin de rapprocher les bords de la plaie.

#### c. La stérilisation de la femelle par ovario-hystérectomie

Une incision de 2 à 7 cm sur le plan médian de l'abdomen crânialement au pelvis jusqu'à un centimètre sous l'ombilic, au niveau de la dernière mamelle inguinale, est réalisée (Bishop, 2002 ; Richardson et Flecknell, 2006 ; Vennen et Mitchell, 2009 ; Hegelen et Thiriet, 2012 ; Szabo *et al.*, 2016). Il n'y a pas besoin d'appuyer sur la lame car la peau est fine (Bishop, 2002). Le risque de percer le *cæcum* (Tessier, 2014 ; Szabo *et al.*, 2016) qui se trouve juste en dessous de la ligne blanche elle-même très fine, est élevé ce qui entraînerait la mort de l'animal par contamination de la cavité abdominale par des bactéries commensales (Pignon, 2014). De même la vessie peut se trouver juste en dessous de la ligne d'incision (Szabo *et al.*, 2016). Une dissection mousse du tissu sous-cutané et graisseux doit être réalisée afin de visualiser la ligne blanche qu'il faudra ponctionner puis inciser à l'aide d'une sonde cannelée sur trois ou quatre centimètres (Hegelen et Thiriet, 2012).

À l'ouverture de la cavité abdominale, l'utérus est facile à identifier dans la région abdominale caudale. Il est rarement nécessaire d'utiliser un crochet dont l'usage peut endommager le *cæcum* (Bishop, 2002 ; Jenkins, 2011). Le tissu adipeux est souvent abondant autour des ovaires et de l'utérus et augmente beaucoup avec l'âge (Tessier, 2014 ; Szabo *et al.*, 2016). Une fois repéré, il faut suivre l'utérus jusqu'à l'*infundibulum* (plus long que chez les carnivores) pour rechercher les deux cornes utérines, assez ventrales et donc relativement faciles à extérioriser (Jenkins, 2011 ; Hegelen et Thiriet, 2012). Le ligament suspenseur de l'ovaire se rompt facilement au doigt et permet l'extériorisation rapide de l'ovaire (Richardson et Flecknell, 2006 ; Hegelen et Thiriet, 2012). Passer un clamp dans une fenêtre permet de clamper le ligament ovarien puis le pédicule au moyen d'un second clamp (Capello, 2005b ; Richardson et Flecknell, 2006 ; Szabo *et al.*, 2016). Bien qu'ils soient difficiles d'identifier les vaisseaux ovariens à cause de l'abondance du tissu adipeux autour des ovaires, il faudra les ligaturer. Les ovaires possédant de nombreux vaisseaux associés mais plus petits que chez les autres mammifères, cette technique nécessite en conséquence une dissection fine (Bishop, 2002 ; Richardson et Flecknell, 2006 ; Tessier, 2014 ; Szabo *et al.*, 2016). De plus, l'oviducte longe en partie les ovaires, il faut veiller à ne pas l'inclure dans la ligature. Les ligatures seront effectuées avec du fil monofilament résorbable 3-0 à 4-0 (Szabo *et al.*, 2016). La graisse rend difficile le serrage de la ligature qui devra être fait sans pince hémostatique afin d'éviter de cisailer le tissu (Pignon, 2014). On incisera enfin, le pédicule ovarien.

La même opération sera réalisée sur l'autre ovaire. Il est primordial d'enlever la totalité des structures (Jenkins, 2011).

Pour l'hystérectomie, il existe deux approches (Bishop, 2002). La première consiste à ligaturer chacune des cornes crânialement au cervix (Bishop, 2002 ; Capello, 2005b). La seconde consiste à ligaturer le tout caudalement aux deux cervix (Bishop, 2002 ; Szabo *et al.*, 2016). Cette dernière est surtout utilisée lors de pyométre ou de néoplasie. Les vaisseaux utérins étant dissimulés dans le tissu adipeux, il convient de ligaturer les vaisseaux utérins séparément pour ensuite transfixer sur l'utérus (Bishop, 2002). Dans tous les cas, une double ligature, dont une transfixante sera effectuée (Szabo *et al.*, 2016). Il faudra ligaturer en masse le vagin qui sera sectionné au plus court (Tessier, 2014). Ces ligatures sont effectuées avec du Vicryl 3-0 (Pignon, 2014). On défera le mésométrium du cervix et du vagin en évitant de contaminer l'abdomen avec les sécrétions vaginales ou de l'urine (Jenkins, 2011).

La paroi musculaire est suturée à l'aide de points simples en X ou d'un surjet simple avec un fil résorbable monobrin (PDS 3-0) ; une suture du tissu sous-cutané est réalisée à l'aide de points simples en U avec un fil résorbable monobrin. Enfin le rapprochement des deux bords cutanés de la peau s'effectuera avec de la colle chirurgicale (Hegelen et Thiriet, 2012 ; Pignon, 2014). Un surjet intradermique (fil monobrin à résorption rapide Biosyn® 4-0 ou 3-0) peut aussi être effectué en association avec de la colle (Brown, 1997 ; Jenkins, 2011 ; Pignon, 2014).

On ne pose pas de pansement car le lapin risque de l'avaloir, occasionnant ainsi des troubles digestifs (Hegelen et Thiriet, 2012).

Certains praticiens ne réalisent qu'une ovariectomie en convenance. Aucune étude à ce sujet ne permet de savoir si l'incidence des néoplasies utérines est affectée. Mais des cas d'adénocarcinome utérin chez des lapines ovariectomisées ont été notés (Kramer, 2005).

Capello (2005b), préconise une ovario-hystéro-vaginectomie, permettant de limiter tout risque ultérieur de pathologie pouvant affecter l'appareil reproducteur, le corps vaginal étant long chez la lapine. Il faudra lors de cette technique prêter attention à ne pas inciser au niveau de la zone d'abouchement de l'urètre.

## 5. Le suivi post-opératoire

### a. En post-opératoire immédiat

Tout comme chez les carnivores, la gestion du réveil est importante. Les conditions de réveil devront permettre un retour à la normothermie, une reprise du transit et une limitation du stress et de la douleur. C'est pourquoi, une supplémentation en dioxygène doit être mise en place en fin de chirurgie jusqu'au retour à la normale de la fréquence et de la courbe respiratoire ainsi que la stabilité de la saturation en dioxygène. Les bouillottes, le tapis chauffant et les autres moyens de réchauffement utilisés pendant la chirurgie devront être maintenus jusqu'au réveil mais sans excès. Le temps de monitoring du réveil pourra être allongé si l'animal présente une atteinte systémique ou si l'analgésie ne s'est pas avérée suffisante (Borkowski et Karas, 1999 ; Longley, 2008). En effet, plus de la moitié des causes de mortalités anesthésiques surviennent en post-opératoire. Le monitoring est donc important dans les 3 heures post-opératoires (Wenger, 2012). Mais il ne devra pas être responsable d'un stress causé par des manipulations excessives (Cantwell, 2001).

En hospitalisation post-opératoire, le confort de l'animal devra être assuré, en le plaçant dans une cage au calme loin des carnivores domestiques avec si besoin un abri pour limiter le stress. L'eau et la nourriture seront proposées dès le réveil. Il faudra prêter attention à ne pas proposer le foin trop longtemps après le réveil (dès lors que la température corporelle est supérieure à 37,2°C et que l'animal est ambulateur (Inglis et Strunk, 2009)). L'alimentation devra être de bonne qualité pour assurer une reprise optimale et la plus rapide possible de l'ingestion (Brown, 1997 ; Richardson et Flecknell, 2006 ; Longley, 2008 ; Graham et Mader, 2011). Une surveillance de la plaie est nécessaire (Richardson et Flecknell, 2006) mais aucune collerette n'est utile car les lapins touchent peu à leur plaie. D'autre part ce dispositif contraignant limite la reprise d'appétit et la cécotrophie (Brown, 1997).

Une attention particulière devra être portée au contrôle du stress et de la douleur pour une reprise de l'appétit plus rapide (Bishop, 2002). En cas d'anorexie, le protocole analgésique devra être

réévalué (Wenger, 2012 ; Pignon, 2014). Afin de savoir si les antidouleurs utilisés sont bel et bien efficaces, il est primordial de connaître les signes de douleurs chez le lapin que sont l'anorexie (le plus simple à observer car normalement un lapin mange continuellement), la diminution de la production fécale, la prostration, le grincement des dents ou bruxisme, la dépression, l'agressivité, des mouvements anormaux ou des périodes de forte agitation et des difficultés à la manipulation, une mobilisation des volets naseaux associée à une respiration lente, des vocalises ou de l'épiphora et du jetage (dans certains cas de douleur aiguë). Ces observations devront se faire sans perturber les lapins car ce sont normalement des animaux silencieux, réservés, et surtout dissimulant leur anxiété lorsqu'ils sont placés dans un endroit nouveau pour eux. Un autre signe peut être le poil piqué qui indique un défaut de toilettage, comportement important chez le lapin (Brown, 1997 ; Flecknell, 1998a ; Johnston, 2005 ; Graham et Mader, 2011 ; Hawkins et Pascoe, 2011 ; Wenger, 2012). De plus, les lapins sont naturellement curieux et explorent leur environnement (Flecknell, 1998a). Ainsi une bonne surveillance du comportement ou au moins du poids permet de détecter une douleur associée à la chirurgie et de voir s'il y a une amélioration sous analgésie (Flecknell, 1998a).

Néanmoins, il faut garder en tête les effets secondaires des analgésiques, notamment, des morphiniques  $\mu$ -agonistes pouvant être à l'origine d'une dépression respiratoire lors de surdosage (injection d'opioïdes similaires en pré-opératoire comme le fentanyl) alors que les morphiniques agonistes-antagonistes (comme le butorphanol) n'ont pas cet effet. Ainsi leur emploi en post-opératoire permet, alors que l'on a utilisé un  $\mu$ -agoniste pur en pré-opératoire, de reverser ce dernier (effet antagoniste), tout en permettant un effet analgésique (effet agoniste) Un rapide retour à la normale réduit le risque d'hypothermie d'une part, de diminution de la prise alimentaire et de l'abreuvement spontanés d'autre part (Flecknell, 1998a).

Une injection d'AINS (voir tableau en annexe 1) pourra être effectuée au réveil (Tessier, 2014). Comme chez les autres espèces les AINS ont une action anti-inflammatoire et antipyrétique. Le mécanisme d'action est basé sur l'inhibition de l'enzyme cyclo-oxygénase, provoquant ainsi une réduction de l'inflammation tissulaire et une augmentation du seuil d'activation des récepteurs nociceptifs périphériques. De même que chez les autres espèces, ils sont contre-indiqués chez les femelles gestantes, les animaux présentant une atteinte hépatique ou rénale, un ulcère gastrique, un état de choc ou une perfusion organique limitée (Johnston, 2005). Par ailleurs, on peut prendre la même précaution que chez les carnivores domestiques en évitant une prescription de longue durée du fait de leur toxicité rénale et ce d'autant plus, si une hypotension a eu lieu lors de l'anesthésie, cette toxicité n'étant toutefois pas prouvée à ce jour chez le lapin. Delk *et al.* (2014) ont par ailleurs montré, après qu'une dose de 1 mg/kg de méloxicam distribuée par voie orale pendant 29 jours à des lapins de 3 mois cliniquement sains, qu'aucune anomalie aux examens sanguins et cliniques durant toute l'expérimentation et jusqu'à 36 heures après la dernière administration n'a été détectée. Aucune anomalie n'a également été détectée lors des examens nécropsiques et histologiques en fin d'expérience.

Leur administration se fait de préférence par voie sous-cutanée ou *per-os*, les injections intramusculaires pouvant être plus douloureuses et de ce fait être à l'origine d'automutilation (Graham, 2006). D'autre part, plusieurs études pharmacocinétiques sur l'administration du méloxicam par voie orale à des lapins laissent à penser qu'une dose de plus de 0,3 mg/kg par jour permet d'obtenir une concentration optimale dans le plasma. Son administration sur 5 jours ne montre pas d'accumulation dans les tissus (Turner *et al.*, 2006). Fredholm *et al.*, (2013), ont montré qu'une dose de 1 mg/kg est nécessaire pour atteindre une dose thérapeutique mais que l'absence d'accumulation de la molécule n'est pas garanti à cette posologie pour une injection quotidienne sur plus de 5 jours. D'autre part, l'appétence du produit permet une administration facile par le propriétaire (Wenger, 2012).

Ainsi pour une procédure chirurgicale peu invasive une injection d'opioïde en association avec un AINS (carprofène, ketoprofène, flunixin méglumine) sur 24 heures peut-elle être préconisée (Flecknell, 1998a). Un relai sera mis en place chez le propriétaire avec un AINS administré par voie orale. Le méloxicam est le plus employé pour sa sécurité sur le court terme et de plus, le lapin le

tolère très bien (Turner *et al.*, 2006 ; Fredholm *et al.*, 2013 ; Delk *et al.*, 2014). Si besoin une injection de buprénorphine (voir tableau en annexe 1) ou de butorphanol (annexe 1) pourra être effectuée (Brown, 1997 ; Tessier, 2014). De plus, Cooper *et al.* (2009) ont montré dans leur étude que le méloxicam était un bon relai de la buprénorphine avec peu d'effets sur le tractus digestif et une analgésie de niveau comparable à celle obtenue avec la buprénorphine après une ovario-hystérectomie.

Les lapins étant sensibles aux anti-inflammatoires stéroïdiens (Jenkins, 2011), il n'est donc pas judicieux de les utiliser dans ce cadre.

Si une perfusion a été mise en place durant l'intervention elle sera poursuivie en post-opératoire. Si aucune fluidothérapie intra-veineuse n'a été mise en place, une réhydratation par voie sous-cutanée après une intervention permet une bonne gestion de l'état hydrique de l'animal (10-30 ml/kg) (Kremer, 2003).

Si aucune reprise de l'appétit n'est observée dans les deux à trois heures après le réveil, une réalimentation doit être mise en place à l'aide d'une seringue de gavage ou d'une seringue de 1 mL avec une préparation de Recovery<sup>ND</sup> ou de Critical Care<sup>ND</sup> à la dose de 10 mL/kg au minimum 2 à 3 fois par jour jusqu'à l'observation de la reprise d'un transit sur 24 heures (Graham, 2006; Inglis et Strunk, 2009 ; Tessier, 2014). Si aucune amélioration n'est notée, une sonde naso-gastrique (2-3,5 mm de diamètre) pour une utilisation ponctuelle (Pignon, 2014) pourra être mise en place. Une anesthésie locale (lidocaïne 2 %) facilitera l'introduction de la sonde médialement et ventralement dans les naseaux. Elle pourra être maintenue en place avec de la glue ou des points de suture. Une radiographie permettra de vérifier son bon placement jusqu'à l'estomac (Graham, 2006). Pour l'utilisation d'une sonde naso-gastrique les produits utilisés devront être liquides et fluides à l'instar de préparations à base d'EMERAID<sup>ND</sup> ou de CRITICAL CARE<sup>ND</sup> (Pignon, 2014).

Il est également possible d'administrer des prokinétiques comme du métoprolamide (0,5 mg/kg en sous-cutanée ou *per os* toutes les 6 à 8 heures ou toute les 8 à 12 heures), ou encore de la ranitidine (2 mg/kg *per os* ou en sous-cutanée deux fois par jour), ou du cisapride (0,5 mg/kg *per os* toutes les 8 à 12 heures) (Richardson et Flecknell, 2006 ; Longley, 2008 ; Wenger, 2012).

De retour chez le propriétaire l'analgésie sera poursuivie et la litière changée par du papier absorbant le temps de la cicatrisation. Le foin est distribué dans une mangeoire. Une visite de contrôle de plaie sera effectuée 10 jours après (Pignon, 2014).

L'imprégnation androgénique mettra quelques semaines à disparaître et le sperme sera encore présent pendant 2 mois dans les canaux déférents (Cau, 2001).

