



## Open Archive TOULOUSE Archive Ouverte (OATAO)

OATAO is an open access repository that collects the work of Toulouse researchers and makes it freely available over the web where possible.

This is an author-deposited version published in : <http://oatao.univ-toulouse.fr/Eprints> ID : 9336

**To cite this version :**

Beugin, Florianne and Pleven, Marion. *Réalisation d'un support pédagogique pour l'enseignement de la chirurgie à l'ENVT : l'ovariectomie de la chatte, la castration du chat*. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 70 p.

Any correspondance concerning this service should be sent to the repository administrator: [staff-oatao@inp-toulouse.fr](mailto:staff-oatao@inp-toulouse.fr).

# REALISATION D'UN SUPPORT PÉDAGOGIQUE POUR L'ENSEIGNEMENT DE LA CHIRURGIE A L'ENVT : L'OVARIECTOMIE DE LA CHATTE LA CASTRATION DU CHAT

---

THESE  
pour obtenir le grade de  
DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

DIPLOME D'ÉTAT

*présentée et soutenue publiquement  
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse*

*par*

**BEUGIN Florianne, Brigitte, Thérèse**

Née, le 26 mars 1987 à MONT-DE-MARSAN (40)

Et

**PLEVEN Marion, Laureline, Hélène**

Née, le 28 Janvier 1985 aux LILAS (93)

---

**Directeur de thèse : Mme MEYNAUD Patricia**

---

## JURY

PRESIDENT :

**M. Paul BONNEVIALLE**

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESEUR :

**Mme Patricia MEYNAUD**

**Mme PALIERNE**

Docteur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

Docteur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

**Ministère de l'Agriculture et de la Pêche  
ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE TOULOUSE**

**Directeur** : M. A. MILON

**Directeurs honoraires** : M. G. VAN HAVERBEKE  
M. P. DESNOYERS

**Professeurs honoraires** :

M. L. FALIU	M. J. CHANTAL	M. BODIN ROZAT DE MENDRES NEGRE
M. C. LABIE	M. JF. GUELFY	M. DORCHIES (émérite)
M. C. PAVAU	M. EECKHOUTTE	M. BRAUN (émérite)
M. F. LESCURE	M. D.GRIESS	M. TOUTAIN (émérite)
M. A. RICO	M. CABANIE	
M. A. CAZIEUX	M. DARRE	
Mme V. BURGAT	M. HENROTEAUX	

**PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE**

M. **AUTEFAGE André**, *Pathologie chirurgicale*  
M. **CORPET Denis**, *Science de l'Aliment et Technologies dans les Industries agro-alimentaires*  
M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie Pathologique*  
M. **ENJALBERT Francis**, *Alimentation*  
M. **EUZEBY Jean**, *Pathologie générale, Microbiologie, Immunologie*  
M. **FRANC Michel**, *Parasitologie et Maladies parasitaires*  
M. **MARTINEAU Guy**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*  
M. **PETIT Claude**, *Pharmacie et Toxicologie*  
M. **REGNIER Alain**, *Physiopathologie oculaire*  
M. **SAUTET Jean**, *Anatomie*  
M. **SCHELCHER François**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*

**PROFESSEURS 1° CLASSE**

M. **BERTHELOT Xavier**, *Pathologie de la Reproduction*  
M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Physiologie et Thérapeutique*  
Mme **CLAUW Martine**, *Pharmacie-Toxicologie*  
M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, Statistiques, Modélisation*  
M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie des ruminants*  
M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et Thérapeutique*

**PROFESSEURS 2° CLASSE**

Mme **BENARD Geneviève**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*  
M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*  
Mme **CHASTANT-MAILLARD Sylvie**, *Pathologie de la Reproduction*  
M. **DUCOS Alain**, *Zootecnie*  
M. **DUCOS DE LAHITTE Jacques**, *Parasitologie et Maladies parasitaires*  
Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la Reproduction, Endocrinologie*  
M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*

- Mme **HAGEN-PICARD Nicole**, *Pathologie de la Reproduction*  
 M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*  
 M. **LIGNEREUX Yves**, *Anatomie*  
 M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants*  
 M. **PICAVET Dominique**, *Pathologie infectieuse*  
 M. **SANS Pierre**, *Productions animales*  
 Mme **TRUMEL Catherine**, *Pathologie médicale des Equidés et Carnivores*

#### **PROFESSEURS CERTIFIES DE L'ENSEIGNEMENT AGRICOLE**

- Mme **MICHAUD Françoise**, *Professeur d'Anglais*  
 M. **SEVERAC Benoît**, *Professeur d'Anglais*

#### **MAITRES DE CONFERENCES HORS CLASSE**

- M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*  
 M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la Reproduction*  
 Mlle **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*  
 Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, Anatomie pathologique*  
 M. **BRUGER Hubert**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*  
 Mlle **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*  
 M. **JOUGLAR Jean-Yves**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*  
 Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*  
 M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et Mathématiques*  
 M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*  
 Mme **PRIYMENKO Nathalie**, *Alimentation*

#### **MAITRES DE CONFERENCES (classe normale)**

- M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*  
 Mme **BENNIS-BRET Lydie**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*  
 Mlle **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*  
 Mme **BOUCLAINVILLE-CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*  
 Mlle **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie*  
 M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*  
 M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*  
 M. **CUEVAS RAMOS Gabriel**, *Chirurgie Equine*  
 M. **DOSSIN Olivier**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*  
 Mlle **FERRAN Aude**, *Physiologie*  
 M. **GUERIN Jean-Luc**, *Elevage et Santé avicoles et cunicoles*  
 M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*  
 Mlle **LACROUX Caroline**, *Anatomie Pathologique des animaux de rente*  
 M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*  
 M. **MAILLARD Renaud**, *Pathologie des Ruminants*  
 Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie Chirurgicale*  
 M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, Imagerie médicale*  
 M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction*  
 Mlle **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*  
 Mlle **PAUL Mathilde**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles et porcins*  
 Mme **PRADIER Sophie**, *Médecine interne des équidés*  
 M. **RABOISSON Didier**, *Productions animales (ruminants)*  
 Mme **TROGELER-MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation*  
 M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et Infectiologie (disponibilité à cpt du 01/09/10)*  
 M. **VERWAERDE Patrick**, *Anesthésie, Réanimation*

#### **MAITRES DE CONFERENCES et AGENTS CONTRACTUELS**

- M. **BOURRET Vincent**, *Microbiologie et infectiologie*  
 Mme **FERNANDEZ Laura**, *Pathologie de la reproduction*

**ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE CONTRACTUELS**

Mlle **DEVIERS Alexandra**, *Anatomie-Imagerie*  
M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophthalmologie*  
Mlle **LAVOUE Rachel**, *Médecine Interne*  
Mlle **PASTOR Mélanie**, *Médecine Interne*  
M **VERSET Michaël**, *Chirurgie des animaux de compagnie*  
Mme **WARET-SZKUTA Agnès**, *Production et pathologie porcine*

# REMERCIEMENTS

A notre jury de thèse

A Monsieur/ Madame le Professeur...

Professeur à la faculté Paul Sabatier de Toulouse,  
Qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse.  
Hommages respectueux.

A Madame le Docteur MEYNAUD-COLLARD

Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse,  
*Pathologie chirurgicale*  
Qui nous a fait l'honneur de diriger et corriger ce travail.  
Qu'elle trouve ici l'expression de notre reconnaissance et de notre profond respect.

A Monsieur/ Madame le Docteur ...

Maître de Conférence à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse,  
Pour l'attention qu'il/elle a portée à l'examen de ce travail.  
Qu'il trouve ici l'expression de nos sincères remerciements.

A Monsieur le Professeur AUTEFAGE

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse,  
Pour sa collaboration à ce travail.  
Sincères remerciements.

A mes parents, à ma famille, pour votre soutien et votre amour en toute circonstance, j'ai beaucoup de chance de vous avoir.

A Xavier, avec tout mon amour. Merci d'être là pour moi depuis toutes ces années, et j'espère encore pour longtemps !

A Marion, pour notre collaboration pour cette thèse et pour nos bon moments à l'école et en dehors.

A mes amis de l'ENVT : Marion (je te mets là aussi, quand même !!!), Milène (mon binôme !), Cécile, Marine, Lisa, Nath, Emilie... et tous les autres, merci pour ces moments de complicité... et de pout-pout bleu.

A Granola, la star de la partie « ovariectomie de la chatte », merci d'avoir posé pour nous. Et à toutes nos boules de poils qui animent nos vies.

A la clinique vétérinaire l'Arche de Noé, pour votre accueil chaleureux et pour m'avoir donné la chance de mettre en pratique mes connaissances en travaillant à vos côtés. Ainsi que pour nos échanges sur ces techniques chirurgicales et sur tout le reste.

A tous les vétérinaires qui ont participé aux échanges sur ces techniques chirurgicales.

A Pascal, merci d'être entré dans ma vie, dans un bar rue Saint Denis, de m'avoir accompagnée et soutenue toutes ces années, dans les bons et les mauvais moments, merci d'avoir su m'attendre. Tu as toujours été « TC-esque ».

A mes parents, merci d'avoir toujours été là pour moi, merci de m'avoir permis de faire ce que j'aime vraiment. Promis, j'arrête les études !

A toute ma famille et belle famille, à tous mes amis d'enfance, pour toutes ces belles années passées ensemble, et surtout aux futures.

A tous mes amis de l'école, à Flo (ma co-thésarde préférée), Lisa (ma binôme préférée), Marine (mon témoin préférée), Milène (ma boulette préférée), Cécile (ma parisienne préférée), Emilie (ma cancérologue préférée), Nath (ma tête en l'air préférée), à Sandrine (ma co-AVEF préférée), à Anaïs (mon Erasmos en mousse préférée) et à tous les autres. L'école aurait été bien fade sans vous !

A tous les vétérinaires et assistants que j'ai eu le plaisir de rencontrer lors de mes stages et premiers emplois, merci pour votre bonne humeur, pour votre formation, et votre envie de partager ! Attention, certains m'auraient presque fait aimer la bovine.

Enfin, à ET, Beluga, Mokette, Grisette, Roussette et Casseburnette, ainsi qu'à tous les pensionnaires du club (Planète, Spice, Baila, Nora, Rêve, Ibycos, Apache et tant d'autres, et toute la horde sauvage pour nos apéro du mardi soir), à Granola notre star, à tous les amis de Momo, je sais que vous ne lirez jamais ce travail, mais bon... merci pour toute votre complicité et vos gratouilles.

# Table des matières

---

Table des illustrations-----	9
------------------------------	---

Introduction-----	11
-------------------	----

## **Partie 1 : Réalisation du DVD-----13**

I. REALISATION DES VIDEOS-----	14
a. Réalisation des films-----	14
b. Montage vidéo-----	14
II. CHOIX DES SCHEMAS A INSERER-----	15
III. CHOIX DU SUPPORT DVD-----	16
IV. LES LOGICIELS EMPLOYES-----	16
a. Gimp-----	16
b. Final cut pro-----	18
c. DVD studio pro-----	19

## **Partie 2 : L'ovariectomie de la chatte-----22**

I. LES INDICATIONS DE L'OVARIECTOMIE CHEZ LA CHATTE-----	23
a. Indications de convenance-----	23
b. Indications médicales-----	23
c. Contre-indications-----	24
d. Age préconisé-----	25
II. DESCRIPTION DE LA TECHNIQUE ENSEIGNEE A L'ENVT---	26
a. Rappels anatomiques-----	26
b. Préparation de l'animal-----	28
c. Les instruments employés-----	30
d. Temps opératoire-----	30
e. Temps post opératoire-----	38
III. LES TECHNIQUES ALTERNATIVES-----	40
a. Différentes techniques d'hémostase du pédicule vasculaire-----	40
➤ Différentes techniques de ligature-----	40
➤ Les clips vasculaires-----	44
➤ Le collier de serrage en plastique-----	44
b. L'ovariectomie coelioscopique -----	45
c. L'ovariectomie par les flancs-----	49



<b>Partie 3 : La castration du chat</b> -----	<b>52</b>
I.    LES INDICATIONS DE LA CASTRATION CHEZ LE CHAT-----	53
a.  Indications de convenance-----	53
b.  Indications médicales-----	53
c.  Contre-indications-----	54
d.  Age préconisé-----	54
II.   DESCRIPTION DE LA TECHNIQUE ENSEIGNEE A L'ENVT---	55
a.  Rappels anatomiques-----	55
b.  Préparation de l'animal-----	56
c.  Les instruments employés-----	58
d.  Temps opératoire-----	58
e.  Temps post opératoire-----	61
III.  LES TECHNIQUES ALTERNATIVES-----	61
a.  Le Nœud de Miller-----	61
b.  Le Nœud en huit-----	63
c.  Hémostase par bistournage-----	64
d.  Hémostase par ligatures-----	65
Conclusion-----	67
Bibliographie-----	69
 Annexes : 2 DVD	

# Table des illustrations

---

Figure 1 : Position des 3 caméras lors des prises de vue au bloc opératoire -----	14
Figure 2 : Présentation du logiciel GIMP® : réalisation des planches d'anatomie insérées dans le DVD « Stérilisation de la chatte »-----	17
Figure 3 : Arbre des liens constituant le DVD « Castration du chat » (Questionnaire exclu)-----	20
Figure 4 : 16Arbre des liens constituant le DVD « Stérilisation de la chatte » (Questionnaire exclu)-----	20
Figure 5 : Arbre des liens constituant le DVD « Castration du chat », partie « Questionnaire »-----	21
Figure 6 : Arbre des liens constituant le DVD « Stérilisation de la chatte », partie « Questionnaire »-----	21
Figure 7 : Tumeur ovarienne chez une chatte stérilisée médicalement par progestagènes autopsiée à l'ENVT-----	23
Figure 8 : Anatomie de la cavité abdominale, plan superficiel -----	26
Figure 9 : Anatomie de la cavité abdominale, plan moyen-----	27
Figure 10 : Anatomie de la cavité abdominale, plan profond sans colôn-----	27
Figure 11 : Identification des structures anatomiques entourant l'ovaire-----	27
Figure 12 : Délimitation de la zone de tonte-----	29
Figure 13 : Désinfection chirurgicale concentrique, du centre vers la périphérie de la zone opératoire-----	29
Figure 14 : Mise en place du champ opératoire avec par transparence les repères anatomiques-----	31
Figure 15 : Incision cutanée médiane à partir de l'ombilic-----	31
Figure 16 : Identification de la ligne blanche-----	32
Figure 17 : Introduction de la sonde cannelée-----	32
Figure 18 : Technique de recherche de l'ovaire à l'aide du crochet : introduction (A) et rotation du crochet (B-C) avec représentation anatomique de l'utérus (D) -----	33
Figure 19 : Extériorisation de l'utérus, souvent recouvert de tissu adipeux abdominal (représentations schématique et réelle)-----	33
Figure 20 : Identification des structures anatomiques entourant l'ovaire-----	35
Figure 21 : Mise en place de la pince en cœur et des pinces limitatives-----	35
Figure 22 : Mise en place des ligatures-----	36
Figure 23 : Ligatures vasculaires d'un ligament large très infiltré de tissu adipeux -----	36
Figure 24 : Pansement collé -----	39
Figure 25 : Plaie recouverte par du pansement liquide-----	39
Figure 26 : Port de la collerette-----	39
Figure 27 : Etapes de la réalisation d'un nœud d'hémostase-----	41
Figure 28 : Etapes de la réalisation d'un nœud de Miller -----	42
Figure 29 : Etapes de la réalisation d'une auto-suture du pédicule ovarien par un nœud de Miller-----	43
Figure 30 : Colliers de serrage en plastique-----	44
Figure 31 : Agrafeuse coupante linéaire laparoscopique MULTIFIRE ENDO GIA™-----	46
Figure 32 : Système de coagulation bipolaire (bistouri électrique)-----	46
Figure 33 : Electrocoagulation du ligament large-----	47
Figure 34 : Vue de l'apex de la corne utérine après exérèse de l'ovaire-----	47
Figure 35 : ENSEAL® tissue sealers -----	48
Figure 36 : Représentation schématique de l'embout de l'ENSEAL-----	48
Figure 37 : Positionnement de l'animal et identification des repères anatomiques-----	50

Figure 38 : Localisation de la zone de tonte et des 2 types d'incision (i1 : angle costo-lombaire et i2 : perpendiculaire aux lombes)-----	50
Figure 39 : Représentation schématique de l'anatomie du testicule et de ses enveloppes ----	55
Figure 40 : Structures anatomiques visibles après incision des enveloppes testiculaires et correspondance anatomique -----	55
Figure 41 : Positionnement dorsal-----	56
Figure 42 : Positionnement ventral-----	57
Figure 43 : Positionnement latéral -----	57
Figure 44 : Mise en place d'un champ opératoire collé ou d'une compresse stérile -----	59
Figure 45: Séparation du canal déférent et du cordon vasculaire aux doigts -----	60
Figure 46: Demi-nœud en cours de réalisation entre le canal déférent et le cône vasculaire-----	60
Figure 47: Etapes de réalisation d'un nœud de Miller sur le cordon spermatique-----	62
Figure 48: Etapes de réalisation d'un nœud en huit-----	63
Figure 49 : Représentation schématique de la position des instruments lors de Bistournage -----	64
Figure 50 : Etapes de la réalisation d'un nœud de chirurgien-----	66

# Introduction

La stérilisation du chat est l'une des interventions chirurgicales les plus pratiquées dans les cliniques vétérinaires. Elle consiste dans la plupart des cas en une ovariectomie chez la femelle et une castration chez le mâle. Ce sont également les premières interventions chirurgicales que les étudiants seront amenés à pratiquer lors de leur passage au bloc opératoire de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse (ENVT).

Une technique chirurgicale est un acte pratique qui nécessite au préalable un enseignement théorique. Ce dernier apporte toutes les bases nécessaires à la bonne compréhension de la technique et de ses différentes étapes. Après cette phase, un support vidéo permettant l'accès aux différentes étapes favorise une bonne assimilation par les étudiants. C'est pourquoi la réalisation d'un DVD traitant de la stérilisation chez le chat devrait compléter et renforcer la formation des étudiants.