#### b. Les complications à retenir

Les complications post-opératoires communes à toutes les interventions sont la déhiscence de plaie et la péritonite dans le cadre d'un abord par la voie abdominale (Bishop, 2002 ; Szabo *et al.*, 2016). D'après certains auteurs, la présence d'adhérences est régulière (Brown, 1997 ; Jenkins, 2000; Bishop, 2002 ; Szabo *et al.*, 2016). Elles sont à l'origine de cystites récurrentes, de calculs vésicaux et urinaires. Des produits permettent de lutter contre les adhérences mais sont toxiques. Cependant quelques substances semblent prometteuses comme l'acide hyaluronique, le chondroïtine-sulfate et le carboxy-méthylcellulose (Jenkins, 2011). Il importe avant tout de travailler le plus proprement possible lors de la chirurgie, de minimiser au maximum les manipulations des structures organiques ou tissulaires et d'utiliser un matériel de suture adéquat. L'emploi de vérapamil (200 µg/kg par voie intrapéritonéale toutes les 8 heures) peut permettre la réduction des adhérences mais n'est pas nécessaire en routine (Brown, 1997 ; Jenkins, 2000).

D'autres complications peuvent être observées comme des pertes sanguines. Elles ne devront pas dépasser 15 à 20 % du volume total car au-delà survient un relargage massif de molécules cholinergiques ayant pour conséquence une tachycardie et une vasoconstriction importante (Jenkins, 2011). Ces pertes sanguines peuvent être dues à une rupture des vaisseaux ou des ligatures des pédicules ovariens mal réalisées ; c'est pourquoi il est préférable d'utiliser un fil tressé ou des hémoclips métalliques pour ces ligatures (Bishop, 2002 ; Pignon, 2014). Un iléus ou une stase gastro-

intestinale pourront être évités grâce à une manipulation douce. La stase gastro-intestinale pourra être traitée par l'utilisation de métoclopramide (Bishop, 2002 ; Szabo *et al.*, 2016). Chez le mâle, une rupture des vaisseaux spermatiques ou une hernie suite à une castration à testicules découverts peuvent survenir (Bishop, 2002 ; Jenkins, 2011 ; Pignon, 2014). Il est également courant d'observer un œdème des sacs scrotaux. Celui-ci disparaît d'ordinaire dans les cinq à six jours après la chirurgie (Capello, 2005a).

# DEUXIÈME PARTIE : Élaboration du support pédagogique

## INTRODUCTION

Un support pédagogique a été réalisé afin de proposer aux étudiants un outil d'apprentissage consacré à la chirurgie de convenance (stérilisation) chez le lapin. Ce support est composé de trois types de documents. Le premier correspond à un ensemble de fiches techniques rappelant les grandes étapes de la stérilisation du lapin et de la prise en charge qui l'entoure. Ces fiches permettent ainsi aux étudiants d'avoir à portée de main un résumé des procédures (voir annexe 6). Le second regroupe un ensemble de vidéos présentant les procédures chirurgicales en elle-même. Enfin le dernier document se présente sous la forme d'un questionnaire auxquels les étudiants devront répondre avant de se présenter au bloc opératoire de convenance (voir annexe 7). Pour se présenter au bloc opératoire, l'étudiant devra avoir eu une note minimum de 5/10. Le partage avec les étudiants de l'ENVA se fera grâce à internet et la plateforme EVE de l'école. Ainsi toute personne ayant un code d'accès à EVE pourra consulter les différents documents.

## ANIMAUX, MATÉRIELS ET MÉTHODES

### Animaux :

Une première vidéo a été effectuée lors de l'ovario-hystérectomie d'une lapine de 1,3 kilogramme présentée au service des NAC du CHUVA le 25 février 2016. La totalité de la chirurgie a été filmée sans interruption. Le même jour une castration d'un lapin de un an et demi a également été filmée. Seule l'orchidectomie d'un seul testicule, réalisée par le chef du service des NAC a été filmée.

La première photographie présentant le site chirurgical de l'ovario-hystérectomie n'étant pas satisfaisante, une photographie du site chirurgical a été effectuée avant la chirurgie sur une seconde lapine de huit mois lors de la préparation chirurgicale de son ovario-hystérectomie.

Les images de la castration filmée ne permettaient pas de proposer une vidéo de qualité suffisante, une autre castration d'un lapin de 2 ans cette fois-ci a été filmée le 5 Juillet 2016.

Aucune complication n'a été notée en per-opératoire comme en post-opératoire pour tous ces animaux.

Plusieurs films portant notamment sur les poses de cathéter ont également été faits durant les hospitalisations de lapins au service des NAC.

### Matériel :

Les fiches ont été établies en accord avec le service des Nouveaux Animaux de Compagnie de L'ENVA. Dans ses est retranscrit les procédures de stérilisations, telles qu'elles sont réalisées au sein de l'école vétérinaire d'Alfort. Ces fiches ont été créées grâce au logiciel Microsoft® Word Office 2008 pour MAC version 12.2.8 utilisé en mode publication.

Les vidéos ont été effectuées au cours des procédures de stérilisations des lapins au CHUVA selon les disponibilités de la caméra. Les films ont été réalisés à l'aide d'une caméra endoscope KARL STORZ VITOM® empruntée au service de chirurgie générale du CHUVA. Les procédures ainsi filmées ont été réalisées à la fois par les étudiants et le chef de service des Nouveaux Animaux de Compagnie, le Dr Charly Pignon. Ces vidéos ont été réalisées avec l'accord du propriétaire lors

de la signature du consentement éclairé. Ainsi, trois procédures ont pu être filmées : deux castrations à testicules découverts et une ovario-hystérectomie.

Les poses de cathéter ont été filmées à l'aide d'un appareil photo NIKON® COOLPIX P600. Les autres vidéos montrant les techniques d'intubation ont été fournies par le Dr Charly Pignon. Celle présentant le V-gel®, étant créée par DocsInnovent.

Le partage des différents supports s'est fait grâce à une page internet sur la plateforme de l'école vétérinaire et de Youtube pour les vidéos (annexe 8). En effet Youtube permettait de « chapterer » une vidéo et donc de sélectionner facilement une partie de la vidéo à visionner (voir annexe 9)

### Méthodes :

Dans un premier temps un modèle de mise en page des fiches techniques a été établi puis le texte a été intégré. L'arrière plan de la fiche a été créé grâce aux objets Word. Une couleur a été choisie (code Hex : C2D69B) puis des images ont été rajoutées : le lapin, les logos de l'école et du service des Nouveaux Animaux de Compagnie.

L'image du lapin blanc a été transformée depuis internet sur Adobe Photoshop CS4 version 11.0.

Nous avons choisi de rappeler brièvement les indications chirurgicales et les paramètres anatomo-physiologiques importants à prendre en compte pour conseiller le propriétaire, mais également pour rappeler les paramètres vitaux à vérifier lors de l'examen clinique d'admission et pour mettre en avant les particularités à prendre en compte lors de la chirurgie.

Dans le paragraphe suivant, nous avons rappelé les points fondamentaux de l'examen pré-opératoire. Sont ensuite déclinés successivement le matériel à mettre dans le plateau d'anesthésie sous forme de liste à cocher ainsi que les différentes étapes de la préparation du patient. Sur la seconde page, nous avons listé le matériel chirurgical utile à la réalisation de la procédure, puis nous avons rappelé les grandes étapes de la chirurgie en mettant en avant les particularités et les précautions à prendre en compte. Enfin, un tableau récapitule le suivi et les complications post-opératoires.

Chaque fiche porte un numéro attribué dans l'ordre dans lequel les procédures ont été présentées dans la première partie de cette thèse.

La vidéo a été lancée une fois l'animal drapé. Aucune coupe n'a été effectuée lors du tournage. Les vidéos ainsi filmées ont été récupérées à l'aide d'une clé USB. Les vidéos ont été traitées à l'aide d'un logiciel de montage Lightworks® version 12.5. Les vidéos en format MPEG-4 ont été importées et compressées par le logiciel afin d'être traitées. Dans un premier temps, le logiciel interne de l'endoscope ayant fractionné le film de la procédure en plusieurs séquences, nous avons mis toutes les séquences à la suite les unes des autres. Puis nous avons supprimé la bande audio. Les séquences inutiles ont été éliminées (plans sans intérêts ou ceux pour lesquels les mains du chirurgien masquent la zone filmée), et certaines ont été accélérées jusqu'à 4 fois par rapport à leur vitesse initiale (pour les sutures par exemple). La couleur a été corrigée afin d'avoir de meilleurs contrastes. Des effets ont ensuite été rajoutés ; les titres, les transitions et les gros plans (voir tableau 4 et 5). Les poses de cathéter ont été filmées durant les hospitalisations. Elles ont été effectuées par les étudiants et les cliniciens du service des NAC du CHUVA. Le montage vidéo a également été fait avec le logiciel Lightworks 12.5. Concernant les vidéos sur les techniques d'intubation, elles ont été très peu modifiées (modification ou ajout du son, quelques coupes de séquences, ajout de titres et de transitions) à l'aide du même logiciel (voir tableau 6 à 8).

Des photos prises à partir des vidéos ont été légendées à l'aide du logiciel Photoshop CS4 version 11.0 et insérées à plusieurs étapes des procédures de stérilisation (voir tableau 9).

Pour la femelle, un cadran a également été créé grâce à Photoshop CS4 version 11.0 pour connaître le sens dans lequel était positionné l'animal.

Une séquence de texte déroulant présente les crédits.

Tableau 4 : Description des effets utilisés au cours de la vidéo présentant la castration du lapin

Temps	Type d'effets	Titre et description
00:00.00 - 00:22.09	Page d'introduction	Logo de l'ENVA sur fond blanc
00:03.05 - 00:19.24	Titre	Apparition progressive en police Hannonate violette : « La castration à testicule découvert par voie scrotale du lapin »
00:19.24 - 00:22.09	Transition	Wipe : Passage à la séquence suivante par un rond central.
00:22.09 - 00:41.19	Bandeau de titre	Sur un bandeau violet transparent, en police Hannonate blanche : « Bloc intrastestriculaire : 0,2 mL de mélange par testicule : 0,1 mL de lidocaïne 2%, 0,1 mL de bupivacaïne 0,5%, 0,8 mL de NaCl 0,9% »
00:41.19 - 00:47.07	Transition et titre	Dissolution suivit d'un noir combiné à un titre (« orchidectomie ») dans une ellipse lumineuse puis dissolution
00:50.08 - 00:50.20	Transition	Passage d'une séquence à l'autre par un <i>squeeze</i>
00:50.14 - 00:52.24	Titre	Apparition progressive en police Hannonate violette : « Incision cutanée »
00:59.03 - 01:03.06	Titre	Apparition progressive en police Hannonate violette : « Incision de la vaginale »
01:04.02 - 01:08.14	Titre	Apparition progressive en police Hannonate violette : « Extériorisation du testicule »
01:30.13 - 01:40.04	Titre	Apparition progressive en police Hannonate violette : « Rupture du <i>gubernaculum testis</i> »
01:41.02 - 01:44.21	Titre	Apparition progressive en police Hannonate violette : « Ligature des conduits spermatique et vasculaire »
01:44.21 - 02:31.04	Bandeau de titre	Sur un bandeau violet transparent, en police Hannonate blanche : « Ligature : Fil monobrin à résorption rapide 4-0 (Biosyn®) »
02:31.04 - 02:38.20	Titre	Apparition progressive en police Hannonate violette : « Incision des cordons spermatique et vasculaire »
02:45.10 - 02:47.18	Titre	Apparition progressive en police Hannonate violette : « Vérifications de l'hémostase »
02:49.10 - 02:50.09	Transition	Wipe : apparition de la seconde vidéo à partir d'un angle
02:50.09 - 02:53.09	Gros plan	Superposition d'une seconde vidéo d'une autre castration permettant de montrer les structures avec plus de détails.
02:53.09 - 02:53.24	Transition	Wipe : Réduction de la taille de la seconde vidéo
02:53.24 - 03:10.13	Superposition de vidéos	Deux vidéos en simultanées. En fond, la suite de l'originale, en petit dans le coin la suite de la seconde castration.
03:09.18 - 03:10.13	Transition	Wipe : Retrait de la vidéo par un angle
03:14.20 - 04:01.02	Bandeau de titre	Sur un bandeau violet transparent, en police Hannonate blanche : « Suture de la vaginale : Point en X, Fil monobrin à résorption rapide 4-0 (Biosyn®), aiguille ronde 1/2 »

Temps	Type d'effets	Titre et description
03:19.22 - 03:20.05	Transition	Grossissement progressif
03:20.05 - 03:25.24	Gros plan	Agrandissement de l'image pour cette séquence
03:25.24 - 03:26.07	Transition	Dégrossissement progressif
04:10.14 - 04:53.12	Bandeau de titre	Sur un bandeau violet transparent, en police Hannonate blanche : « Suture cutanée : Point simple, Fil monobrin à résorption rapide 4-0 (Biosyn®), aiguille ronde 1/2 »
04:58.06 - 05:36.00	Distribution	Rouleau défilant

Tableau 5 : Description des effets utilisés au cours de la vidéo présentant l'ovario-hystérectomie de la lapine

Temps	Type d'effets	Titre
00:00.00 - 00:13.00	Page d'introduction	Logo de l'ENVA sur fond blanc
00:02.04 - 00:11.24	Titre	Apparition progressive en police Hannonate violette : « L'ovario-hystérectomie de la lapine »
00:11.21 - 00:13.00	Transition	Wipe : Passage à la séquence suivante par un rond central.
00:21.07 - 00:13.00	Titre	Apparition progressive en police Hannonate violette : « Incision cutanée »
00:28.07 - 00:30.16	Titre	Apparition progressive en police Hannonate violette : « Ponction de la ligne blanche »
00:37.14 - 00:42.08	Titre	Apparition progressive en police Hannonate violette : « Incision de la ligne blanche »
01:00.15 - 01:03.18	Titre	Apparition progressive en police Hannonate violette : « Extériorisation de l'utérus »
01:40.05 - 01:43.18	Titre	Apparition progressive en police Hannonate violette : « Ponction de la vessie (si besoin) »
01:44.12 - 01:47.13	Titre	Apparition progressive en police Hannonate violette : « Splash d'anesthésique local sur les pédicules ovariens »
01:50.11 - 01:58.13	Transition et titre	Dissolution suivi d'un noir combiné à un titre (« ovariectomie ») dans une ellipse lumineuse puis dissolution
01:59.05 - 02:02.03	Titre	Apparition progressive en police Hannonate violette : « Extériorisation de l'ovaire »
02:25.04 - 02:31.02	Titre	Apparition progressive en police Hannonate violette : « Clamper le pédicule ovarien »
02:41.17 - 02:45.14	Titre	Apparition progressive en police Hannonate violette : « Effectuer deux ligatures »
02:45.14 - 04:20.07	Bandeau de titre	Sur un bandeau violet transparent, en police Hannonate blanche : « Ligature du pédicule : Fil tressé résorbable 3-0 (Vicryl) »

Temps	Type d'effets	Titre
04:20.24 - 04:26.01	Titre	Apparition progressive en police Hannonate violette : « Incision du pédicule ovarien »
04:34.24 - 04:39.04	Titre	Apparition progressive en police Hannonate violette : « Vérifier l'hémostase »
04:43.07 - 04:51.21	Transition et titre	Dissolution suivi d'un noir combiné à un titre (« hystérectomie ») dans une ellipse lumineuse puis dissolution
05:06.13 - 05:10.23	Titre	Apparition progressive en police Hannonate violette : « Ligature transfixante »
05:10.23 - 06:44.24	Bandeau de titre	Sur un bandeau violet transparent, en police Hannonate blanche : « Ligature, Fil tressé résorbable 3-0 (Vicryl), aiguille triangulaire »
06:16.00 - 06:20.02	Titre	Apparition progressive en police Hannonate violette : « Seconde ligature »
07:23.17 - 07:28.02	Titre	Apparition progressive en police Hannonate violette : « Vérifier l'hémostase »
07:34.16 - 07:35.06	Transition	Dissolution
07:35.24 - 09:08.13	Bandeau de titre	Sur un bandeau violet transparent, en police Hannonate blanche : « Suture musculaire : Surjet simple, fil monobrin à résorption lente 3-0 (dec 2), aiguille triangulaire »
09:13.07 - 09:13.19	Transition	Dissolution
09:14.20 - 11:32.15	Bandeau de titre	Sur un bandeau violet transparent, en police Hannonate blanche : « Suture cutanée : Surjet intradermique, fil monobrin à résorption rapide 4-0 (Biosyn), aiguille ronde 1/2 »
09:19.24 - 09:20.07	Transition	Grossissement progressif
09:20.07 - 09:39.15	Gros plan	Agrandissement de l'image pour cette séquence
09:39.15 - 09:39.23	Transition	Dégrossissement progressif
09:53.20 - 09:54.03	Transition	Grossissement progressif
09:54.03 - 10:03.06	Gros plan	Agrandissement de l'image pour cette séquence
10:03.06 - 10:03.14	Transition	Dégrossissement progressif
11:54.06 - 12:29.00	Distribution	Rouleau défilant

Tableau 6 : Description des effets utilisés au cours de la vidéo présentant la pose de cathéter auriculaire chez le lapin.