La création de ce DVD avait plusieurs objectifs :

- permettre à l'étudiant d'avoir accès, dès qu'il en ressent le besoin, à l'enseignement théorique de la technique ;
- visualiser chaque étape des différentes techniques et avoir accès aux explications ;
- mettre à disposition des schémas anatomiques, replacés dans le contexte de l'intervention ;
- créer une partie « questions-réponses » reprenant les principales notions à assimiler par les étudiants afin de tester leurs connaissances.

Ce travail a pu être réalisé grâce à la collaboration de 2 personnes, chacune prenant en charge une partie de la réalisation du DVD. La première partie expliquera comment a été conçu le DVD. Les différentes techniques d'ovariectomie de la chatte seront présentées dans une seconde partie, et enfin la castration du chat dans une troisième partie.

# **Partie 1 : Réalisation du DVD**

# **I. REALISATION DES VIDEOS**

## **a. REALISATION DES FILMS**

Pour la réalisation de ce DVD, différentes techniques de stérilisation ont été filmées.

Les films réalisés à l'ENVT ont été enregistrés au bloc opératoire à partir de 3 caméras numériques (Canon XL1 et XL2, Panasonic HDC-TM900) fournissant des angles de vue différents (Figure 1). Les films ont été transférés sur un ordinateur Mac Pro de Macintosh. Ainsi, les plans ont été sélectionnés lorsqu'ils permettaient une excellente visualisation du geste chirurgical pour chaque étape de l'intervention. Certains films ont été réalisés lors de stages, avec un appareil photo compact (Kodak EasyShare Z915) et une seule prise de vue (en particulier la technique du bistournage pour la castration).



Figure 1 : Position des 3 caméras lors des prises de vue au bloc opératoire

## **b. MONTAGE VIDEO**

Le montage vidéo a été réalisé à l'aide du logiciel Final Cut Pro® sur un ordinateur Mac Pro de Macintosh®.

Chaque technique a été subdivisée en plusieurs étapes représentatives et didactiques. Chacune des étapes a été illustrée par une ou plusieurs séquences. Les séquences ont été sélectionnées à partir des critères suivants : le meilleur angle de vue, la meilleure luminosité. Les différentes

séquences ont alors été identifiées, sélectionnées et mises bout à bout sur la table de montage. Lorsque cela était nécessaire, les séquences ont pu faire l'objet d'une correction de la luminosité, des couleurs, de façon à obtenir une homogénéité des couleurs entre les différentes séquences surtout si elles provenaient de caméras différentes.

La vitesse de certaines séquences a été modifiée, en général ralentie, lorsque cela permettait une meilleure visualisation ou compréhension du geste. Afin de fluidifier le passage de certaines séquences à d'autres, une transition du type « fondu enchainé » ou « fondu » a été mise en place.

Certains schémas, notamment d'anatomie, ont été intégrés au film en cours de formation.

Une fois achevé, le film a été exporté après conversion sous un format .mov afin d'être intégré au DVD.

## **II. CHOIX DES SCHEMAS A INSERER**

Ce DVD étant un outil pédagogique, il semblait important de souligner les étapes clés des interventions chirurgicales par des schémas explicatifs directement issus du film, aidant ainsi l'étudiant à se repérer.

Il a tout d'abord été choisi d'insérer des planches anatomiques car il est primordial de bien identifier les différentes structures avant de réaliser le moindre geste chirurgical, notamment une incision.

Toutes les planches anatomiques ainsi que les différents schémas ont été créés à partir d'images fixes du film. Les images ont été entièrement reproduites sous forme de calques dans le logiciel GIMP® et légendées. Les dessins ont alors été intégrés dans le film en superposition des images réelles ou en parallèle pour permettre à l'étudiant de faire le lien plus facilement entre le réel et le schématique.

Pour l'ovariectomie, il a été inséré des planches d'anatomie permettant de voir plan par plan les organes abdominaux de la chatte comme par transparence. Les repères anatomiques délimitant l'incision cutanée ont été représentés et sont restés visibles même après la mise en place des champs grâce à la superposition de plans arrêtés sur les images du film. L'anatomie de l'ovaire après son extériorisation et des structures voisines ont également fait l'objet d'une représentation schématique.

Pour la castration, il a été inséré des planches d'anatomie reproduisant les différentes enveloppes situées autour du testicule, ainsi que leur ordre d'apparition lors de l'incision.



Les étapes importantes de chaque intervention ont été soulignées également par la création de schémas.

Pour l'ovariectomie, il a ainsi été schématisé l'incision cutanée, l'incision de la ligne blanche, la recherche de l'ovaire, la réalisation et la mise en place des ligatures et enfin l'exérèse de l'ovaire.

Pour la castration, il a été schématisé l'incision et les ligatures.

### **III. CHOIX DU SUPPORT DVD**

Le DVD permet de reprendre les films montrant les différentes techniques et également de choisir pour la technique classique de ne visionner que le film, le film avec des schémas ou encore uniquement les schémas. Il nous a également semblé judicieux de pouvoir revenir sur une séquence particulière de l'intervention. Le format DVD permet de naviguer aisément d'un protocole chirurgical à l'autre, d'une étape à l'autre, de ne visualiser qu'une partie du film en fonction de ses besoins.

Le format DVD permet également d'insérer un questionnaire interactif, permettant à l'étudiant de valider ses connaissances à son propre rythme. Il a donc été réalisé deux questionnaires de 10 questions : l'un portant sur l'anatomie, l'autre sur les techniques chirurgicales, chez le mâle et chez la femelle.

### **IV. LES LOGICIELS EMPLOYES**

#### **a. GIMP®**

Le logiciel GIMP® est un logiciel de traitement d'images disponible gratuitement et téléchargeable sur internet. Il permet de créer des calques à partir d'images fixes extraites des vidéos. Ces images servent de support pour créer des schémas qui se superposent parfaitement aux images filmées afin de mieux expliquer le geste réalisé et d'apporter des informations complémentaires, comme des schémas anatomiques par exemple.

Lors de la création d'un fichier sur GIMP®, l'utilisateur choisit les dimensions de l'image qu'il souhaite créer. Les schémas des DVD ont été créés en 1920 x 1080 pixels de façon à s'insérer facilement dans les films, sans nécessiter de redimensionnement, et pour avoir une résolution suffisante afin d'assurer une bonne qualité d'image.

L'image fixe constitue un premier calque. Elle est importée à partir des documents de l'utilisateur et peut être redimensionnée grâce à un « outil de mise à l'échelle ». Il est ensuite possible de créer autant de calques que d'éléments à rajouter sur les schémas explicatifs (Figure 2).

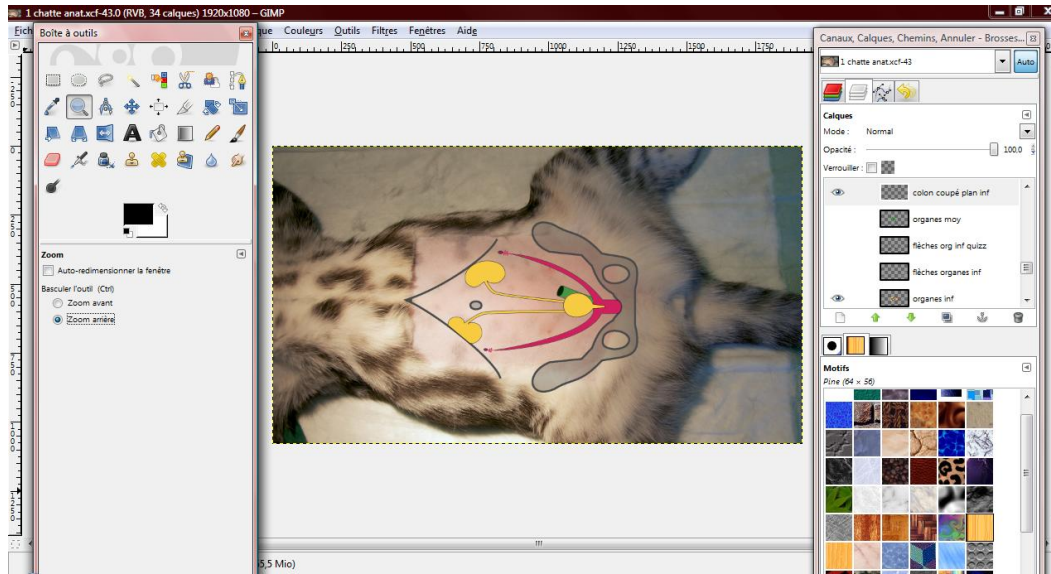


Figure 2 : Présentation du logiciel GIMP<sup>®</sup> : réalisation des planches d'anatomie insérées dans le DVD « Stérilisation de la chatte »

Les contours des différentes structures de l'image fixe peuvent être suivis au plus juste grâce à un « outil chemins ». Le chemin est alors tracé en choisissant la couleur et l'épaisseur du trait. Il peut être utilisé différents chemins représentant différentes structures. Ces chemins peuvent être placés sur le même calque ou sur des calques différents. Les formes ainsi dessinées peuvent être colorées uniformément grâce à un « outil de remplissage », en choisissant la couleur et le degré de transparence du remplissage.