Temps	Type d'effets	Titre et description
00:00.00 - 00:10.10	Image de titre	Bandeau vertical, police Arial blanche : « Poser un cathéter auriculaire Cathéter 24-26 G (violet/jaune) préalablement flushé, 2 bandes de sparadrap, un tuteur (rouleau de compresses), bouchon perforable, seringue de flush » Photographie d'un lapin en contention
00:09.07 - 00:10.10	Transition	Dissolution
00:10.10 - 00:19.11	Superposition de vidéos	Deux vidéos en simultanées. L'une dans le coin montrant le trajet du cathéter. L'autre en fond montrant le geste technique de l'opérateur
00:19.11 - 00:20.00	Transition	Wipe : Agrandissement de la vidéo en coin
00:22.09 - 00:23.00	Transition	Dissolution
00:22.12 - 00:24.00	Titre	Apparition progressive en police Arial blanche : « Placer le tuteur »
00:24.16 - 00:25.06	Transition	Dissolution
00:24.21 - 00:26.09	Titre	Apparition progressive en police Arial blanche : « Fixer le cathéter »
00:29.13 - 00:31.11	Transition	Dissolution
00:30.12 - 00:33.01	Titre	Apparition progressive en police Arial blanche : « Flusher le cathéter »
00:36.13 - 00:37.00	Transition	Dissolution
00:39.11 - 00:42.01	Transition	Dissolution
00:42.01 - 01:36.00	Distribution	Rouleau défilant

Tableau 7 : Description des effets utilisés au cours de la vidéo présentant la pose du V-Gel® chez le lapin (adapté de DocsInnovent)

Temps	Type d'effets	Titre et description
00:00.00 - 00:04.16	Titre	Apparition progressive en police Hannonate violette : « Pose d'un masque laryngé (Vgel®) »
01:03.09 - 01:03.24	Transition	Dissolution
01:03.24 - 01:23.00	Distribution	Rouleau défilant

Tableau 8 : Description des effets utilisés au cours de la vidéo présentant l'intubation à l'aveugle chez le lapin.

Temps	Type d'effets	Titre et description
00:12.09 - 00:15.11	Titre	Apparition progressive en police Hannonate violette : « Maintenir la tête en hyperextension »
00:16.06 - 00:17.06	Transition	Wipe : Agrandissement de la vidéo partant du coin haut à droite
00:17.07 - 00:17.22	Transition	Wipe : Réduction de la vidéo en coin bas à gauche
00:17.22 - 00:28.18	Superposition de vidéos	Deux vidéos en simultanées. L'une dans le coin montrant le trajet de la sonde en endoscopie. L'autre en fond montrant le geste technique de l'opérateur
00:28.18 - 00:29.18	Transition	Wipe : Réduction de la vidéo en coin jusqu'à disparition.
00:29.18 - 00:40.18	Transition	Noir
00:40.18 - 01:00.00	Distribution	Rouleau défilant

Tableau 9 : Description des photographies légendées utilisées au cours des vidéos présentant les procédures chirurgicales de convenance.

Nom de la vidéo	Castration		Ovario-hystérectomie	
	Photographie légendées	00:47.07 - 00:50.08	Site d'incision et repères	00:13.00 - 00:15.10
00:55.17 - 00:59.03		Mise en évidence de la vaginale	00:15.17 - 00:18.15	Site d'incision et repères
01:12.22 - 01:20.17		Anatomie de l'appareil génital	00:26.07 - 00:28.07	Mise en évidence de la ligne blanche
01:26.18 - 01:29.23		Mise en évidence du <i>gubernaculum testis</i>	00:57.07 - 01:00.02	Mise en évidence de l'utérus
03:01.02 - 03:04.02		Mise en évidence de la vaginale	01:25.22 - 01:30.22	Présentation de l'utérus en place
			01:03.01 - 01:35.19	Mise en évidence de l'ovaire droit
			02:33.11 - 02:38.10	Anatomie de l'appareil génital
			05:00.21 - 05:05.21	Sites de ligature de l'utérus

La bande son a été créée grâce au logiciel AUDACITY 2.1.0 et un micro en branchement USB. Les musiques de fond ont été téléchargées sur le site Jamendo et Youtube afin de respecter les droits d'auteur.

Le questionnaire d'évaluation des pré-requis a été établi en accord avec le chef de service des NAC. Ainsi les questions posées rentrent dans le cadre des objectifs d'apprentissage. Ces objectifs étant hiérarchisés comme suit d'après (Toma *et al.*, 2000) :

« Rang A : Importance capitale dans l'exercice professionnel, qu'il n'est pas acceptable de ne pas avoir atteint au cours des examens.

Rang B : Importance moindre, correspondant aux connaissances et compétences nécessaires pour un exercice normal de la profession.

Rang C : n'intervient pas dans l'évaluation des étudiants, et sont donc facultatifs, mais destinés aux étudiants intéressés par la discipline, pour les inciter à approfondir, à aller plus loin s'ils le souhaitent. »

Le partage des données s'est fait grâce à la plateforme EVE et au logiciel MOODLE. Une page EVE a été créée par le service informatique de l'école dans laquelle figure la thèse rédigée, le questionnaire, les fiches techniques et les liens d'accès aux vidéos.

## RÉSULTATS

Quatre fiches techniques de deux pages ont ainsi été créées (annexe 6).

Pour les vidéos, la première difficulté rencontrée a été l'utilisation de la caméra endoscope. Normalement conçue pour effectuer la procédure en regardant l'écran, un temps d'adaptation était nécessaire. La caméra a finalement été placée plus en hauteur permettant au chirurgien de regarder directement son site chirurgical pour plus de simplicité. Pour la vidéo de l'ovario-hystérectomie, une seule ovariectomie (la seconde) a été conservée. Le choix de la séquence s'est essentiellement basé sur la qualité de la vidéo, afin de sélectionner celle montrant le plus de détails. Enfin, une bande son a été ajoutée sur toutes les vidéos. Cette bande son est composée d'un narrateur commentant la procédure et d'une ou plusieurs musiques en fonction de la durée de la vidéo et une musique pour le déroulé des crédits. L'adaptation au logiciel de montage était assez rapide. Des vidéos tutoriels étant disponibles sur internet, son utilisation était assez simple. Leur partage sur la plateforme *via* Youtube a permis de « chapitrer » les vidéos des chirurgies permettant à l'étudiant de sélectionner les temps chirurgicaux qu'il désire visionner (annexe 9).

Le questionnaire étudiant comporte ainsi 17 questions dont une question bonus. La question bonus étant un objectif de rang C pour l'unité d'enseignement. Les questions sont soit des questions à choix multiples ou des questions à réponses courtes. Les questions à réponses courtes ont une importance afin de s'assurer qu'un étudiant a bien compris l'enseignement mais le logiciel utilisé ne permet pas une notation juste. En effet, ce type de question amène une multitude de possibilité de réponses. Pour limiter ce phénomène il a été précisé de donner un ou plusieurs mots clés et en cas de plusieurs idées de les relier par des "+". De plus, une note plus basse leur sera attribuée afin d'éviter de pénaliser les étudiants. Par ailleurs le questionnaire pourra être mis en test avec une promotion d'étudiants afin de pouvoir enregistrer plusieurs types de réponses correctes.

## DISCUSSION

Ce projet a été conçu et réalisé afin d'apporter aux étudiants un support pédagogique leur permettant de se préparer pour entrer en bloc de convenance NAC. Pour ce faire le support pédagogique se compose de vidéos des procédures filmées à l'aide d'une caméra endoscopique permettant de bien visualiser les différentes étapes des procédures sans gêner ou être gêné par le chirurgien, ce qui arrive souvent lors de film avec une caméra main.

Ce projet propose donc une meilleure qualité d'image mais aussi un accompagnement de l'étudiant dans son apprentissage par l'ajout de fiches récapitulatives ainsi que d'autres vidéos des techniques péri-opératoires complétées par un questionnaire d'évaluation.

Quelques difficultés ont été rencontrées lors de la réalisation du projet.

En effet, le choix de filmer lors des opérations de convenances prévues au service NAC du CHUVA nous rendait tributaire des aléas de rendez-vous correspondant : annulation de dernière minute par le propriétaire, refus de tournage de la procédure. De plus, les procédures filmées étant réalisées en tout ou partie par le chef de service des NACs et les vidéos étant effectuées durant les convenances faites par les étudiants, cela impliquait que moins d'étudiants pourraient effectuer la chirurgie.

La caméra était empruntée au service de chirurgie générale nécessitant de s'organiser avec ce dernier et la présence obligatoire pour des raisons d'assurance, du chef de service des NACs.

Ces deux facteurs ont été la cause principale du nombre restreint de vidéos finalement effectuées. L'utilisation du créneau de convenance a permis de s'affranchir de l'utilisation d'animaux d'expérimentation. De plus, la réalisation des procédures par le chef de service a permis d'avoir des gestes techniques plus fluides.

La prise en main de la caméra a demandé un temps d'adaptation assez court. Une seule vidéo a été refaite, sinon les premières prises ont été satisfaisantes.

Le logiciel de montage utilisé était assez intuitif mais incomplet, s'agissant une version gratuitement téléchargeable. Les options étaient néanmoins suffisantes pour la réalisation de ce projet.

En 2008, Larrat a élaboré un logiciel disponible sur CD-ROM à destination des praticiens vétérinaires, et non spécifiquement aux étudiants en école vétérinaire. Le travail était plus vaste car les procédures de stérilisations présentées concernaient plus d'espèces. Les films ont été effectués avec une caméra à main. Le but de son étude différait donc par le public ciblé et la production d'une banque de données plus importante.

Le but de notre projet étant de préparer les étudiants à leur rotation de chirurgie de convenance des lapins, la totalité des supports a été élaborée en accord avec les pratiques du service des NACs de l'école vétérinaire d'Alfort, qui dans certains cas peuvent différer avec les préconisations de la littérature scientifique (voir tableau 8).

Ce projet s'inscrit ainsi dans la liste des outils pédagogiques numériques donnant des possibilités de partage d'expérience auprès des étudiants.

Tableau 8 : Comparaison des pratiques du SNacA avec celle de la bibliographie en matière de chirurgie de convenance chez le lapin

	Techniques effectuées au service NAC	Autres techniques notées dans la littérature
Ligature du conduit testiculaire	Ligature à l'aide d'un fil de suture (Capello, 2005a; Conn, 2000)	Nœud effectué (Jenkins, 2000, 2011)
Suture du scrotum	Oui (Bishop, 2002)	Non (Capello, 2005a; Szabo <i>et al.</i> , 2016)
Voie d'abord pour la castration	Scrotale (Richardson et Flecknell, 2006)	Pré-scrotale (Capello, 2005a; Conn, 2000; Mehler, 2006)
Site de ligature de l'utérus	Avant les cols (Bishop, 2002 ; Szabo <i>et al.</i> , 2016)	Chacun des cols indépendamment (Bishop, 2002; Capello, 2005b)
Suivi per-opératoire	Fluidothérapie (Brown, 1997; Cantwell, 2001; Longley, 2008)	Fluidothérapie non obligatoire (Jenkins, 2000)
Suivi post-opératoire	Contrôle dans les 7 jours et AI (+ buprénorphine pour la femelle en hospitalisation) (Brown, 1997; Mehler, 2006; Tessier, 2014)	Contrôle dans les 10 jours. (Pignon, 2014) Analgésie post-opératoire inconstante (Flecknell, 1998a).



# CONCLUSION

Le support pédagogique portant sur la chirurgie de convenue du lapin propose aux étudiants vétérinaires plusieurs types de documents : vidéos explicatives des chirurgies en situation réelle, fiches techniques résumant les étapes importantes depuis l'admission jusqu'au suivi post-opératoire et un questionnaire d'évaluation pour vérifier si les bases sont acquises.

Grâce aux matériels empruntés aux différents services de l'école (endoscope du service de chirurgie général, casque micro au service informatique), les vidéos effectuées sont de bonne qualité et permettent aux étudiants de voir en détail les procédures. Les fiches techniques sont courtes et didactiques permettant aux étudiants de disposer d'un support papier. Enfin l'ajout d'un questionnaire de validation des pré-requis permet de garantir la venue d'étudiants effectivement préparés au bloc opératoire.

Ce support est amené à évoluer, selon les avancées de la pratique des interventions de stérilisation du lapin mais aussi en ajoutant d'autres outils comme la possibilité de faire des travaux pratiques sur des cadavres de lapin. D'autres procédures chirurgicales pourront également être filmées à l'aide de cette technique et mises à la disposition des étudiants.



# BIBLIOGRAPHIE

- Banks RE, Sharp JM, Doss SD, Vanderford DA (2010). Chapter 4 - Rabbit, *in: Exotic Small Mammal Care and Husbandry*, John Wiley & Sons, pp. 49–59.
- Barone R (1996). , *in: Anatomie comparée des mammifères domestiques*, Vigot, p. 380.
- Bateman L, Ludders J, Gleed R, Erb H (2005). Comparison between facemask and laryngeal mask airway in rabbits during isoflurane anesthesia. *Vet. Anaesth. Analg.*, **32**, 280–288.
- Baumgartner C (2008). Effects of propofol on ultrasonic indicators of haemodynamic function in rabbits. *Vet. Anaesth. Analg.*, **35**, 100–112.
- Bellini L, Banzato T, Contiero B, Zotti A (2014). Evaluation of sedation and clinical effects of midazolam with ketamine or dexmedetomidine in pet rabbits. *Vet. Rec.*,
- Bishop CR (2002). Reproductive medicine of rabbits and rodents. *Veterinary Clin. North Am. Exot. Anim. Pract.*, **5**, 507–535.
- Borkowski R, Karas AZ (1999). Sedation and Anesthesia of pet rabbits. *Clin. Tech. Small Anim. Pract.*, **14**, 44–49.
- Brinyldsen PB, Lennox AM, Paredes G (2009). Intratesticular blocks in rabbits. *Exot. DVM*, **11**, 9.
- Brown SA (1997). Clinical techniques in rabbits. *Semin. Avian Exot. Pet Med.*, **6**, 86–95.
- Cantwell S (2001). Ferret, rabbit, and rodent anesthesia. *Veterinary Clin. North Am. Exot. Anim. Pract.*, **4**, 169–191.
- Capello V (2005a). Surgical techniques for Orchiectomy of the pet rabbit. *Exot. DVM*, **7**, 23–32.
- Capello V (2005b). Surgical techniques for neutering the female pet rabbit. *Exot. DVM*, **7**, 15–21.
- Cau D (2001). Opération de convenue chez le furet, les rongeurs et lagomorphes de compagnie. (Thèse Med Vet). Oniris Ecole Nationale Vétérinaire Agroalimentaire et de l'Alimentation Nantes-Atlantique, Nantes.
- Conn M (2000). Rabbit neutering techniques. *Exot. DVM*, **2**, 4.
- Cooper CS, Metcalf-Pate KA, Barat CE, Cook JA, Scorpio DG (2009). Comparison of Side Effects between Buprenorphine and Meloxicam Used Postoperatively in Dutch Belted Rabbits (*Oryctolagus cuniculus*). *J. Am. Assoc. Lab. Anim. Sci. JAALAS*, **48**, 279–285.
- Cordeiro-Falcão S, Rodrigues-Pereira-Junior J, Coelho AR (2011). Technique of blind tracheal intubation in rabbits (*Oryctolagus cuniculi*) supported by previous maneuver of esophageal cannulization. *Acta Cirúrgica Bras.*, **26**.
- Crotaz IR (2010). Initial feasibility investigation of the v-gel airway: an anatomically designed supraglottic airway device for use in companion animal veterinary anaesthesia. *Vet. Anaesth. Analg.*, **37**, 579–580.
- Cruz FS, Carregaro AB, Raiser AG, Zimmerman M, Lukarsewski R, Steffen RP (2010). Total intravenous anesthesia with propofol and S(+)-ketamine in rabbits. *Vet. Anaesth. Analg.*, **37**, 116–122.
- Delk KW, Carpenter JW, KuKanich B, Nietfeld JC, Kohles M (2014). Pharmacokinetics of meloxicam administered orally to rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) for 29 days. *Am. J. Vet. Res.*, **75**, 195–199.

- Difilippo SM, Norberg P, Suson U, Savino A, Reim D (2004). A comparison of xylazine and medetomidine in an anesthetic combination in New Zealand White Rabbits. *Contemp. Top. Lab. Anim. Sci.*, **43**, 32–34.
- Divers SJ (2000). Technique for a nasal intubation of a rabbit. *Exot. DVM*, **2**, 11–12.
- Flecknell P (1998a). Analgesia in small mammals. *Semin. Avian Exot. Pet Med.*, **7**, 41–47.
- Flecknell P (1998b). Developments in the veterinary care of rabbits and rodents. *In Pract.*, **20**, 286–295.
- Flecknell P, Roughan JV, Hedenqvist P (1999). Induction of anaesthesia with sevoflurane and isoflurane in the rabbit. *Lab. Anim.*, **33**, 41–46.
- Fredholm DV, Carpenter JW, KuKanich B, Kohles M (2013). Pharmacokinetics of meloxicam in rabbits after oral administration of single and multiple doses. *Am. J. Vet. Res.*, **74**, 636–641.
- Girling S (2003). Chapter 13 - Basic Small mammals anatomy and physiology, *in: Veterinary Nursing of Exotic Pets.*, pp. 195–222.
- Graham J (2006). Common Procedures in Rabbits. *Veterinary Clin. North Am. Exot. Anim. Pract.*, **9**, 367–88, vii.
- Graham J, Mader DR (2011). Section II - Chapter 13 - Basic Approach to Veterinary Care, *in: Ferrets, Rabbits and Rodents: Clinical Medicine and Surgery.*, Elsevier Health Sciences, pp. 174–182.
- Grint NJ, Murison PJ (2007). Peri-operative body temperatures in isoflurane-anaesthetized rabbits following ketamine–midazolam or ketamine–medetomidine. *Vet. Anaesth. Analg.*, **34**, 181–189.
- Grint NJ, Murison PJ (2008). A comparison of ketamine–midazolam and ketamine–medetomidine combinations for induction of anaesthesia in rabbits. *Vet. Anaesth. Analg.*, **35**, 113–121.
- Harvey L, Knowles T, Murison PJ (2012). Comparison of direct and Doppler arterial blood pressure measurements in rabbits during isoflurane anaesthesia. *Vet. Anaesth. Analg.*, **39**, 174–184.
- Hawkins MG, Pascoe PJ (2011). Section VI - Chapter 31 - Anesthesia, Analgesia, and Sedation of Small Mammals, *in: Ferrets, Rabbits and Rodents: Clinical Medicine and Surgery.*, Elsevier Health Sciences, pp. 429–451.
- Hedenqvist P (2002). Anaesthesia with ketamine/medetomidine in the rabbit: influence of route of administration and the effect of combination with butorphanol. *Vet. Anaesth. Analg.*, **29**, 14–19.
- Hedenqvist P, Roughan JV, Orr HE, Anthunes L (2001). Assessment of ketamine/medetomidine anaesthesia in the New Zealand White rabbit. *Vet. Anaesth. Analg.*, **28**, 18–25.
- Hegelen M, Thiriet A (2012). Atlas photographique de l'anatomie clinique des NAC (Petits mammifères à l'exception du furet) (Thèse Med Vet). Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Maisons Alfort.
- Hellebrekers LJ (1997). A comparison between medetomidine- ketamine and medetomidine-propofol anaesthesia in rabbits. *Lab. Anim.*, **31**, 58–69.
- Henke J, Astner S, Brill T, Eissner B, Busch R, Erhardt W (2005). Comparative study of three intramuscular anaesthetic combinations (medetomidine / ketamine, medetomidine / fentanyl / midazolam and xylazine / ketamine) in rabbits. *Vet. Anaesth. Analg.*, **32**, 261–270.
- Huynh M, Poumeyrol S, Pignon C, Teuff G, Zilberstein L (2015). Intramuscular administration of alfaxalone for sedation in rabbits. *Vet. Rec.*, **176**, 255.
- Imai A, Eisele P, Steffey E (2005). A new airway device for small laboratory animals. *Lab. Anim.*, **39**, 111–115.

- Inglis S, Strunk A (2009). Rabbit anesthesia. *LabAnimal*, **38**, 84–85.
- Jenkins J (2000). Surgical sterilization in small mammals. Spay and castration. *Veterinary Clin. North Am. Exot. Anim. Pract.*, **33**, 617–627.
- Jenkins JR (2011). Section II - Chapter 21 - Soft Tissue Surgery, *in: Ferrets, Rabbits and Rodents: Clinical Medicine and Surgery*, Elsevier Health Sciences, pp. 269–278.
- Johnston MS (2005). Clinical Approaches to Analgesia in Ferrets and Rabbits. *Semin. Avian Exot. Pet Med.*, **14**, 229–235.
- Jonhson DH (2005). Over the endoscope, Endotracheal intubation of Small exotic mammals. *Exot. DVM*, **7**, 18–25.
- Kazakos GM, Anagnostou T, Savvas I, Raptopoulos D, Psalla D, Kazakou I (2007). Use of the laryngeal mask airway in rabbits: placement and efficacy. *LabAnimal*, **36**, 29–34.
- Kelleher S (2007). Technique for intubating rabbit. *Exot. DVM*, **9**, 14.
- Klaphake E, Paul-Murphy J (2011). Section II - Chapter 17 - Disorders of the Reproductive and Urinary Systems, *in: Ferrets, Rabbits and Rodents: Clinical Medicine and Surgery*, Elsevier Health Sciences, pp. 217–231.
- Kramer M (2005). Rabbit ovariohysterectomy vs. ovariectomy. *Exot. DVM*, **7**, 5–6.
- Kremer R (2003). Utilisation des anti-inflammatoires et des anesthésiques chez les rongeurs et lagomorphes de compagnie. (Thèse Med Vet). Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon, Lyon.
- Larrat S (2008). Création d'un CD-ROM vidéo présentant les opérations de stérilisation des furets, des lapins et des rongeurs de compagnie (Thèse Med Vet). Oniris Ecole Nationale Vétérinaire Agroalimentaire et de l'Alimentation Nantes-Atlantique, Nantes.
- Lennox AM, Capello V (2008). Tracheal Intubation in Exotic Companion Mammals. *J. Exot. Pet Med.*, **17**, 221–227.
- Longley L (2008). Anaesthesia and analgesia in rabbits and rodents. *In Pract.*, **30**, 92–97.
- Marsh MK, McLeod SR, Hansen A, Maloney S (2009). Induction of anaesthesia in wild rabbits using a new alfaxalone formulation. *Vet. Rec.*, **164**, 122–123.
- McIntosh MP, Narita H, Kameyama Y, Rajewski R, Goto H (2007). Evaluation of mean arterial blood pressure, heart rate, and sympathetic nerve activity in rabbits after administration of two formulations of etomidate. *Vet. Anaesth. Analg.*, **34**, 149–156.
- Mehler SJ (2006). Chapter 17: Common Surgical procedures, *in: Manual of Rabbit Medicine and Surgery*, Flecknell P & Anna Meredith, pp. 166–183.
- Metehan U, Kiraz H, Ovali M, Sahin H, Erbas M, Toman H (2015). The investigation of airway management capacity of v-gel and cobra-PLA in anaesthetised rabbits. *Acta Cirúrgica Bras.*, **30**, 80–86.
- Morera N (2003). Alternative blood collection Sites in rabbit and ferret. *Exot. DVM*, **5**, 21.
- Murphy KL, Roughan J, Baxter M, Flecknell P (2010). Anaesthesia with a combination of ketamine and medetomidine in the rabbit: effect of premedication with buprenorphine. *Vet. Anaesth. Analg.*, **37**, 222–229.
- Navarrete-Calvo R, Gómez-Villamandos RJ, Morgaz J, Domínguez J, Fernández-Sarmiento A, Muñoz-Rascón P, et al. (2014). Cardiorespiratory, anaesthetic and recovery effects of morphine combined with medetomidine and alfaxalone in rabbits. *Vet. Rec.*, **174**, 95.
- Nedelec C (2013). Elaboration d'un guide pratique des médicaments à usage vétérinaire chez le lapin de compagnie (Thèse Med Vet). Oniris Ecole Nationale Vétérinaire Agroalimentaire et de

l'Alimentation Nantes-Atlantique, Nantes.

O'Malley B (2005). Chapter 8: Rabbits, *in: Clinical Anatomy And Physiology Of Exotic Species: Structure and Function of Mammals, Birds, Reptiles, and Amphibians*,. Saunders (W.B.) Co Ltd.

Orr HE, Roughan J, Flecknell P (2005). Assessment of ketamine and medetomidine anaesthesia in the domestic rabbit. *Vet. Anaesth. Analg.*, **32**, 271–279.

Phaneuf LR, Barker S, Groleau MA, Turner PV (2006). Tracheal Injury after Endotracheal Intubation and Anesthesia in Rabbits. *J. Am. Assoc. Lab. Anim. Sci.*, **45**, 67–72.

Pignon C (2014). Partie I - Chapitre 3 - Chirurgie chez le lapin, *in: Guide Pratique de Chirurgie Des NAC*,.

Richardson C, Flecknell P (2006). Routine neutering of rabbits and rodents. *In Pract.*, **28**, 70–79.

Salissard M (2013). La lapine, une espèce à ovulation provoquée. Mécanismes et dysfonctionnement associé : la pseudo-gestation. (Thèse Med Vet). Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, Toulouse.

Shafford HL, Schadt JC (2008). Respiratory and cardiovascular effects of buprenorphine in conscious rabbits. *Vet. Anaesth. Analg.*, **35**, 326–332.

Smith J, Robertson L, Auhll A, March T, Derring C, Bolon B (2004). Endotracheal Tubes Versus Laryngeal Mask Airways in Rabbit Inhalation Anesthesia: Ease of Use and Waste Gas Emissions. *Contemp. Top. Lab. Anim. Sci.*, **43**, 22–25.

Souza M, Grenacre C, Cox S (2008). Pharmacokinetics of orally administered tramadol in domestic rabbits (*Oryctolagus cuniculus*). *Am. J. Vet. Res.*, 979–982.

Szabo Z, Bradley K, Kosanovich Cahalane A (2016). Rabbit Soft Tissue Surgery. *Vet. Clin. Exot. Anim.*, **19**, 159–188.

Tessier E (2014). Chirurgie de convenance chez les NAC. *L'essentiel*,.

Toma B, Gogny M, Grenier B (2000). Bonnes pratiques pédagogiques et évaluation en enseignement vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort.

Toman H, Erbas M, Kiraz H, Sahin H, Ovali M, Uzun M (2015). Comparison of the effects of classic LMA, cobraPLA and V-gel rabbit on QTc interval. *Bratisl. Med. J.*, **116**, 632–636.

Tran H, Puc M, Tran JV, Del Rossi A, Hewitt C (2001). A method of endoscopic endotracheal intubation in rabbits. *Lab. Anim.*, **35**, 249–252.

Turner PV, Cheng Chen H, Taylor WM (2006). Pharmacokinetics of meloxicam in rabbits after single and repeat oral dosing. *Comp. Med.*, **56**, 63–67.

Tutunaru A, Sonea A, Drion P, Serteyn D, Sandersen C (2013). Anaesthetic induction with alfaxalone may produce hypoxemia in rabbits premedicated with fentanyl/ droperidol. *Vet. Anaesth. Analg.*, **40**, 650–659.

Vella D, Donnelly TM (2011). Section II - Chapter 12 - Basic Anatomy, Physiology, and Husbandry, *in: Ferrets, Rabbits and Rodents: Clinical Medicine and Surgery*,. Elsevier Health Sciences, pp. 157–173.

Vennen KM, Mitchell MA (2009). CHAPTER 14 - RABBITS, *in: Tully, M.A.M.N. (Ed.), Manual of Exotic Pet Practice*,. W.B. Saunders, Saint Louis, pp. 375–405.

Verwaerde P, Estrade C (2005). Partie 5: Anesthésie générale, *in: Vade-Mecum D'anesthésie Des Carnivores Domestiques*,. p. 165.

Wenger S (2012). Anesthesia and analgesia in rabbits and rodents. *J. Exot. Pet Med.*, **21**, 7–16.

# ANNEXES

## Liste des annexes :

### Annexe 1 :

Tableau répertoriant les caractéristiques (mécanisme, posologie, indication, effets secondaires et associations possibles) des molécules anesthésiques et analgésiques utilisables chez le lapin ..... p 50

### Annexe 2 :

Tableau répertoriant des exemples de protocoles de prémédication utilisés chez le lapin ..... p 56

### Annexe 3 :

Tableau répertoriant les molécules antagonistes des anesthésiques et analgésiques utilisables chez le lapin ..... p 57

### Annexe 4 :

Tableau répertoriant des exemples de protocoles anesthésiques utilisés chez le lapin (induction et maintien)..... p 58

### Annexe 5 :

Tableau répertoriant les molécules pouvant constituer une trousse d'urgence lors d'anesthésie du lapin..... p 60

### Annexe 6

Fiches techniques..... p 61

### Annexe 7

Questionnaire de pré-requis..... p 70

### Annexe 8

Page d'accueil EVE..... p 74

### Annexe 9

Page d'accueil Youtube des vidéos..... p 75

**Annexe 1 : Tableau répertoriant les caractéristiques (mécanisme, posologie, indication, effets secondaires et associations possibles) des molécules anesthésiques et analgésiques utilisables chez le lapin** (Brown, 1997 ; Hellebrekers, 1997 ; Borkowski et Karas, 1999 ; Flecknell *et al.*, 1999 ; Cantwell, 2001 ; Hedenqvist, 2002 ; Kremer, 2003 ; Morera, 2003 ; Difilippo *et al.*, 2004 ; Jonhson, 2005 ; Orr *et al.*, 2005 ; Turner *et al.*, 2006 ; McIntosh *et al.*, 2007 ; Grint et Murison, 2007, 2008 ; Baumgartner, 2008 ; Lennox et Capello, 2008 ; Shafford et Schadt, 2008 ; Souza *et al.*, 2008 ; Inglis et Strunk, 2009 ; Marsh *et al.*, 2009 ; Vennen et Mitchell, 2009 ; Cruz *et al.*, 2010 ; Murphy *et al.*, 2010 ; Vella et Donnelly, 2011 ; Wenger, 2012 ; Salissard, 2013 ; Bellini *et al.*, 2014 ; Delk *et al.*, 2014 ; Navarrete-Calvo *et al.*, 2014 ; Tessier, 2014 ; Huynh *et al.*, 2015)

Famille	Molécules	Mécanisme	Posologie (mg/kg)	Indications			Effets secondaires	Associations
				Analgesie	Anesthésie	Autres		
Opioides	Généralités	Inhibition de la transmission de la stimulation nociceptive dans la corne dorsal de la moelle épinière. Activation des voies inhibitrices descendantes, inhibition des voies supraspinal afférentes et diminue le relargage des neurotransmetteurs dans la moelle épinière. ( $\mu$ -1, $\mu$ -2, $\mu$ -3, $\kappa$ , $\delta$ . M-1 et $\kappa$ sont les récepteurs de la douleur les plus importants chez les mammifères)	Action courte	<b>Majeur</b> Aiguë à suraiguë, Post chirurgicale, Traumatique, Douleur abdominale ou viscérale ou urogénitale. Bonne en préopératoire mais attention à la molécule utiliser car certaines empêchent l'ajustement par la suite (buprénorphine)		Antagonisable mais attention à l'analgesie!	Mineurs comparés à leur potentiel analgésiques : Iléus et stase gastrique chez le lapin surtout. Mais s'ils sont induits par la douleur c'est d'autant plus difficile à traiter. Une réalimentation et une fluidothérapie adéquate permettent de contrer facilement la baisse de motilité intestinale. Tous les opioïdes n'ont pas le même effet sur la motilité intestinale. Dépression cardio-respiratoire.	Baisse pourcentage d'Isoflurane à 1,5-1,75%. Kétamine: réduit dose de la kétamine et les effets secondaires. Association avec des benzodiazépines permet une bonne sédation et une analgesie pré-opératoire.
	Morphine	Pure agoniste $\mu$ . Augmente le seuil de perception de la douleur	0,5-2 IM/SC q2-4h	Très bonne	Légère dépression du SNC		Dépresseur respiratoire, diminution sécrétions bronchiques, antitussif, bronchoconstriction (apnée >5mg/kg), hypoventilation, myosis, vasodilatation (hypotension orthostatique), Bradycardie, syncopes, diminue péristaltisme digestif (constipation, iléus), hypothermie. ATTENTION, si IV hypertension, dépressin respiratoire, bradycardie, hyperglycémie.	