Un « outil texte » permet de créer les légendes des différentes structures. Chaque légende est placée sur un calque propre de façon à faciliter la réalisation des questionnaires par la suite. Chaque légende est placée sur une étiquette, réalisée grâce à un « outil de sélection rectangulaire » qui permet de sélectionner un rectangle ajusté aux dimensions du texte puis de le remplir avec l'« outil de remplissage ». Un gris d'une transparence de 50% a été utilisé pour permettre une bonne lisibilité du texte tout en laissant transparaître l'image. L'« outil chemins » permet de tracer des traits reliant alors chaque structure à sa légende.

Une fois tous ces calques créés, il est possible de les ordonner plan par plan et de les rendre visibles ou non. A partir d'un même fichier GIMP<sup>®</sup>, il est donc possible d'extraire

plusieurs images qui peuvent ensuite être enregistrées sous différents formats. Les différentes images utilisées dans les DVD ont été enregistrées sous le format .jpg, ce qui offrait une qualité d'image suffisante.

Pour chaque fichier, il a donc été extrait :

- une image comportant l'image fixe seule ;
- une image avec le schéma explicatif et toutes les légendes ;
- une image avec le schéma sans légendes mais avec des points d'interrogations pour les questions des questionnaires ;
- différentes images avec le schéma et seulement certaines légendes pour les réponses aux questionnaires.

Le même procédé a également permis d'utiliser certaines images comme modèle et de les faire évoluer pour décrire une étape par exemple. Ainsi, pour les étapes de la réalisation du nœud d'hémostase, des photographies montrant une corde nouée autour d'un manche de bois ont été utilisées comme image fixe. Les outils précédemment cités ont ensuite permis de suivre le tracer de la corde pour la faire apparaître comme un fil de suture sur les schémas, et de faire apparaître le manche de bois comme le pédicule ovarien.

## **b. FINAL CUT PRO**

Final Cut Pro<sup>®</sup> est un logiciel professionnel de montage vidéo. Il offre de nombreuses possibilités en termes de présentation d'image, de taille, de placement, de transition. Il permet d'ajouter du texte sous forme de bordereau par exemple ajouté sur les images. Cela facilite la visualisation de l'intervention chirurgicale, l'étudiant pouvant se repérer régulièrement grâce à ces sous-titres.

La totalité des séquences a été visualisée puis les plans principaux pré-sélectionnés dans différents plans. Après avoir choisi les plans définitifs, les différentes séquences ont été placées sur une ligne de montage et reliées entre elles. Des transitions ont été mises en place lorsqu'elles étaient nécessaires. La transition « fondu noir » a été utilisée pour séparer deux gestes successifs, n'appartenant pas au même temps chirurgical, comme par exemple entre la préparation de l'animal et le début de l'intervention chirurgicale.

Le passage d'une séquence à une autre induit souvent un saut de l'image lié au fait que les plans ne sont pas strictement identiques (position des mains, des instruments, ...). Ce saut de l'image, désagréable lors du visionnage a pu être supprimé ou diminué en utilisant une

transition « fondu enchaîné » qui permet de passer progressivement d'une séquence à l'autre par superposition d'une partie des deux séquences.

La colorimétrie des différentes séquences a été corrigée lorsque cela était nécessaire afin qu'il n'y ait pas de grandes différences au sein du film. Cette correction est en général automatique, mais peut également être affinée manuellement en jouant sur l'exposition, le contraste, la luminosité et les couleurs des images.

Une fois monté et vérifié, le film a été exporté et compressé par le logiciel dans un format .mov, de qualité (H264) pour être intégré dans le DVD.

### **c. DVD STUDIO PRO®**

DVD studio Pro® est un outil professionnel permettant de réaliser une grande variété d'effets. L'objectif du DVD étant la création d'un outil pédagogique, il a été opté pour une grande sobriété dans les effets. Il permet également de relier des films, des séquences de schémas (« Diaporama »), et permet de créer un questionnaire interactif.

Le thème de fond ainsi que les boutons permettant de passer d'un écran à l'autre ont été créés.

Le format DVD permet de présenter différents menus. Ces menus sont reliés entre eux par les « boutons », qui sont des zones à cliquer permettant de passer au menu suivant.

Les figures 3 et 4 reprennent les différents menus et les liens entre eux (pour le chat et la chatte respectivement). Ainsi, le DVD s'ouvre sur un menu d'introduction, qui donne directement sur un menu souche (numéroté 0). Tous les menus suivants ont un lien permettant de revenir sur ce menu souche. Un premier menu donne accès au protocole enseigné à l'ENVT, avec la possibilité de visionner :

- 1. : le film explicatif en entier, avec les explications schématiques et les explications orales,
- 2. : le film résumant les étapes et contenant les grands schémas de base,
- 3. : les séquences particulières du film, permettant de revoir une partie particulière à approfondir.

Un deuxième menu donne accès aux autres protocoles que l'étudiant sera amené à rencontrer chez des confrères. Chez le chat, il s'agit de l'autosuture de Miller, du nœud en huit, du bistournage et une variante avec une incision unique centrée sur le sillon inter-testiculaire. Chez la chatte, un menu reprenant différentes techniques d'hémostase donne accès à un

diaporama sur le nœud d'hémostase, des films sur l'autosuture de Miller, l'hémostase par thermofusion, le nœud de Miller. Un menu présentant des protocoles différents permet d'accéder à un film sur l'ovariectomie de la chatte par le flanc.

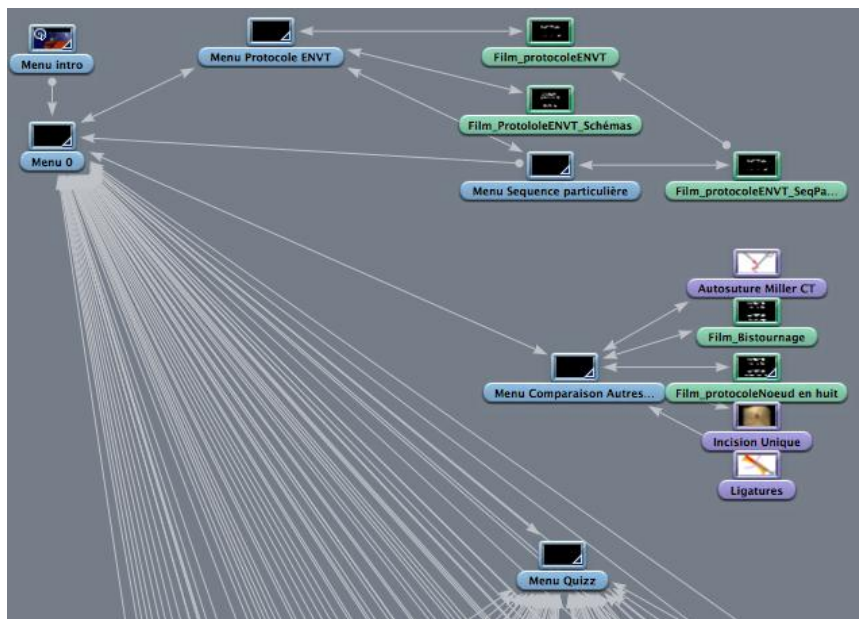


Figure 3 : Arbre des liens constituant le DVD « Castration du chat » (questionnaire exclu)

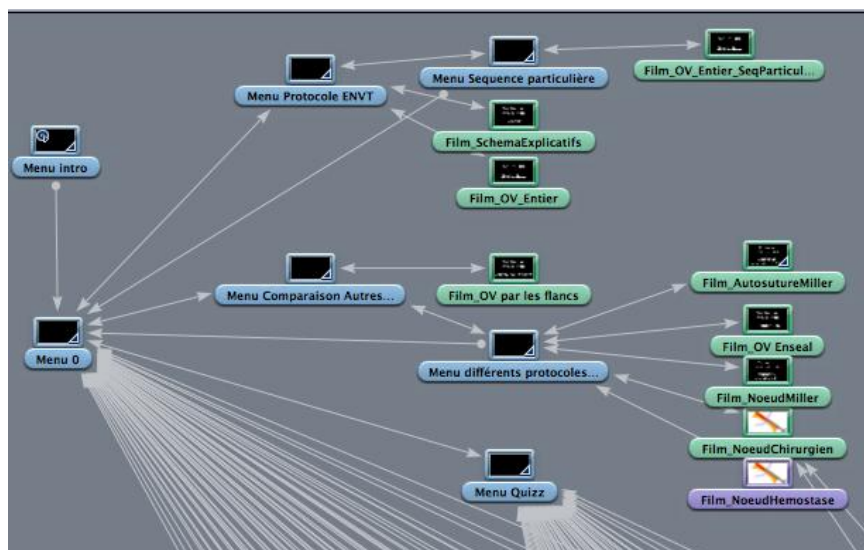


Figure 4 : Arbre des liens constituant le DVD « Stérilisation de la chatte » (questionnaire exclu)

Les figures 5 et 6 reprennent l'organisation de ces parties « questionnaires », pour le chat et la chatte respectivement. Ainsi, le menu initial du questionnaire donne accès à une partie question sur l'anatomie et une partie question sur les différentes techniques chirurgicales. Chaque question donne un lien vers une réponse correcte et une réponse fausse. Certaines questions n'ont pas de mauvaise réponse.