<b>Opiïdes</b>	Fentanyl	Pure agoniste $\mu$ réversible avec butorphanol ou buprénorphine	0,2-0,5 IM 30min (CRI 0,02 à 0,05 mg/kg/h)	Douleur modérée à sévère (somatique et viscérale), Avec fluanisone suffit pour petite intervention comme une biopsie	Bonne en asso avec fluanisone ou drotéridol	Myorelaxation avec benzodiazépine et fluanisone	Dépresseur respiratoire et cardiaque, constipation, baisse d'appétit, rétention urinaire, déconseillé chez hypertherme. Non recommander car diminution forte de l'appétit !	Avec le fluanisone (0,093 à 0,095 mg/kg de fentanyl et 2 à 3 mg/kg de fluanisone) ou le drotéridol (Formulations non disponibles en France) Avec la kétamine et/ou lidocaïne en CRI
	Buprénorphine	Agoniste partiel $\mu$ (forte affinité) et antagoniste $\kappa$ .	0,01-0,05 IV/IM/SC q6-12h Met 15-30 min à agir si IV	Petite à moyenne douleur. Ne diminue pas le comportement de douleur. Surtout la douleur viscérale. Plateau à partir d'une certaine dose (= analgésie maximale). A utiliser en post-opératoire.	Légère somnolence. Augmente la durée d'anesthésie en association	Réverse le fentanyl tout en continuant un effet analgésique	Dépresseur respiratoire. Peu d'effet gastro-intestinaux, à la dose indiquée. Hypoxémie modérée tolérée (lapin conscient).	Relai AINS en post opératoire.
	Butorphanol	Mixte : agoniste des $\kappa$ et $\sigma$ , antagoniste $\mu$ .	0,1-0,5 SC/IM/IV q2-6h Pour 0,5 IV ( $t_{1/2}$ =1,5h) SC ( $t_{1/2}$ =3h)	Petite à moyenne douleur. Plutôt viscérale. Pas somatique. Mais demande beaucoup d'injections car la durée d'action est courte (2-3h)	Légère somnolence. Augmente la durée d'anesthésie en association	Réverse fentanyl tout en continuant un effet analgésique	Dépresseur respiratoire à haute dose. Hypoxémie modérée et bradycardie modérée	0,4 mg/kg de butorphanol en SC associé à la kétamine et la médétomidine permet de prolonger l'anesthésie. Avec l'isoflurane 0,4 mg/kg de butorphanol permet de réduire significativement la MAC
<b>Dérivés des opioïdes</b>	Tramadol	Agoniste récepteurs $\mu$ . 2 propriétés d'opioïdes: inhibition de la recapture de la sérotonine et de la norépinephrine. Mécanisme non compris en entier.	10-11 PO q12-24h 5 PO q4-8h	Petite à sévère douleur chronique. => Peu d'étude mais donne une analgésie acceptable cliniquement			Dépression respiratoire et cardiaque en injectable. Effets sur SNC et digestif (anorexie notamment) en cas de surdosage	
	Méthadone	Pure agoniste $\mu$ et antagoniste non compétitif des NMDA. Recapture de noradrénaline et de sérotonine	0,2-2 IV IM, SC q3-4h	Douleur chroniques ou neuropathiques. 1-1,5 fois plus puissante que la morphine et plus rapide		Sédatif plus important que morphine	Halètement, gémissements, sédation, défécation, constipation, bradycardie, dépression respiratoire	
<b>Phénotiazines</b>	Acépromazine	Antagoniste dopaminergique	0,25-1 IM / SC Effet obtenu au bout de 15-30 min et pic au bout de 30-40 minutes	Non analgésique		Tranquillisation légère à modérée	Signes extrapyramidaux, vasodilatation périphérique, hypotension, prédispose à l'hypothermie. Ne as administrer si anémié. Diminue la sécrétion de larmes	Association avec la kétamine (anesthésie légère)

<b>Benzodiazépines</b>	Diazepam	Agoniste GABA. Diminue le relargage des cathécolamines	0,5-2 IV/IM	Non analgésique		Seul pour sédation en préopératoire: Myorelaxation Anxiolytiques	monitoring car hypotension (propylène), vasodilatation, irritant en IM (grande osmolarité et pH élevé), dépression respiratoire si injection en IV trop rapide	Association avec un opioïde permet une sédation et une analgésie pré-opératoire. Et notamment l'association avec fentanyl/fluanisone est sûre et effective. Avec kétamine: Réduit le risque de dépression cardio-pulmonaire et bonne myorelaxation.
	Midazolam	Agoniste GABA	0.25-2 IM/IV Courte durée T <sub>1/2</sub> = 2-3h	Non analgésique. Bonne si associé à un α2-agoïste ou un opioïde (butorphanol)		Sédatif procédure simple et peu douloureuse. Myorelaxation	Vasodilatation, apnée possible par hypotonie respiratoire surtout si injection en IV trop rapide	Avec kétamine risque de fibrose et nécrose myocardique, mais réduit le risque de dépression cardio-pulmonaire et bonne myorelaxation. Précipite avec la fluanisone (dilution requise mais pas avec une solution saline) Association avec un opioïde permet une sédation et une analgésie pré-opératoire. Et notamment l'association avec fentanyl/fluanisone est sûre et effective
<b>α2-agonistes</b>	Xylazines (À EVITER)	α2-agoniste pré et post-synaptique. Inhibe le relargage de noradrénaline	1-5 IM/IV/SC	analgésie suffisante pour de petite procédures surtout en association	Aucune	Myorelaxation. Antagonisé par atipamézole, yohimbine et tolazoline	Dépression hémodynamique: Bradycardie grave et dépression respiratoire chez le lapin (supplément oxygène avec masque ou intubation). Bloc atrio-ventriculaire de second degré, arythmies.	Avec kétamine: Moyenne à sévère hypotension et bradyarythmies. Antagonisme de la xylazine peut mener à une violente et dangereuse excitation musculaire.
	Médétomidine	α2-agoniste pré et post-synaptique. Inhibe le relargage de noradrénaline différence significative en réponse selon la race ou la lignée Antagonisable par atipamézole et rapidement antagonisable. A haute dose perte du réflexe de retournement	0.1-0.5 IM / SC	analgésie suffisante pour de petite procédures surtout en association	Aucune	Sédation dose dépendante Myorelaxation Potentialise autres agents. Lapin reste sensible au bruit ! Antagonisé par atipamézole, yohimbine et tolazoline	Vasoconstriction périphérique (difficulté placement du cathéter), dépression respiratoire importante suite à l'injection et sévère hypoxie (supplément oxygène avec masque ou intubation), bloc atrio-ventriculaire de second degré, bradycardie. Diminution de la SpO <sub>2</sub> , du pH artériel et de la pression artérielle.	Diminue la concentration des agents volatils (30-50% de la concentration sans) => 1-1,5% Avec kétamine : 20-30 minutes d'anesthésie au plan chirurgical et 90 minutes au total. Possible moyenne à sévère hypotension et bradyarythmies. Intubation plus simple et potentialise l'effet de l'isoflurane en maintenance, meilleur qualité et durée d'anesthésie que l'association medetomidine/midazolam/fentanyl chez un lapin en bonne santé (apnée peut-être éviter si utilisation de médétomidine/midazolam/fentanyl avec de l'atipamézole à 10-20% de la dose de médétomidine sans réduire la dose anesthésique et analgésique). Suivi au pulsoxymètre compliqué par la vasoconstriction engendrée. Le réveil complet se fait après 1 à 2 heures (peut être raccourci par l'atipamézole). La réversion par l'atipamézole annule l'analgésie un relai avec des AINS ou une association avec de la buprénorphine ou du butorphanol s'avèrent nécessaire. Avec propofol : 5-10 minutes anesthésie au plan chirurgical et un peu plus d'une heure au total.
	dexmédétomidine		0.05-0.125 IM	analgésie suffisante pour de petite procédures surtout en association	Aucune	Myorelaxation et sédation. Antagonisé par atipamézole, yohimbine et tolazoline	Vasoconstriction périphérique, dépression respiratoire modéré et sévère hypoxie (supplément oxygène avec masque ou intubation). Bloc atrio-ventriculaire de second degré. Diminution dose dépendante de la fréquence cardiaque et de la pression artérielle.	Avec kétamine: Possible moyenne à sévère hypotension et bradyarythmies

<b>Stéroïde neuro-actif</b>	Alfaxalone	Agoniste GABA, neurostéroïde	2-9 IV 5 IM	Aucune sans association	Légère en association	Sédation lourde en association. Réveil rapide	Apnées à l'induction (10-120 secondes) dose dépendante (>8 mg/kg) => préoxygénation importante et injecter sur 1 minute. Douleur à l'injection lorsque le volume augmente	Avec buprénorphine (0,03 mg/kg) induction possible. Utilisation d'Isoflurane en entretien. Avec médétomidine
	Etomidate	Inhibe la recapture du GABA. Rapidité d'action et petite période de reprise	0,6-2 IV		Hypnotique moyenne durée en perfusion. Inducteur en dose unique		Minimum d'effet cardiopulmonaire et dépresseur du système nerveux sympathique. Mais hémolyse, thrombophlébite et douleur à l'injection (hyperosmolarité du propylène, existe une formulation avec cyclodextrin n'ayant pas ces effets). Myoclonie possible (utilisation de benzodiazépines pour éviter)	Benzodiazépines évitent myoclonies. Donner avec des cristalloïdes.
<b>Dérivés phénoliques</b>	Propofol	Stimule récepteur GABA <sub>A</sub> et inhibe la recapture de GABA	3-6 IV	Aucune	Anesthésie légère de 20 minutes. La profondeur anesthésique au plan chirurgical courte et pouvant provoquer un arrêt respiratoire	Induction ou CRI. Pas d'excitation durant l'induction ou le réveil	Arrêt respiratoire usuel. Injection en quart toutes les 60 secondes pour diminuer les apnées, hypoxémie et l'hypotension pendant l'induction. Déconseiller si non intubé. Dépression cardio-respiratoire dose dépendante (sans bradycardie immédiate). Immédiate diminution du diamètre des vaisseaux et une diminution des performances ventriculaires ainsi qu'une augmentation de la résistance périphérique. Hypothermie possible.	La profondeur peut être augmentée en ajoutant 0,5-1% d'isoflurane après l'induction au propofol. Avec <u>Kétamine</u> : Diminue les doses de propofol et améliore la maintenance de la fréquence cardiaque.

<b>Cyclohexamide</b>	Kétamine	Antagoniste non compétitif du récepteur de la N-méthyl-D-aspartate dans le SNC.	0,5 IV pré-op pour analgésie 5-50 SC/IM, 15 IV	Faible analgésie somatique (association conseillé). En CRI: augmente l'analgésie per-opératoire et post-opératoire	Dissociatif de courte durée. Bon si association. Relais avec Isoflurane possible	Sédatif. Utilisable en prémédication.	Hypotension causée par le stress. Attention cardiomyopathie hypertrophique => arrêt cardiaque. Augmentation de la fréquence cardiaque. Développement de respiration apneustique = pause prolonger après inspiration. Augmente pression intracrânienne et intraoculaire. Automutilation au point d'injection si association avec xylazine. Augmentation débit cardiaque. Hallucination au réveil (dysphorie). Hypertonie utérine. Hypersécrétion salivaire et bronchique. Augmentation tonicité sympathomimétique. Ne pas utiliser si une atteinte rénale est connue. Hypothermie possible.	<u>Avec le diazepam/midazolam</u> : risque de fibrose et de nécrose myocardique, mais réduit le risque de dépression cardio-respiratoire. <u>Avec la médétomidine</u> : meilleure qualité et durée d'anesthésie que l'association medetomidine/midazolam/fentanyl chez un lapin en bonne santé. Offre ainsi 30-45 min d'anesthésie avec une bonne relaxation musculaire. Mais il y a un risque d'hypotension et de dépression respiratoire (hypoxémie). Un supplément en oxygène permet de prévenir l'hypoxie. Réduction du pourcentage de vaporisation de l'isoflurane plus importante qu'avec midazolam, la diminution de la pression artérielle est moindre qu'avec midazolam. Le réveil se fait en 1 à 2 heures et peut être raccourci par l'administration d'atipamézole. Mais attention, dans ce cas l'effet analgésique est aussi réversé, il faut donc un relais AINS ou une association avec du butorphanol ou de la buprénorphine. Bonne molécule en association (Avec midazolam et un opioïde pour minimiser les effets secondaires) <u>Avec un opioïde</u> : potentialise la dépression respiratoire mais augmente la durée et la profondeur anesthésique ainsi que l'analgésie. Réduit également les doses et le temps de réveil et de reprise alimentaire
	Tilétamine (en association avec le zolazepam)		3-15 IM	Analgésie faible. Mieux en association.	Dissociatif dose dépendante de courte durée	Sédatif à dose faible	Domage musculaire si injecter en IM, une néphrotoxicité chez le lapin néozélandais selon la dose (>30mg/kg) est rapportée. Les apnées et les convulsion sont possibles à forte dose. Est également rapporté de l'hypersécrétion salivaire et bronchique. Non recommandée	Avec xylazine améliore analgésie et augmente le temps anesthésique de 30 à 90 minutes
<b>Agents volatils</b>	Isoflurane	Rapidement métabolisé et en petite quantité réduisant impact sur les fonctions hépatique et rénale.	Induction 3-4% Entretien 0,25-3%	Insuffisante	Bonne	Induction rapide et réveil rapide. Myorelaxation	Apnée souvent même à petites concentrations qui s'accompagne d'une bradycardie, d'une hypercapnie et d'une hypoxie. Pré-oxygénation pendant 2-3 minutes indispensable. Augmenter doucement la concentration en isoflurane ensuite. Hypotension (injection de dopamine ou dobutamine si importante)	Peut être utilisé en complément d'une induction fixe pour prolonger l'anesthésie ou la rendre plus profonde. Prémédication avec midazolam ou fentanyl/fluanisol si une induction au masque est effectuée. Réduction du pourcentage de vaporisation d'isoflurane en association avec un injectable
	Sévoflurane	Rapidement métabolisé	Induction 5% Entretien 4-5%	Insuffisante	Bonne	Contrôle de la profondeur anesthésique.	Comme isoflurane, avec une dépression cardiorespiratoire moindre et mieux tolérer à l'induction (apnées toujours possibles) que isoflurane (moins irritant) et l'induction et le réveil sont plus rapide (meilleure fixation au sang).	Peut être utilisé en complément d'une induction fixe pour prolonger l'anesthésie ou la rendre plus profonde. Prémédication avec midazolam ou fentanyl/fluanisol si une induction au masque est effectuée. Réduction du pourcentage de vaporisation du sévoflurane en association avec un injectable

<b>Anti inflammatoires non stéroïdiens</b>	Généralités	Action périphérique et centrale. Inhibition de l'enzyme cyclooxygénase 1 (associée à l'hémostase) et/ou 2 (associée à l'inflammation, l'hémostase, la maintenance gastrointestinale, les plaquettes et la fonction rénale), réduit l'inflammation tissulaire	PO/SC/IM	Oui	Aucune	Anti-pyrétique	Ne pas utiliser en cas de gestation, d'une dysfonction hépatique ou rénale, d'ulcères gastro-intestinaux, de choc, d'hypoperfusion, de déshydratation, d'hémorragie	Peut-être utilisé avant antagonisation pour améliorer l'analgésie
	Méloxicam	Inhibiteur spécifique des COX 2	0.3-1,5 PO SID 0.2 IM 0,2-0,5 SC BID	Douleur post et per-opératoire (tissus mous en particulier)	Aucune		Insuffisance rénale et ulcères gastriques. Bien tolérer par les lapins de manière générale (peut-être pris pendant 1 mois sans effets indésirables).	En relais des opioïdes. Association avec butorphanol diminue le pourcentage de vaporisation d'isoflurane
	Carprofène	Inhibiteur des COX 1 et 2	1-5 PO BID 2-5 SC SID	Douleur per-opératoire, ostéo-articulaires, musculaires, chroniques ou aiguës. Peut être donné en pré-opératoire pour améliorer l'analgésie	Aucune	Anti-pyrétique	ulcères gastriques, hypersensibilités	En relais des opioïdes
	Flunixin		1,1-2 SC/IM q12h ou PO toutes les 12 24 heures pendant moins de 3 jours	Douleur viscérale, post et per-opératoire	Aucune	Anti-pyrétique	Insuffisance rénale et ulcères gastriques, hypersensibilités, hypotension	En relais des opioïdes
	Ketoprofène	Inhibiteur non spécifique des COX 1 et 2	1-3 IM SC BID/SID	douleur somatique ou tégumentaire	Aucune		Insuffisance rénale et ulcères gastriques	En relais des opioïdes
	Ibuprofène		2-10 PO q6-8h 2-10 IV q4-8h	douleur somatique ou tégumentaire	Aucune		Insuffisance rénale et ulcères gastriques	En relais des opioïdes
	Acide acétylsalicylique		100 PO toutes les 24 48 heures	douleur somatique ou tégumentaire	Aucune		Insuffisance rénale et ulcères gastriques	En relais des opioïdes
<b>Amino-amide</b>	Bupivacaïne	Bloque la transmission nociceptive au niveau des terminaisons nerveuses ou des fibres nerveuses	<1,5mg/kg SC	Grande localement	Aucune		En cas de surdosage: dépression, somnolence, tremors musculaires, hypotension, arythmies, ataxie, nystagmus	Avec lidocaïne. Une dilution peut diminuer le temps d'action et l'effet, mais les études à ce sujet sont peu nombreuses.
	Lidocaïne	Bloque la transmission nociceptive au niveau des terminaisons nerveuses ou des fibres nerveuses	<2mg/kg SC Pour bloc intratégumentaire: 1 mg/kg à 2%	Grande localement	Aucune		En cas de surdosage: dépression, somnolence, tremors musculaires, hypotension, arythmies, ataxie, nystagmus	Avec bupivacaïne. Une dilution peut diminuer le temps d'action et l'effet, mais les études à ce sujet sont peu nombreuses.

Annexe 2 : Tableau répertoriant des exemples de protocoles de prémédication utilisés chez le lapin

<b>Opiïdes (mg/kg)</b>	<b><math>\alpha</math>2-agonistes (mg/kg)</b>	<b>Benzodiazépines (mg/kg)</b>	<b>Autres (mg/kg)</b>	<b>Remarques</b>	<b>Sources</b>
Morphine 2 SC	Dexmédétomidine ou Médétomidine 0,05 (jeunes) SC 0,01 Si plus de 1,5 ans en association	Pour les lapins de plus de 1,5 ans (diminue les doses de $\alpha$ 2-agonistes)			(Graham, 2006 ; Tessier, 2014)
Butorphanol 0,3-0,4 IM		Midazolam 0,5-2 IM		Risque d'hypoxie	(Nedelec, 2013)
	Médétomidine 0,15-0,2 IM OU Dexmédétomidine 0,05-0,1 IM	Midazolam 0,25-1 IM		Vasoconstriction périphérique Dépression respiratoire, réveil long	(Wenger, 2012 ; Nedelec, 2013)
Morphine 0,7-1 IM		Midazolam 0,5 IM		Intérêt sur animaux débilisés	(Nedelec, 2013)
	Médétomidine 0,1-0,5 IM/SC		ACP 0,1-0,5 IM		(Richardson et Flecknell, 2006)
Butorphanol 0,5 SC/IM			ACP 0,5 SC/IM	Ne pas utiliser si débilisés, hypotension, hypothermie	(Wenger, 2012 ; Nedelec, 2013)
Butorphanol 0,5-1 SC/IM	Médétomidine 0,1-0,2 SC/IM OU Dexmédétomidine 0,05-0,1 SC/IM			Réveil plus rapide qu'avec Midazolam. Dépression respiratoire moins importante	(Nedelec, 2013)
Fentanyl/fluanizole (HYPNORM) 0.15-0.3 ml/kg IM					(Longley, 2008 ; Wenger, 2012)

Annexe 3 : Tableau répertoriant les molécules antagonistes des  
anesthésiques et analgésiques utilisables chez le lapin

<b>Molécules</b>	<b>Antagoniste de...</b>	<b>Posologie (en mg/kg)</b>	<b>Remarques</b>	<b>Sources</b>
Atipamézole	Médétomidine xylazine	0.1-1 IM/IP/SC/IV	L'optimal est la dose ou la double dose de médétomidine	(Flecknell, 1998b ; Kremer, 2003 ; Wenger, 2012)
Yohimbine	Xylazine ou médétomidine	0.2 IV Ou 0.5 IM		(Kremer, 2003)
Buprénorphine	Opioïdes agoniste $\mu$	0.01-0.1 SC/IM/ IV lente	Forte affinité de la buprénorphine pour les récepteurs $\mu$	(Kremer, 2003)
Butorphanol	Opioïdes agoniste $\mu$	0,2-2 SC/IM/IV lente	Provoque une sédation, dépression respiratoire à forte dose	(Hawkins et Pascoe, 2011; Wenger, 2012)
Nalbuphine	Opioïdes agonistes $\mu$	0,01		(Kremer, 2003 ; Hawkins et Pascoe, 2011)
Naloxone / Naltrexone	Opioïdes agoniste $\mu$	0.01-0.1 IV lente /IM/SC	Compétition pour les récepteur $\mu$ et $\kappa$ (plus d'analgésie)	(Kremer, 2003 ; Hawkins et Pascoe, 2011)
Flumazénil	Benzodiazépines	0,05-0,1 SC/IM/IV	Temps de demi-vie des benzodiazépines supérieur donc risque de re-sédation suite au réveil. Flumazénil en dilution permet de garder les bénéfices anxiolytiques et la myorelaxation	(Kremer, 2003 ; Hawkins et Pascoe, 2011)

Annexe 4 : Tableau répertoriant des exemples de protocoles anesthésiques utilisés chez le lapin (induction et maintien)

<b>Molécules par voie pulmonaire</b>	<b>Molécules anesthésiques injectables (mg/kg)</b>	<b>Molécule(s) associée(s) (mg/kg)</b>	<b>Remarques</b>	<b>Sources</b>
Isoflurane/sévoflurane En augmentant graduellement		<i>En prémédication</i> Morphine 2 SC Dexmédétomidine 0,05 SC	Prémédication indispensable	(Graham, 2006 ; Tessier, 2014)
(Iso/Sevo en maintien)	Kétamine 20-35 IM/IV 25-40 IM/IV	Diazépam 1-5 IM/IV 1-5 IM/IV	Induction seulement => relais gaz 20-30 min, anesthésie légère 20-30 min, bonne myorelaxation	(Cau, 2001) (Cantwell, 2001 ; Vennen et Mitchell, 2009) (Nedelec, 2013)
(Iso/Sévo en maintien)	Kétamine 10-40 IM/IV 15-25 IM/IV	Midazolam 1-3 IM/IV 1-3 IM-IV	Myorelaxation, pauvre analgésie	(Bellini <i>et al.</i> , 2014) (Hawkins et Pascoe, 2011) (Wenger, 2012 ; Nedelec, 2013)
(Iso/Sévo en maintien)	Kétamine 15 IM/SC 15 IM 25 IM	Médétomidine 0,25 IM/SC Injecter 10 minutes avant la kétamine 0,5 IM 0,25 IM	Baisse de la fréquence respiratoire Hypoxémie => O2 obligatoire 30 minutes d'anesthésie au plan chirurgical et 60 minutes au total 60 minutes d'anesthésie au plan chirurgical et 90 minutes au total 60 minutes d'anesthésie au plan chirurgical sans grande augmentation de la durée d'anesthésie totale	(Hedenqvist <i>et al.</i> , 2001 ; Orr <i>et al.</i> , 2005; Wenger, 2012) (Flecknell, 1998b ; Hedenqvist <i>et al.</i> , 2001 ; Wenger, 2012) (Hedenqvist <i>et al.</i> , 2001) (Hedenqvist <i>et al.</i> , 2001)

<b>Molécules par voie pulmonaire</b>	<b>Molécules anesthésiques injectables (mg/kg)</b>	<b>Molécule(s) associée(s) (mg/kg)</b>		<b>Remarques</b>	<b>Sources</b>
Iso/sevo en maintien	Kétamine 5 IM	Médétomidine 0,1 IM	Butorphanol 0,5 IM	Induction pour intubation petite procédure (dentaire). Vasoconstriction 30-40 min 30-40 min bonne myorelaxation	(Longley, 2008) (Hawkins et Pascoe, 2011) (Vennen et Mitchell, 2009) (Nedelec, 2013)
	5-15 SC/IM	0,1-0,5 SC/IM	0,4-0,5 SC/IM		
	10 SC/IM	0,2 SC/IM	0,05 SC/IM		
	5-15 SC/IM	0,1-0,5 SC/IM	0,1-0,5 SC/IM		
		OU Dexmédétomidine 0,1 SC/IM			
	Kétamine 15-35 SC/IM/IV	Dexmédétomidine 0,12-0,25 SC/IM/IV		20-30 min Bonne myorelaxation. Hypoxie => ventilation O <sub>2</sub>	(Nedelec, 2013)
Kétamine 20 IM		Médétomidine 0,3 IM	Diazépam 0,75-1,5 IM	Hypoxémie sévère, hypercapnie modérée	(Hedenqvist <i>et al.</i> , 2001)
		Dexmédétomidine 0,15 IM	Midazolam 1-1,3 IM		
Kétamine 25-50 IM		ACP 0,5-1 IM		20-30 min Bonne myorelaxation	(Nedelec, 2013)
Tilétamine (ZOLETIL) 3 IM		Zolazepam (ZOLETIL)	Médétomidine 0,2-0,27 OU Dexmédétomidine 0,05-0,07		(Nedelec, 2013)
Tilétamine (ZOLETIL) 5-25 IM		Zolazepam (ZOLETIL)		Néphrotoxicité pour dose >30 mg/kg	(Cantwell, 2001)
Fentanyl 0,02 IM 0,013-0,02 IM		Médétomidine (dexmédétomidine) 0,25 IM	Midazolam 1 IM 1-1,3 IM		(Hawkins et Pascoe, 2011) (Wenger, 2012 ; Nedelec, 2013)
		0,2-0,27 IM (ou 0,1-0,13)			

Annexe 5 : Tableau répertoriant les molécules pouvant constituer une trousse d'urgence lors d'anesthésie du lapin (Cantwell, 2001 ; Kremer, 2003; Longley, 2008 ; Inglis et Strunk, 2009 ; Vennen et Mitchell, 2009 ; Hawkins et Pascoe, 2011)

<b>Molécules</b>	<b>Posologies (mg/kg)</b>	<b>Remarques</b>
<b>Atropine</b>	0,1-3 IM/IV/SC Réinjection toutes les 10- 15 minutes	Réduit les sécrétions salivaires et bronchiques. Lutte contre la bradycardie. Atropinestérase souvent présente dans le sérum du lapin. Demande une dose plus grande et des injections fréquentes
<b>Glycopyrrolate</b>	0,01-0,1 IM/IV/SC	Réduit les sécrétions salivaires et bronchiques. Neutralise les bradycardies (augmente la fréquence cardiaque pendant 50 min). Hautes doses peut altérer la motilité colique. 0,1 mg/kg augmente la fréquence cardiaque. Action plus longue que atropine.
<b>Dopamine</b>	0,0005- 0,002/min IV/CRI	Lutte contre l'hypotension
<b>Epinéphrine</b>	0,2 IV/IT	Diluer au millième
<b>Doxapram</b>	5 mg/kg IV ou IP Réinjection toutes les 15 minutes	
<b>Adrénaline</b>	0,0003 IV ou 0,2 intratrachéale	
<b>Hetastarch</b>	20 ml/kg IV	
<b>Furosémide</b>	1-4 IM	

## Annexe 6 : Fiches techniques

Fiche technique n°1 : Castration à testicules découverts .....	p 59
Fiche technique n°2 : Castration à testicules couverts .....	p 61
Fiche technique n°3 : Castration par voie abdominale.....	p 63
Fiche technique n°4 : Ovario-hystérectomie.....	p 65

# La castration à testicules découverts

## Indications

- Empêche la fonction de reproduction
- Diminue l'agressivité et le comportement de marquage
- Permet la cohabitation entre mâles
- Tumeur testiculaire

Température rectale	37,8-39,4°C
Fréquence cardiaque	180-325 bpm
Fréquence respiratoire	30-60 mpm
Poids	1,5-5 kg
Puberté	4-5 mois (petites races) 5-8 mois (grandes races)
Consommation nourriture	50 g/kg/j
Consommation d'eau	100 mL/kg/j

## Rappels anatomiques et physiologiques

Scrotum crânial au pénis  
Descente testiculaire à 12 semaines.  
Enorchidie possible en fonction de l'environnement  
Ligament de la queue de l'épididyme et ligament propre long et épais  
Non fermeture de l'anneau inguinal  
Libido constante après la puberté

## Consultation et examens complémentaires

- Diète hydrique de une à deux heures avant la chirurgie
- Vérification de la bonne alimentation et du bon état général
- Analyse sanguine (a minima urée, créatinine, hémocrite et taux de protéines)
- Coprologie chez les plus jeunes

## Matériel anesthésique

- Cathéter 22 à 26 G
- Pommade anesthésique
- Seringues et aiguilles
- Sonde trachéale (2,5 à 4 mm) / masque facial / V-gel
- Laryngoscope
- Spray xylocaïne
- Scotch
- Compresses
- Sérum physiologique
- Kit de réanimation
- Molécules d'induction, d'analgésie et de sédation

## Préparation du patient

- Sédation
- Prise de sang
- Pose d'un cathéter
- Induction
- Intubation
- Tonte de la région (petite tondeuse)
- Nettoyage chirurgical