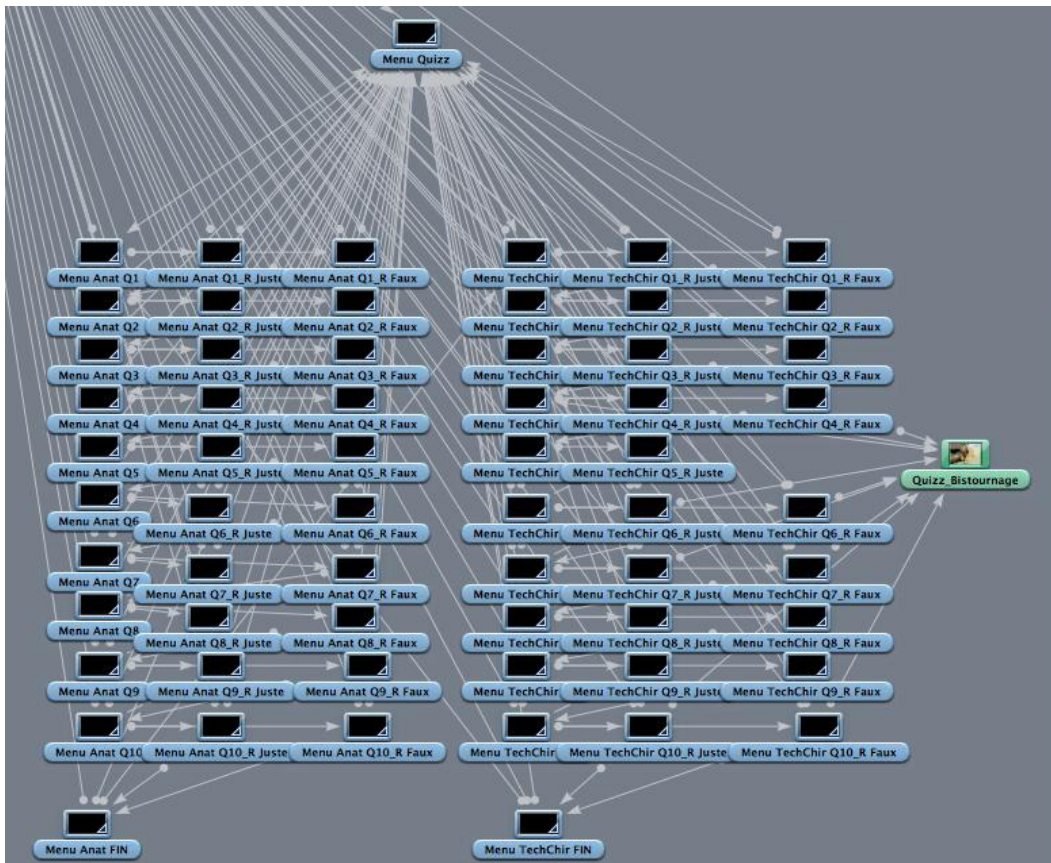


Figure 4 : Arbre des liens constituant le DVD « Castration du chat », partie « Questionnaire »

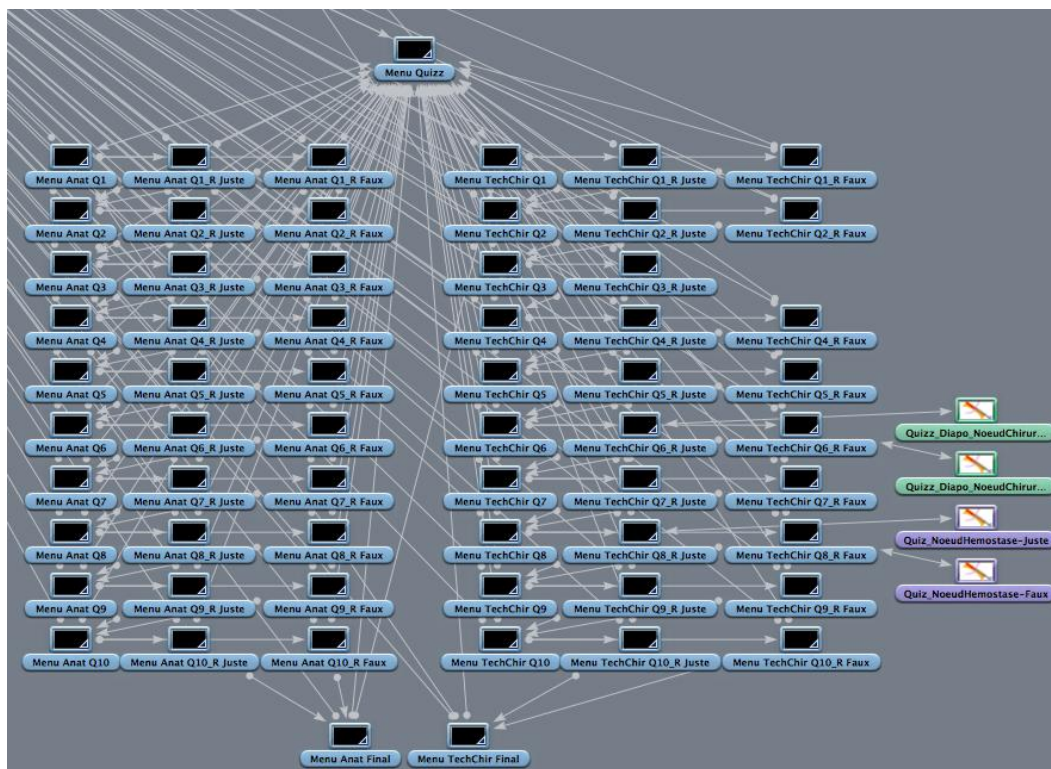


Figure 5 : Arbre des liens constituant le DVD « Stérilisation de la chatte », partie « Questionnaire »

## **Partie 2**

# **L'ovariectomie de la chatte**

## **I. LES INDICATIONS DE L' OVARIECTOMIE CHEZ LA CHATTE**

### **a. INDICATIONS DE CONVENANCE [3, 16]**

L'ovariectomie est un moyen définitif d'éviter les gestations non désirées chez les animaux qui ne sont pas destinés à la reproduction. Elle supprime les comportements observés en période d'ovulation (« chaleur de la chatte » tels que miaulements incessants, fugues...) et évite également l'intrusion de mâles en recherche d'une partenaire. Une chatte stérilisée sera également moins impliquée dans des bagarres, donc moins sujette aux plaies et abcès par morsure et griffures.

Il est dans ce cas préférable de recourir à la chirurgie plutôt qu'à un traitement médical en raison des effets secondaires que ce dernier peut entraîner, notamment une prédisposition aux tumeurs mammaires et ovariennes (Figure 7) mais aussi des pathologies utérines.

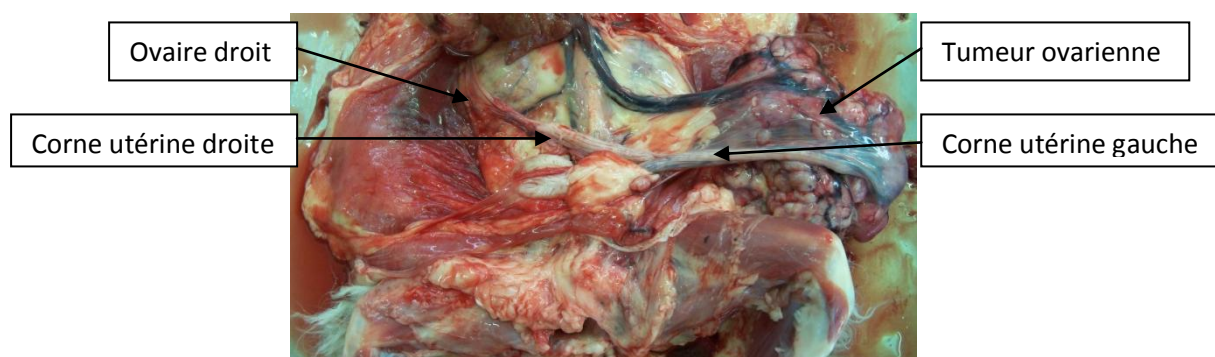


Figure 7 : Tumeur ovarienne chez une chatte stérilisée médicalement par progestagènes autopsiée à l'ENVT

### **b. INDICATIONS MÉDICALES [4, 16]**

L'ovariectomie permet en premier lieu de traiter les affections ovariennes telles que les tumeurs (rares chez la chatte) ou les kystes. Pour les kystes, l'exérèse est curative. En ce qui concerne les tumeurs, il en existe trois types selon les cellules concernées au sein de l'ovaire : cellules somatiques, cellules germinales ou cellules de la granulosa. Ces tumeurs sont souvent malignes chez la chatte et l'ovariectomie ne sera pas toujours curative en fonction du bilan d'extension de la tumeur. Dans ce cas l'intervention peut être palliative et apporter plus de confort à l'animal pour ses derniers mois de vie.