# La castration à testicules découverts

## Matériel chirurgical

- |   |   |
|---|---|
| Champ chirurgical transparent <input type="checkbox"/>    | <input type="checkbox"/> Porte-aiguille de Mayo-Hegar   |
| Lame n°24 <input type="checkbox"/>                        | <input type="checkbox"/> Ciseaux de Mayo  |
| Manche de bistouri <input type="checkbox"/>               | <input type="checkbox"/> Ciseaux de Metzenbaum  |
| Pincés d'Adson mousse <input type="checkbox"/>            | <input type="checkbox"/> Compresses ou coton-tiges stériles   |
| Pincés d'Adson à dents de souris <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> Fils de sutures monobrin à résorption rapide 4-0 (Biosyn®), aiguille ronde 1/2 |
| 2 pincés hémostatiques Halstead <input type="checkbox"/>  | <input type="checkbox"/> Colle cutanée (cyanoacrylate)  |

## Temps chirurgicaux

Incision scrotale (au pré-scrotale) de 2 cm à la lame froide  
 Extériorisation du testicule couvert de sa vaginale  
 Incision de la vaginale à la lame froide  
 Extériorisation du testicule découvert  
 Isolement du cordon vasculaire  
 Détachement du gubernaculum testis  
 Ligature des **cordons spermatiques et vasculaire** (fil Biosyn® 4-0, aiguille ronde 1/2)  
 Incision et contrôle de l'hémostasie

**Peau fine et fragile (pas de pincés à champs !)**  
**Liens lâches**  
**Bien maintenir le testicule**

Suture de la vaginale par des points en X (fil Biosyn® 4-0, aiguille ronde 1/2)  
 Point simples (fil Biosyn® 4-0, aiguille ronde 1/2) et/ou colle chirurgicale  
 Faire de même avec le second testicule

## Le post-opératoire

Gestion du réveil (normotherme, douleur, stress)	Complications à retenir :
AINS au réveil / réhydratation sous cutanée (33-40 mL/kg)	- Œdème des sacs scrotaux disparaissant dans les 5-6 jours après l'intervention - Hernie inguinale - Rupture des vaisseaux spermatiques
Surveillance de l'appétit et du transit	
<b>Contrôle de la plaie 7 jours après l'intervention</b>	

## La castration à testicules couverts

### Indications

- Empêche la fonction de reproduction
- Diminue l'agressivité et le comportement de marquage
- Permet la cohabitation entre mâles
- Tumeur testiculaire

Température rectale	37,8-39,4°C
Fréquence cardiaque	180-325 bpm
Fréquence respiratoire	30-60 mpm
Poids	1,5-5 kg
Puberté	4-5 mois (petites races) 5-8 mois (grandes races)
Consommation nourriture	50 g/kg/j
Consommation d'eau	100 mL/kg/j

### Rappels anatomiques et physiologiques

- Scrotum crânial au pénis
- Descente testiculaire à 12 semaines.
- Enorchidie possible en fonction de l'environnement
- Ligament de la queue de l'épididyme et ligament propre long et épais
- Non fermeture de l'anneau inguinal
- Libido constante après la puberté

### Consultation et examens complémentaires

- Diète hydrique de une à deux heures avant la chirurgie
- Vérification de la bonne alimentation et du bon état général
- Analyse sanguine (a minima urée, créatinine, hématokrite et taux de protéines)
- Coprologie chez les plus jeunes

### Matériel anesthésique

- Cathéter 22 à 26 G
- Pommade anesthésique
- Seringues et aiguilles
- Sonde trachéale (2,5 à 4 mm) / masque facial / V-gel
- Laryngoscope
- Spray xylocaïne
- Scotch
- Compresse
- Sérum physiologique
- Kit de réanimation
- Molécules d'induction, de sédation et d'analgésie

### Préparation du patient

- Sédation
- Prise de sang
- Pose d'un cathéter
- Induction
- Intubation
- Tonte de la région (petite tondeuse)
- Nettoyage chirurgical



## La castration à testicules couverts

### Matériel chirurgical

- |                                  |                          |  |                          |
|----------------------------------|--------------------------|--|--------------------------|
| Champ chirurgical transparent    | <input type="checkbox"/> | Ciseaux de Mayo                        | <input type="checkbox"/> |
| Lame n°24                        | <input type="checkbox"/> | Ciseaux de Metzenbaum                  | <input type="checkbox"/> |
| Manche de bistouri               | <input type="checkbox"/> | Compresse ou coton-tiges stériles      | <input type="checkbox"/> |
| Pincés d'Adson mousse            | <input type="checkbox"/> | Fils de sutures à résorption rapide    | <input type="checkbox"/> |
| Pincés d'Adson à dents de souris | <input type="checkbox"/> | monobrin 4-0 (Biosyn®), aiguille ronde | <input type="checkbox"/> |
| 2 pincés hémostatiques Halstead  | <input type="checkbox"/> | 1/2                                    | <input type="checkbox"/> |
| Porte-aiguille de Mayo-Hegar     | <input type="checkbox"/> | Colle cutanée (cyanoacrylate)          | <input type="checkbox"/> |

### Temps chirurgicaux

Incision scrotale de 2 cm à la lame froide  
 Dissection aux ciseaux de Metzenbaum  
 Extériorisation du testicule couvert de sa vaginale  
 Ligature transfixante de la corde spermique (fil Biosyn® 4-0, aiguille ronde 1/2)  
 Incision et contrôle de l'hémostase

Surjet intradermique (fil Biosyn® 4-0, aiguille ronde 1/2) et/ou colle chirurgicale  
 Faire de même avec le second testicule

**Peau fine et fragile (pas de pincés à champs !)**

**Liens lâches**

**Bien maintenir le testicule**

**Si incision de la vaginale faire la castration à testicules découverts !**

### **Le post-opératoire**

<b>Le post-opératoire</b>	
Gestion du réveil (normotherme, douleur, stress)	<b>Complications à retenir :</b> - Œdème des sacs scrotaux disparaissant dans les 5-6 jours après l'intervention - Ligature du cordon spermatique non efficiente - Rupture des vaisseaux spermatiques
AINS au réveil / réhydratation sous cutanée (33-40 mL/kg)	
Surveillance de l'appétit et du transit	
<b>Contrôle de la plaie 7 jours après l'intervention</b>	

# La castration par voie abdominale

## Indications

- Empêche la fonction de reproduction
- Incident per-opératoire lors de castration par voie scrotale
- Diminue l'agressivité et le comportement de marquage
- Permet la cohabitation entre mâles
- Correction d'un testicule ectopique

Température rectale	37,8-39,4°C
Fréquence cardiaque	180-325 bpm
Fréquence respiratoire	30-60 mpm
Poids	1,5-5 kg
Puberté	4-5 mois (petites races) 5-8 mois (grandes races)
Consommation nourriture	50 g/kg/j
Consommation d'eau	100 mL/kg/j

## Rappels anatomiques et physiologiques

Scrotum crânial au pénis  
Descente testiculaire à 12 semaines.  
Enorchidie possible en fonction de l'environnement  
Ligament de la queue de l'épididyme et ligament propre long et épais  
Non fermeture de l'anneau inguinal  
Libido constante après la puberté

## Consultation et examens complémentaires

- Diète hydrique de une à deux heures avant la chirurgie
- Vérification de la bonne alimentation et du bon état général
- Analyse sanguine (a minima urée, créatinine, hémocrite et taux de protéines)
- Coprologie chez les plus jeunes

## Matériel anesthésique

- Cathéter 22 à 26 G
- Pommade anesthésique
- Seringues et aiguilles
- Sonde trachéale (2,5 à 4 mm) / masque facial / V-gel
- Laryngoscope
- Spray xylocaïne
- Scotch
- Compresses
- Sérum physiologique
- Kit de réanimation
- Molécules d'induction, d'analgésie et de sédation

## Préparation du patient

- Sédation
- Prise de sang
- Pose d'un cathéter
- Tonte de la région (petite tondeuse)
- Induction
- Intubation
- Nettoyage chirurgical

## La castration par voie abdominale

### Matériel chirurgical

- |   |  |
|---|--|
| Champ chirurgical transparent <input type="checkbox"/>    | <input type="checkbox"/> Compresse ou coton-tiges stériles   |
| Lame n°11 <input type="checkbox"/>                        | <input type="checkbox"/> Fils de sutures à résorption rapide |
| Manche de bistouri <input type="checkbox"/>               | monobrin 4-0 (Biosyn®), aiguille ronde                       |
| Pincés d'Adson mousse <input type="checkbox"/>            | 1/2  |
| Pincés d'Adson à dents de souris <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> Fils de sutures à résorption lente  |
| 2 pincés hémostatiques Halstead <input type="checkbox"/>  | monobrin 3-0 (PDS®), aiguille                                |
| Porte-aiguille de Mayo-Hegar <input type="checkbox"/>     | triangulaire   |
| Ciseaux de Mayo <input type="checkbox"/>                  | <input type="checkbox"/> Colle cutanée (cyanoacrylate)       |
| Ciseaux de Metzenbaum <input type="checkbox"/>            |  |

### Temps chirurgicaux

Incision abdominale de 5 cm à la lame froide (3 cm caudalement à l'ombilic)

Faire remonter les testicules si en position scrotale

Rupture du gubernaculum testis

Ligature des cordons spermatique et vasculaires (fil Biosyn® 4-0, aiguille ronde 1/2)

Incision et contrôle de l'hémostase

Faire de même avec le second testicule

Surjet simple (fil PDS® 3-0, aiguille triangulaire)

Surjet intradermique (fil Biosyn® 4-0, aiguille ronde 1/2) et/ou colle chirurgicale

**Peau fine et fragile (pas de pincés à champs !)**  
**Liens lâches**  
**Cæcum (et vessie) en dessous de la ligne blanche !**

### **Le post-opératoire**

Gestion du réveil (normotherme, douleur, stress)	<b>Complications à retenir :</b>
AINS au réveil / réhydratation sous cutanée (33-40 mL/kg)	- Cystite et calculs vésicaux et urinaires récurrents (adhérences)
Surveillance de l'appétit et du transit	- Iléus
<b>Contrôle de la plaie 10 jours après l'intervention</b>	- Péritonite
	- Rupture des vaisseaux spermatiques

# L'ovario-hystérectomie

## Indications

- Empêche la fonction de reproduction
- Diminue l'agressivité et le comportement de marquage
- Prévention de l'adénocarcinome utérin
- (Effectuer la stérilisation entre 6-9 mois)

Température rectale	37,8-39,4°C
Fréquence cardiaque	180-325 bpm
Fréquence respiratoire	30-60 mpm
Poids	1,5-6 kg
Puberté	4-5 mois (petites races)
	5-8 mois (grandes races)
Acceptation du 1er accouplement	10-12 semaines
Période réceptive / non réceptive (± saisonnée)	14-16 jours / 1-2 jours
Durée activité reproductrice	3-4 ans
Consommation nourriture	50 g/kg/j
Consommation d'eau	100 mL/kg/j

## Rappels anatomiques et physiologiques

Vagin long (4-5 cm) à paroi fine  
 Absence de corps utérin  
 Utérus duplex (2 cornes, 2 cervix directement abouchés au vagin)  
 Abondance de tissu graisseux (augmentant avec l'âge) autour des ovaires et des cornes utérines et dans le mésométrium  
 Œstrus caractérisé par une lordose  
 Ovulation mécanique (9-13h après le coït)

## Consultation et examens complémentaires

- Diète hydrique de une à deux heures avant la chirurgie
- Vérification de la bonne alimentation et du bon état général
- Analyse sanguine (a minima urée, créatinine, hématoците et taux de protéines)
- Coprologie chez les plus jeunes

## Matériel anesthésique

- Cathéter 22 à 26 G
- Pommade anesthésique
- Seringues et aiguilles
- Sonde trachéale (2,5 à 4 mm) / masque facial / V-gel
- Laryngoscope
- Spray xylocaïne
- Scotch
- Compresses
- Sérum physiologique
- Kit de réanimation
- Molécules d'induction, d'analgésie et de sédation

## Préparation du patient

- Sédation
- Prise de sang
- Pose d'un cathéter
- Induction
- Intubation
- Tonte de la région (petite tondeuse)
- Nettoyage chirurgical

# L'ovario-hystérectomie

## Matériel chirurgical

- |  |                          |   |
|--|--------------------------|---|
| Champ chirurgical transparent <input type="checkbox"/>           | <input type="checkbox"/> | Porte-aiguille de Mayo-Hegar                  |
| Lame n°22 <input type="checkbox"/>                               | <input type="checkbox"/> | Sonde cannelée                                |
| Manche de bistouri <input type="checkbox"/>                      | <input type="checkbox"/> | 2 écarteurs de Senn-Miller                    |
| Pincés d'Adson mousse <input type="checkbox"/>                   | <input type="checkbox"/> | Compresses ou coton-tiges stériles            |
| Pincés d'Adson à dents de souris <input type="checkbox"/>        | <input type="checkbox"/> | Fils de sutures à résorption rapide monobrin  |
| Pince de Debaquey <input type="checkbox"/>                       | <input type="checkbox"/> | 3-0 ou 4-0 (Biosyn®), aiguille ronde 1/2      |
| 4 pincés hémostatiques Halstead droites <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> | Fils de sutures à résorption lente monobrin   |
| 4 pincés hémostatiques Halstead courbes <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> | 3-0 (PDS®), aiguille triangulaire             |
| Pincés à disséquer griffes <input type="checkbox"/>              | <input type="checkbox"/> | Fil de suture résorbable tressé 3-0 (Vicryl), |
| Ciseaux de Mayo <input type="checkbox"/>                         | <input type="checkbox"/> | aiguille triangulaire 3/8                     |
| Ciseaux de Metzenbaum <input type="checkbox"/>                   | <input type="checkbox"/> | Colle cutanée (cyanoacrylate)                 |
| Electrocoagulateur bipolaire <input type="checkbox"/>            |                          |   |

## Temps chirurgicaux

Incision abdominale de 2 à 7 cm à la lame froide (1 cm caudalement à l'ombilic)  
 Dissection mousse du tissu sous-cutané  
 Ponction et incision de la ligne blanche  
 Extériorisation des cornes au doigt  
 Rupture du ligament suspenseur de l'ovaire au doigt puis extériorisation de l'ovaire  
 Clamp du ligament ovarien puis du pédicule ovarien  
 Ligature des vaisseaux ovariens  
 Incision et contrôle de l'hémostase  
 Faire de même avec le second ovaire  
 Ligature transfixante des vaisseaux utérins puis du vagin (fil Vicryl 3-0, aiguille triangulaire 3/8)  
 Fermeture de la paroi par un surjet simple (fil PDS® 3-0, aiguille triangulaire)  
 Surjet intradermique (fil Biosyn® 3-0 ou 4-0, aiguille ronde 1/2) et/ou colle chirurgicale

**Peau fine et fragile (pas de pincés à champs !)**

**Liens lâches**

**Cæcum (et vessie) en dessous de la ligne blanche !**

**Nombreux petits vaisseaux ovariens dans le tissu adipeux**

**Ne pas inclure l'oviducte dans la ligature !**

**Serrage des ligatures sans clamp car risque de cisaillement du tissu adipeux**

## **Le post-opératoire**

Gestion du réveil (normotherme, douleur, stress)	<b>Complications à retenir :</b>
AINS (méloxicam) et buprénorphine au réveil / réhydratation IV (10 mL/kg/h)	- Cystite et calculs vésicaux et urinaires récurrents (adhérences)
Surveillance de l'appétit et du transit	- Iléus
<b>Contrôle de la plaie 10 jours après l'intervention</b>	- Péritonite
	- Rupture des vaisseaux ou des pédicules ovariens

## Annexe 7 : Questionnaire de pré-requis

Pour les questions à choix multiples les réponses attendues sont cochées

Pour les questions à réponses courtes, les réponses en italiques correspondent aux réponses visibles par l'étudiant suite à la validation. Les réponses attendues sont soulignées.

1. Donner la borne inférieure de la fréquence cardiaque d'un lapin. (En dessous de cette valeur le lapin sera considéré en bradycardie.)

*La fréquence cardiaque chez le lapin est comprise entre 180 et 325 bpm.*

2. Doit-on mettre un lapin à jeun la veille au soir de la chirurgie ?

- Oui
- Non

Pourquoi ? (un ou plusieurs mot(s) clé(s) est/sont attendu(s), si vous avez plusieurs idées relier les par des "+")

*Les lapins ne **pouvant pas vomir** une diète n'est pas nécessaire ; elle est même **à proscrire**. En effet une diète prolongée peut provoquer une **stase digestive**, syndrome pouvant être mortel dans cette espèce, ou peut encore menée à une **acidose métabolique**. Cependant, une **diète hydrique de une à deux heures** avant la chirurgie pourra être effectuée pour permettre une meilleure visualisation du larynx et faciliter l'intubation. D'autre part, un arrêt du transit de 24 heures ou plus, constitue une contre-indication à la chirurgie.*

3. À partir de quel âge peut-on stériliser un lapin ?

- 1 an
- 5 mois
- 2 mois
- ça n'a pas d'importance

4. À partir de quel âge peut-on stériliser une lapine ?

- 2 ans
- 6 mois
- 2 mois
- ça n'a pas d'importance

5. Dans quel fourchette d'âge est-il conseillé de stériliser la femelle ?

- Entre 2-6 mois
- Entre 6-9 mois
- Entre 9-12 mois
- Entre 1-2 ans
- Après 2 ans

Pourquoi pas avant? (un ou plusieurs mot(s) clé(s) est/sont attendu(s), si vous avez plusieurs idées relier les par des "+")

*Exact ! Avant l'appareil génital n'est pas assez développé.*

Pourquoi pas après? (un ou plusieurs mot(s) clé(s) est/sont attendu(s), si vous avez plusieurs idées relier les par des "+")

*Exact ! Il y a moins de risque de développer un adénocarcinome si la stérilisation est effectuée dans cet intervalle. Le risque de développer un adénocarcinome pour les femelles de plus de 4 ans est de 50 à 80%*

6. Quelles sont les indications de la stérilisation du mâle ?

- Empêcher la fonction de reproduction
- Diminution du comportement agressif et de marquage
- Tumeur testiculaire arrivant dans 50-80% des cas chez le lapin de plus de 4 ans
- Cohabitation avec un autre mâle

7. Quelles sont les indications de la stérilisation de la femelle ?

- Empêcher la fonction de reproduction
- Diminution du comportement agressif et de marquage
- Tumeur utérine arrivant dans 50-80% des cas chez la lapine de plus de 4 ans
- Cohabitation avec une autre femelle

8. Un lapin mâle de 1 an vous est présenté pour une castration. Son poids est de 1kg. A l'issu de votre examen clinique, le lapin semble en bonne santé, les testicules sont en place, aucune anomalie au niveau du scrotum.

Quels examens complémentaires devez vous **absolument** faire ?

- Urée
- Créatinine
- Albumine
- Glycémie
- PAL/ASAT/ALAT
- Numération Formule Sanguine
- Frottis sanguin
- Hématocrite
- Taux de protéine
- Radiologie
- Prélèvement de selles pour analyses

Donner le nom de la ou les molécule(s) que vous utiliseriez en prémédication. (Si vous voulez en utiliser plusieurs séparer par un "+".)

*Butorphanol ou buprénorphine pour l'analgésie. Midazolam en sédation ou dexmédétomidine*

Donner le nom de la ou les molécule(s) que vous utiliseriez en induction. (Si vous voulez en utiliser plusieurs séparer par un "+".)

*Kétamine ou isoflurane ou alfaxalone*

Voulez-vous intuber ce lapin? Si oui avec quel type de matériel?

- V-gel
- Sonde trachéale
- Intubation inutile
- Intubation si intervention supérieure à 10 minutes

Avant le coup de scalpel... Procédez-vous à une anesthésie locale ?

- Oui
- Non

Mettez-vous en place une fluidothérapie per-opératoire?

- Oui si plus de 30 minutes de chirurgie
- Non jamais
- Oui peu importe le temps de chirurgie

Quelle technique chirurgicale préférez-vous ?

- A testicule découvert
- A testicules couverts
- Par voie abdominale

<i>Techniques opératoires</i>	<i>Avantages</i>	<i>Limites</i>
<i>À testicules découverts</i>	<i>Procédure courte</i>	<i>Nécessité de suturer la vaginale</i>
<i>À testicules couverts</i>	<i>Procédure courte Pas de suture de la vaginale</i>	<i>Ligature de la corde spermatique en masse et risque de déchirer la peau. Prise de la vessie ou du tractus digestif dans la ligature</i>
<i>Par voie abdominale</i>	<i>Seule technique possible en cas de cryptorchidie ou hernie inguinale</i>	<i>Procédure plus longue et plus invasive.</i>

9. Lors d'une castration à testicules découverts par voie scrotale, vous vous apprêter à inciser la peau du scrotum, quelle précaution devez-vous avoir prise ?

*Un bon maintien du testicule dans le sac scrotal*

10. Parmi les complications d'une stérilisation, quelle est LA complication de la castration à **testicules découverts** ?

- Infection de la plaie
- Adhérences
- Suture qui lâche
- ✓ Hernie inguinale
- Animal non stérile

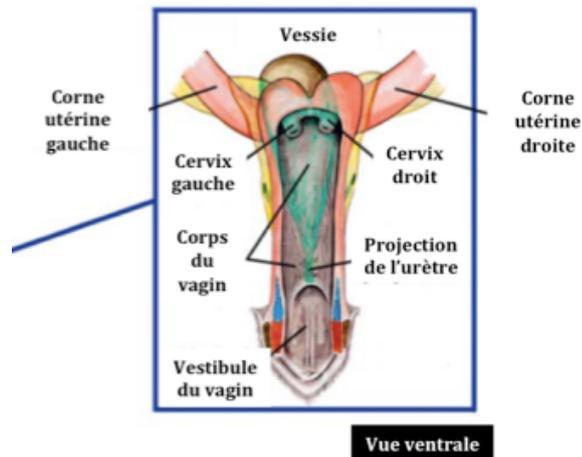
Que doit-on faire lors de la chirurgie pour l'éviter ?

*Lors d'une castration à testicules découverts, il faut impérativement suturer la vaginale à l'aide d'un point en X*

11. Quelle est la particularité de l'appareil génitale de la lapine ?

*Le vagin est long et s'abouche directement au deux cornes utérines sans corps utérin. C'est un utérus duplex. Il possède donc 2 cervix.*

*Schéma d'après Vittorio Capello (2005)*



12. Pourquoi l'incision du péritoine doit-il se faire avec une sonde cannelée ?

*Le cæcum est souvent plaqué contre le péritoine. Une sonde cannelée permet de préserver les organes digestifs lors de l'ouverture de la cavité abdominale.*

13. Quelles sont les complications de la stérilisation de la femelle ?

- Infection de la plaie
- Adhérences
- Rupture des vaisseaux ou du pédicules ovariens
- Hernie inguinale
- Animal non stérile
- Hémorragie interne
- Péritonite
- Cystite et calculs vésicaux
- Iléus

14. Quelles sont les complications de la stérilisation du mâle ?

- Infection de la plaie
- Adhérences
- Rupture des vaisseaux ou du pédicules ovariens
- Hernie inguinale
- Animal non stérile
- Hémorragie interne
- Péritonite
- Cystite et calculs vésicaux
- Iléus

15. Que laissez-vous au propriétaire en sortie de l'animal ?

- Des conseils d'hygiène (papier absorbant à la place de la litière, ne pas le laisser sortir de sa cage) par écrit
- De ne surtout rien changer dans sa cage, pour ne pas le perturber
- Rien à part une facture
- Une ordonnance avec anti-inflammatoire
- Un rendez-vous de contrôle

16. Au bout de combien de temps après la chirurgie, la castration est-elle effective ?

- 2 jours
- 20 jours
- 1 mois
- 45 jours
- 2 mois
- 3 mois

BONUS (rang C)

17. Citer le site d'incision abdominale chez la femelle.

*Sur la ligne blanche, 1 cm sous l'ombilic sur 2 à 7 cm*

# Annexe 8 : Page d'accueil EVE

The screenshot shows a web browser window with the URL `eve.vet-alfort.fr/course/view.php?id=616`. The page header includes the EVE logo (École nationale vétérinaire d'Alfort) and a navigation menu with items like 'Espace Information', 'Formation Initiale', 'Formations complémentaires', 'Espace collaboratif', and 'Tableau de bord'. A breadcrumb trail reads: 'Accueil > Mes cours > Espace Formation Initiale > Supports pédagogiques variés > Les thèses multimédia > atlas chirurgie lapin'. The main content area is titled 'Techniques de stérilisations chirurgicales du lapin' and features a 'Forum des nouvelles' and 'Evaluation des pré-requis' section. Below this, there are three main sections: 'Le pré-opérateur' (listing 'Pose de cathéter auriculaire', 'L'intubation à l'aveugle', and 'Pose d'un masque laryngé (V-gel)'), 'La stérilisation du mâle' (listing 'La castration à testicules découverts par voie scrotale' with three sub-fiches: 'Fiche n°1: castration à testicules découverts', 'Fiche n°2: Castration à testicules couverts', and 'Fiche n°3: Castration par voie abdominale'), and 'La stérilisation de la femelle' (listing 'L'ovario-hystérectomie' with 'Fiche n°4: Ovario-hystérectomie'). A 'Thèse' section at the bottom states: 'Vous trouverez ici l'intégralité de la thèse rédigée. La première partie bibliographique vous donnera des informations supplémentaires.' and includes a 'Thèse complète' link. A sidebar on the left is titled 'ADMINISTRATION' and contains various management tools like 'Administration du cours', 'Paramètres', 'Rapports', 'Notes', 'Objectifs', 'Badges', 'Sauvegarde', 'Restauration', 'Importation', 'Réinitialiser', 'Banque de questions', 'Dépôts', 'Prendre le rôle...', and 'Réglages de mon profil'. A 'Votre progression' indicator is visible in the top right corner.

# Annexe 9 : Page d'accueil Youtube des vidéos

La castration du lapin - You... x

https://www.youtube.com/watch?v=ey11cLy59r4&feature=youtu.be

bureau vallée

Rechercher

Mettre en ligne Connexion

## La castration à testicule découvert par voie scrotale du lapin

0:04 / 5:35

**La castration du lapin**

Stéphanie Szollosy

S'abonner 0

4 vues

Ajouter à Partager Plus

Mise en ligne le 15 oct. 2016

00:00 Introduction  
 00:20 Anesthésie locale  
 00:43 Orchidectomie  
 00:46 Incision  
 01:04 Extériorisation du testicule  
 01:40 Ligature des cordons spermatique et vasculaire  
 02:31 Incision des cordons spermatique et vasculaire  
 03:15 Suture de la vaginale  
 04:10 Suture cutanée

Catégorie Education  
 Licence Licence YouTube standard

COMMENTAIRE

Ajouter un commentaire public...

00:00 Introduction  
 00:20 Anesthésie locale  
 00:43 Orchidectomie  
 00:46 Incision  
 01:04 Extériorisation du testicule  
 01:40 Ligature des cordons spermatique et vasculaire  
 02:31 Incision des cordons spermatique et vasculaire  
 03:15 Suture de la vaginale  
 04:10 Suture cutanée

Chapitres

La stérilisation de la lapine ... x

https://www.youtube.com/watch?v=o0u6Z2\_RZt0&feature=youtu.be

bureau vallée

Rechercher

Mettre en ligne Connexion

## L'ovario-hystérectomie de la lapine

0:04 / 12:28

**La stérilisation de la lapine**

Stéphanie Szollosy

S'abonner 0

3 vues

Ajouter à Partager Plus

Mise en ligne le 15 oct. 2016

00:00 Introduction  
 00:12 Incision  
 00:24 Ponction et incision de la ligne blanche  
 00:55 Extériorisation de l'utérus  
 01:38 Ponction de la vessie  
 01:43 Splash de bupivacaïne  
 01:52 Ovariectomie  
 01:56 Extériorisation de l'ovaire  
 02:20 Clamper le pédicule ovarien  
 02:38 Ligature du pédicule ovarien  
 04:20 Incision du pédicule ovarien  
 04:46 Hystérectomie  
 04:55 Ligature des cols utérins  
 06:45 Incision  
 07:31 Suture musculaire  
 09:12 Suture cutanée

Catégorie Education  
 Licence Licence YouTube standard

COMMENTAIRE

Ajouter un commentaire public...

00:00 Introduction  
 00:12 Incision  
 00:24 Ponction et incision de la ligne blanche  
 00:55 Extériorisation de l'utérus  
 01:38 Ponction de la vessie  
 01:43 Splash de bupivacaïne  
 01:52 Ovariectomie  
 01:56 Extériorisation de l'ovaire  
 02:20 Clamper le pédicule ovarien  
 02:38 Ligature du pédicule ovarien  
 04:20 Incision du pédicule ovarien  
 04:46 Hystérectomie  
 04:55 Ligature des cols utérins  
 06:45 Incision  
 07:31 Suture musculaire  
 09:12 Suture cutanée

Chapitres

# **ÉTABLISSEMENT D'UN SUPPORT PÉDAGOGIQUE SUR LES CHIRURGIES DE CONVENANCE DU LAPIN AINSI QUE LEUR PRISE EN CHARGE EN CLINIQUE**

**SZÖLLÖSY Stéphanie:**

## **Résumé :**

Cette thèse a été établie dans le but de proposer un outil pédagogique aux étudiants relatif à la réalisation d'opérations de convenance chez le lapin. Il se compose de plusieurs documents pour convenir à tout type d'étudiants (films et fiches). Il doit leur permettre de mieux se préparer à la castration chirurgicale des lagomorphes mâles et femelles et pourront ainsi garder une trace des procédures à suivre.

Dans un premier temps une recherche bibliographique a été effectuée afin de faire un bilan des techniques et de leur prise en charge. Dans un second temps, des vidéos des différentes techniques ont été réalisées au sein du service des Nouveaux Animaux de Compagnie à l'aide d'une caméra endoscope (VITOM®) et d'un appareil photographique. Enfin des fiches techniques résumant les différentes procédures mises en œuvre au sein de l'école complétées par un questionnaire d'évaluation ont été établis.

Grâce à la camera endoscopique les images des procédures filmées sont de bonne qualité. La recherche bibliographique a permis une comparaison avec les pratiques actuelles réalisées au sein du CHUVA.

Dans la continuité de ce projet, d'autres procédures chirurgicales pourront être filmées à l'intention des étudiants et praticiens vétérinaires.

## **Mots clés :**

OUTIL PÉDAGOGIQUE, ÉTUDIANT VÉTÉRINAIRE, INTERVENTION CHIRURGICALE, STÉRILISATION, CASTRATION, LAGOMORPHE, LAPIN.

## **Jury :**

Président : Pr.

Directeur : Mr Pascal ARNÉ

Co-Directeur : Pr Charles-Pierre PIGNON

Assesseur : Mr. Jean-Marie MAILHAC

# **ESTABLISHMENT OF A TEACHING SUPPORT ON RABBIT CONVENIENCE SURGERIES AND THEIR CLINICAL CARE**

**SZOLLOSY Stéphanie:**

## **Summary:**

This thesis has been established to provide an educational skill for vet students. A consist of several media tool (movies and sheets) to suit any type of students. Thus students will arrive better prepared for surgery and will keep track of these procedures.

In a first part, a bibliographic review was writing in order to recapitulate all surgical neutering procedures of rabbits and the medical supervision. In a second part, several films of procedures was made in the exotics pets service with an endoscope camera (VITOM®) and a camera. Finally, sheets summarizing the procedure done within the school and a test were established.

Through endoscopic camera images filmed procedures are of good quality. The bibliographic review permit to compare litterature and exotic pet service current practices.

Thus, in the continuity of this project, others surgical procedures may be filmed and helpful to veterinary students and practitioners.

## **Keywords:**

EDUCATIONAL TOOL, VETERINARY STUDENT, SURGICAL PROCEDURE, STERILIZATION, CASTRATION, LAGOMORPHS, RABBIT.

## **Jury :**

President : Pr.

Director : M. Pascal ARNÉ

Co-Director : Pr Charles-Pierre PIGNON

Assessor : M. Jean-Marie MAILHAC