Certaines masses mammaires peuvent être traitées par ovariectomie, comme en particulier chez la jeune chatte de moins de cinq ans, chez qui il s'agit le plus souvent de fibroadénomatose mammaire [12]. Il s'agit alors d'une prolifération généralisée du tissu mammaire qui est la plupart du temps bénigne. Le développement est en outre influencé par les hormones sexuelles. La chatte est alors souvent opérée par les flancs, le tissu mammaire étant trop développé pour permettre un abord par la ligne blanche. Le tissu mammaire régresse alors dans les quelques semaines suivant l'intervention.

L'ovariectomie permet de prévenir l'apparition d'affections mammaires telles que les tumeurs ou la mastose (kystes et nodules mammaires). Des études ont montré que l'opération des chattes avant l'âge de six mois divisait le risque d'apparition de tumeurs par sept [13].

Les bagarres et les rapports sexuels, peuvent transmettre des maladies, en particulier liées à deux virus : le FIV (Feline Immunodeficiency Virus) et le FeLV (Feline Leukemia Virus). La stérilisation réduit ainsi le risque de contracter ces maladies pour la chatte stérilisée, et permet d'un point de vue plus global de réduire leur prévalence sur l'ensemble de la population féline.

Enfin, l'efficacité du traitement de certaines maladies métaboliques, telles que le diabète [23] peut être mal influencée par la présence d'hormones sexuelles. Ainsi, après ovariectomie, l'absence d'hormones sexuelles simplifie la stabilisation de la maladie.

### **c. CONTRE-INDICATIONS**

Pour réaliser une ovariectomie, l'animal doit pouvoir supporter une anesthésie générale. Il est donc important de considérer la balance bénéfice / risque pour prendre la décision d'intervention. L'ovariectomie est rarement une urgence chirurgicale.

En cas de gestation ou lorsque cette dernière est suspectée, il est contre-indiqué de réaliser une ovariectomie. Il est alors indiqué soit de réaliser une ovario-hystérectomie dans les phases précoces de gestation, sinon de préférer la mise-bas avant d'effectuer une ovario-hystérectomie après involution utérine.

Lorsqu'une anomalie de l'utérus est observée, l'ovariectomie seule est à proscrire, il faut alors également réaliser une ovario-hystérectomie.

En outre, la stérilisation diminue les besoins énergétiques de l'animal tout en modifiant leur prise alimentaire (30% de besoins énergétique en moins pour une prise alimentaire supérieure de 18% chez la femelle [11]). Cela le prédispose de fait à la prise de poids, voire à l'obésité. La prise de poids est défavorable à la santé à long terme de l'animal, il est donc primordial de diminuer l'apport énergétique de la ration après stérilisation et de bien surveiller la courbe de poids de l'animal.

#### **d. AGE PRECONISE**

Il existe un débat sur l'âge à partir duquel l'intervention peut être réalisée.

Aux Etats-Unis, la stérilisation est fréquemment effectuée autour de l'âge de sept semaines, soit avant l'adoption. Il règne encore une incertitude quant aux conséquences de cette intervention si jeune sur le métabolisme et la croissance. De nos jours, les risques anesthésiques (risques d'hypoglycémie et d'hypothermie, faible taille des patients) sont bien maîtrisés par les vétérinaires et ne représentent plus une contre-indication à l'intervention [18]. En outre, les effets sur le comportement, la croissance et les caractères sexuels secondaires ne semblent pas différents d'une stérilisation plus tardive à l'âge de sept mois [24].

En Europe, l'âge préconisé est aux alentours de six mois, c'est-à-dire avant la puberté. L'animal est alors plus apte à subir une anesthésie générale, l'animal est plus grand mais le tissu adipeux est en général plus développé. Il peut rendre plus délicat l'accès aux ovaires pour les vétérinaires débutants.

## II. DESCRIPTION DE LA TECHNIQUE ENSEIGNEE A L'ENVT

[7, 16, 25]

La technique chirurgicale la plus répandue en pratique vétérinaire pour réaliser une ovariectomie utilise une laparotomie.

### a. RAPPELS ANATOMIQUES

Il est important de bien connaître l'anatomie de la cavité abdominale avant de réaliser l'intervention chirurgicale. Cela permet de bien pouvoir se repérer dans la cavité, de reconnaître les différents organes ainsi que les rapports qu'ils ont entre eux. Cela évite des erreurs telles que des manipulations intempestives de la rate ou du foie dont les lésions peuvent mettre en jeu la survie de l'animal. Les Figures 8 à 10 montrent donc schématiquement les organes de la cavité abdominale par plan successifs.

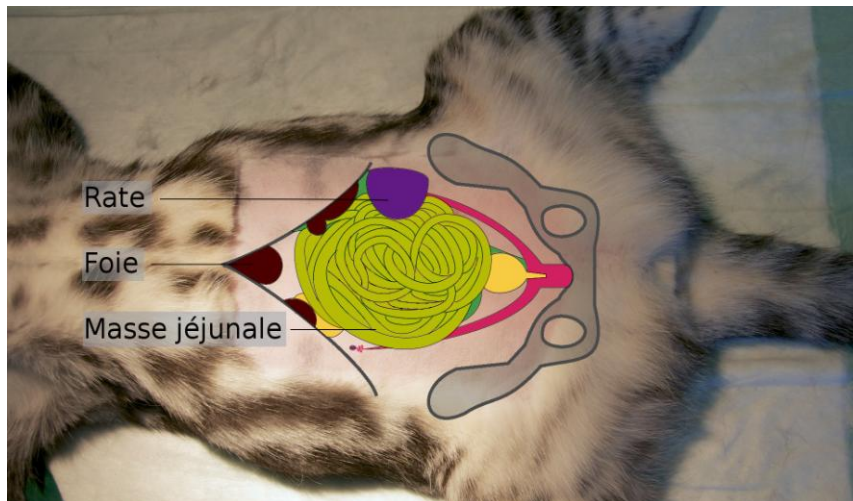


Figure 8 : Anatomie de la cavité abdominale, plan superficiel

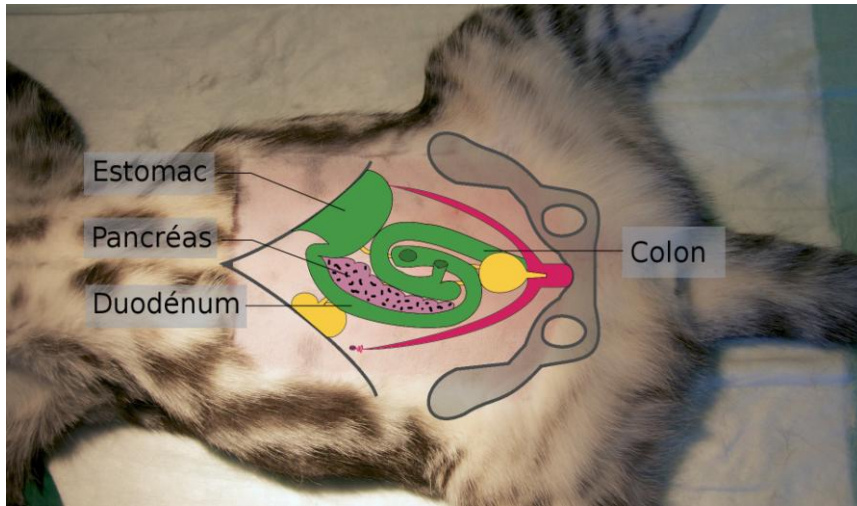


Figure 9 : Anatomie de la cavité abdominale, plan moyen

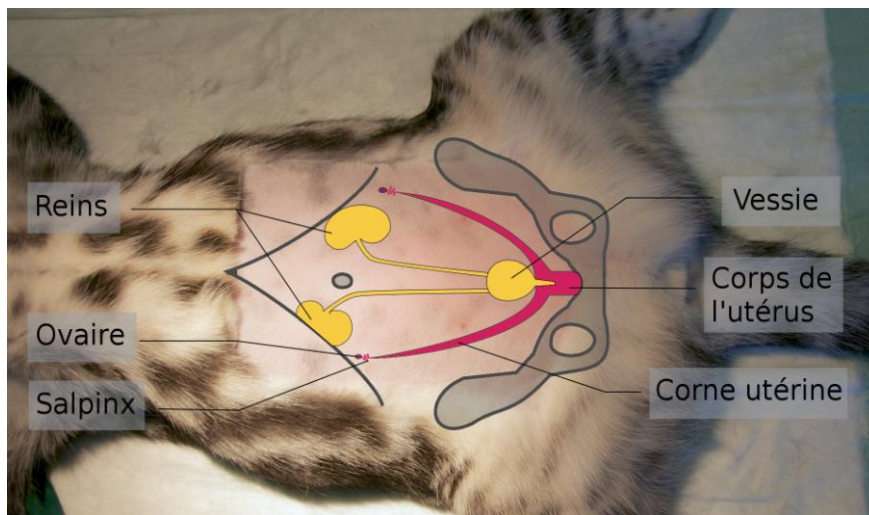


Figure 10 : Anatomie de la cavité abdominale, plan profond sans côlon

L'exérèse de l'ovaire requiert une bonne connaissance des structures qui l'entourent afin de placer correctement les instruments puis les ligatures, sans occasionner d'hémorragie (Figure 11).

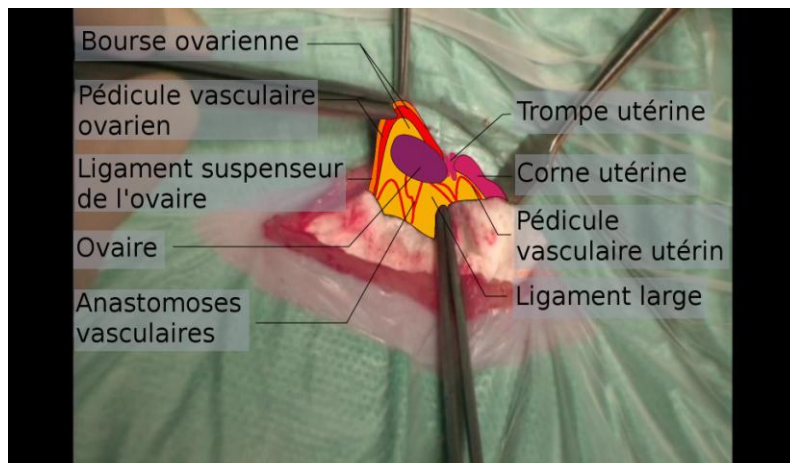


Figure 11 : Identification des structures anatomiques entourant l'ovaire

## **b. PREPARATION DE L'ANIMAL**

Comme pour toute intervention chirurgicale, il faut s'assurer que l'état de santé de l'animal permet l'intervention. Un examen clinique de la patiente est donc réalisé, et si nécessaire un bilan sanguin et une analyse d'urine. Ces examens permettront de prendre ou non la décision de réaliser l'ovariectomie en fonction de la balance bénéfique / risque pour l'animal et d'élaborer un protocole d'anesthésie adapté au mieux à l'animal.

Une fois la décision d'intervention prise, l'animal doit observer une diète hydrique de douze heures avant l'intervention afin de limiter le risque de fausse déglutition lors de l'anesthésie.

L'imagerie médicale (échographie notamment) permet d'inspecter les ovaires ainsi que l'utérus afin d'obtenir des informations sur le statut de chaque organe, mettre en évidence d'éventuelles anomalies, ou pour faire un bilan d'extension dans le cas de tumeurs. Cela permettra de choisir la voie d'abord et le type d'intervention que le chirurgien pratiquera (ovariectomie ou ovario-hystérectomie).

Chez la chatte, classiquement, l'ovariectomie est réalisée par laparotomie au niveau de la ligne blanche, mais certains vétérinaires préfèrent une laparotomie par le flanc. Chacune de ces voies d'abord offre ses avantages et ses inconvénients :

- la laparotomie médiane assure une bonne visualisation de l'ensemble de la cavité abdominale et en particulier de l'utérus, ce qui permet de confirmer les observations échographiques. Le cas échéant, une ovario-hystérectomie peut au final être réalisée sans difficultés, juste en prolongeant la longueur de l'incision. En revanche, la recherche des ovaires peut poser quelques difficultés, car ils sont souvent masqués par l'ensemble de la masse intestinale, la rate, ...
- la laparotomie par le flanc chez la chatte permet un accès direct à l'ovaire et indirect au second ovaire en remontant le long des cornes utérines. L'accès aux deux ovaires par la même ouverture est permise car l'abdomen est étroit et les ligaments suspenseurs des ovaires longs et extensibles. En revanche, l'utérus est peu accessible et il faudra réaliser une laparotomie médiane dans un second temps si l'animal nécessite une ovario-hystérectomie non prévue initialement. D'où l'intérêt de l'imagerie médicale pour s'assurer du bon état de l'utérus au préalable, avant de réaliser cette voie d'abord.

Une fois anesthésié, l'animal est placé en décubitus dorsal et tondu largement en prévision d'une éventuelle ovario-hystérectomie. Le rectangle de tonte s'étendra de l'appendice xiphoïde jusqu'en arrière du pubis et latéralement au-delà des mamelles (Figure 12).

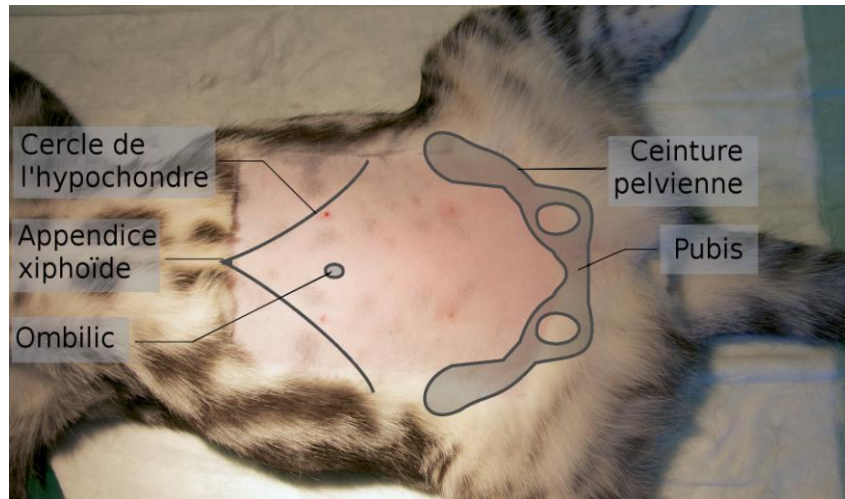


Figure 12 : Délimitation de la zone de tonte

Enfin, la préparation s'achève par la désinfection chirurgicale de la zone opératoire. La zone centrale doit être lavée en premier car c'est la zone qui doit être la plus propre, le reste est ensuite nettoyé de manière concentrique en s'éloignant de cette zone sans jamais revenir en arrière (Figure 13). Cinq lavages successifs seront réalisés avec un savon à la chlorhexidine ou à la povidone iodée, avec un rinçage au chlorure de sodium 0,9% stérile entre chaque application. Il est important d'avoir un temps de contact entre le savon et la peau d'au moins une minute à chaque lavage. L'étape de lavage s'achève par l'application de la solution coordonnée au savon (chlorhexidine ou povidone iodée), il est primordial de ne pas mélanger les deux molécules car leurs effets se neutralisent.

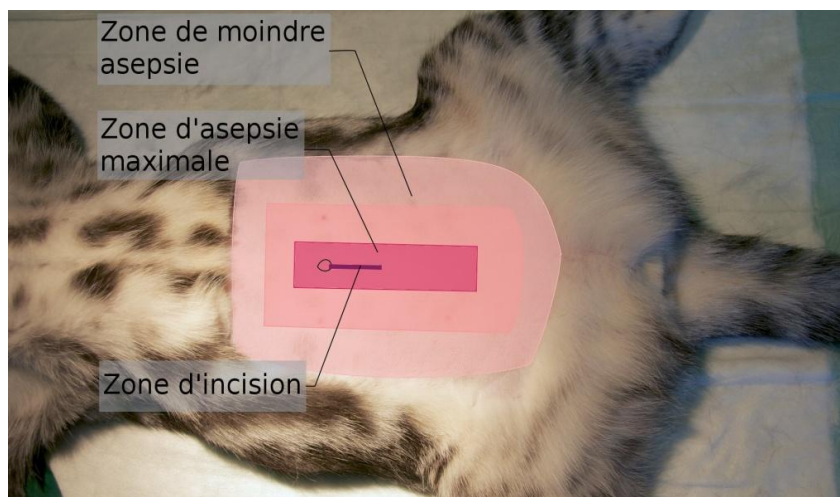


Figure 13 : Désinfection chirurgicale concentrique, du centre vers la périphérie de la zone opératoire

### c. LES INSTRUMENTS EMPLOYES

Les différentes étapes de l'ovariectomie nécessitent plusieurs instruments chirurgicaux, stérilisés au préalable :



Bistouri à lame froide n° 23 : incision cutanée, incision de la ligne blanche, exérèse des ovaires [36]



Ciseaux de Metzenbaum : dissection du tissu sous-cutané [30]



Sonde cannelée : ouverture de la cavité abdominale [28]



Pince en cœur : préhension de l'ovaire [35]



Crochet à ovariectomie : recherche de l'ovaire [32]



Pince hémostatique [31]

### d. TEMPS OPERATOIRE

Un champ opératoire stérile est placé sur la patiente et une ouverture y est réalisée en prenant les mêmes repères anatomiques que pour la tonte (Figure 14).

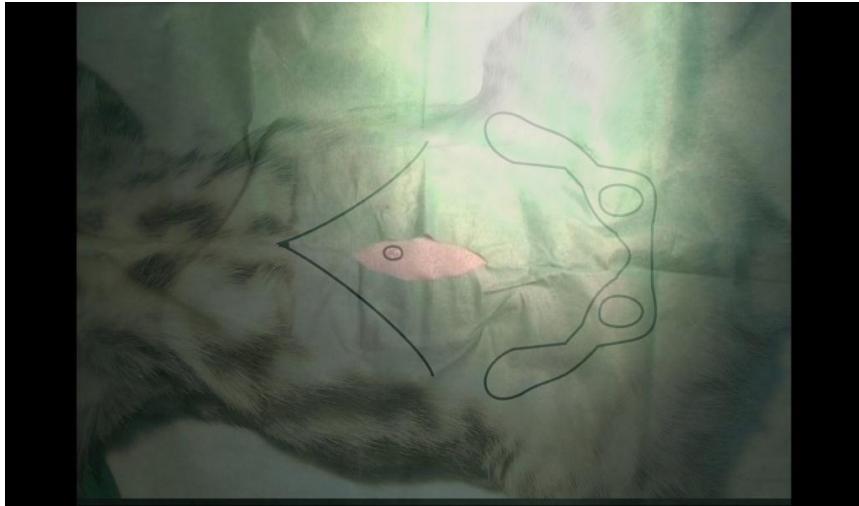


Figure 14 : Mise en place du champ opératoire avec par transparence les repères anatomiques

L'ovariectomie est précédée par une laparotomie médiane moyenne : la peau est incisée à l'aide d'un bistouri à lame froide, sur la ligne médiane, à partir de l'ombilic, sur trois centimètres environ (Figure 15). L'objectif est de créer la plus petite cicatrice possible, l'incision sera donc la plus courte possible, en fonction de la technique de recherche réalisée : pour la technique du crochet, une incision d'un centimètre peut suffire. Une hémostase soignée doit être faite à l'aide d'une compresse ou d'un bistouri électrique au fur et à mesure de l'observation de saignements. Cette étape a pour objectif de limiter les pertes sanguines mais également d'éviter de colorer les tissus environnants qui, lorsqu'ils sont tous rouges, sont difficiles à différencier les unes des autres.

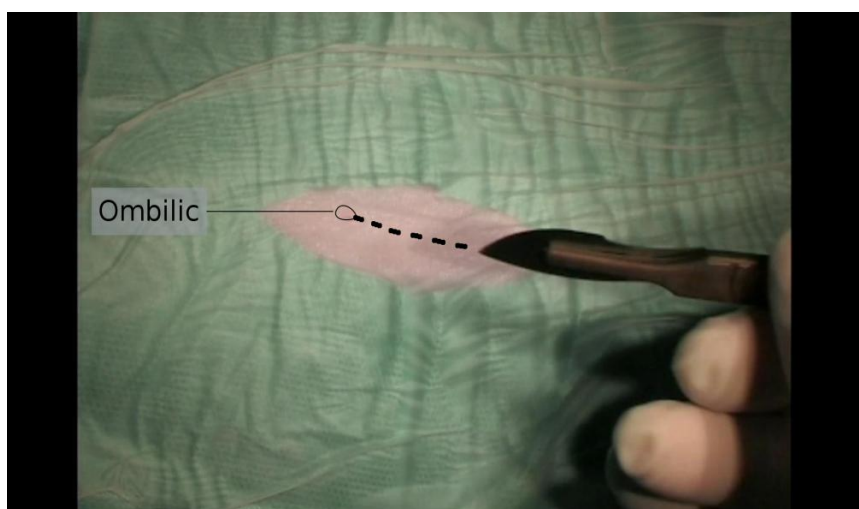


Figure 15 : Incision cutanée médiane moyenne à partir de l'ombilic



Le tissu conjonctif sous-cutané est ensuite incisé à son tour à la lame froide ou avec un bistouri électrique ou bien dilacéré à l'aide des ciseaux de Metzenbaum. La dilacération présente l'avantage de réaliser dans le même temps l'hémostase des vaisseaux de petite taille du tissu sous-cutané par étirement, mais cette technique crée des cavités tissulaires à l'origine de réactions inflammatoires importantes, préjudiciable à la cicatrisation. L'incision au bistouri électrique n'induit pas de cavité et permet de réaliser l'hémostase de vaisseaux de taille variable.

L'étape suivante consiste à repérer la ligne blanche : les muscles de la paroi abdominale s'y rejoignent ; elle apparaît comme la zone de divergence du sens des fibres (Figure 16). La ligne blanche est soulevée à l'aide d'une pince à dents afin d'y réaliser en toute sécurité une ponction dans laquelle la sonde cannelée est glissée (Figure 17). L'ouverture de la cavité abdominale est alors achevée par un débridement sur sonde en faisant glisser la lame du bistouri, orientée vers le haut, dans le sillon de la sonde cannelée.

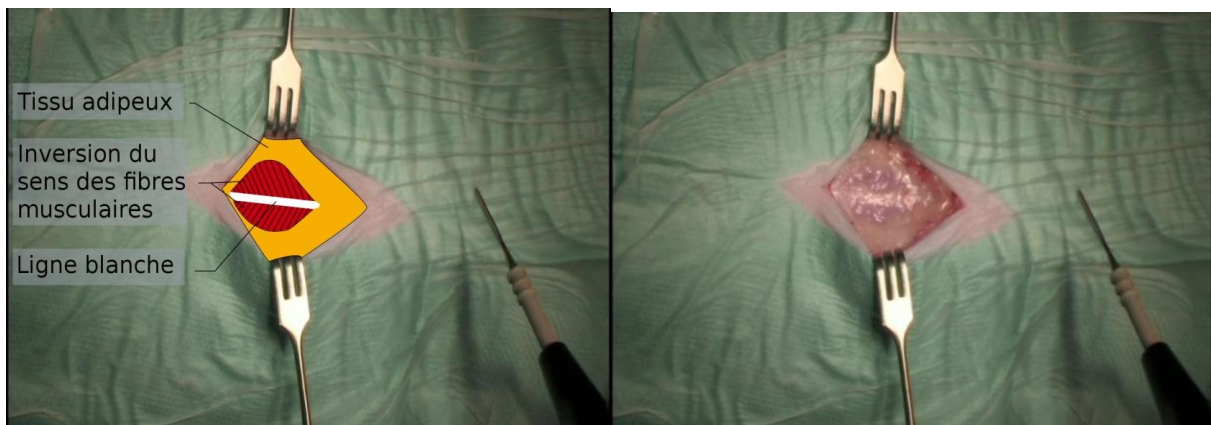


Figure 16 : Identification de la ligne blanche

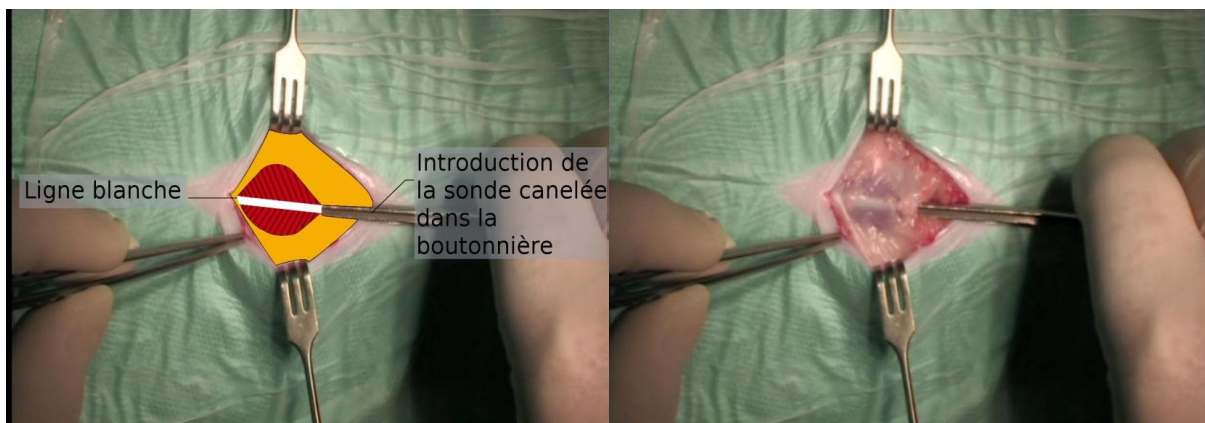


Figure 17 : Introduction de la sonde cannelée

Les ovaires de la chatte sont alors recherchés à l'aide de trois techniques : à vue, au crochet à ovariectomie ou au doigt.

Avec la technique du crochet, le crochet à ovariectomie est introduit contre la paroi abdominale à hauteur de l'ombilic, la partie courbe plaquée contre la paroi (Figure 18). Il est ensuite glissé dans la cavité abdominale jusqu'au plan profond. Le chirurgien lui impose alors une rotation de 90° vers l'intérieur de la cavité abdominale afin d'emprisonner l'utérus dans la partie concave du crochet qui est plus accessible que l'ovaire. Ce dernier est alors remonté délicatement : l'utérus est logé dans le crochet et recouvert de tissu adipeux abdominal (Figure 19), si ce n'est pas le cas dès la première tentative, il faut alors renouveler l'opération jusqu'à remonter l'utérus dans le crochet.

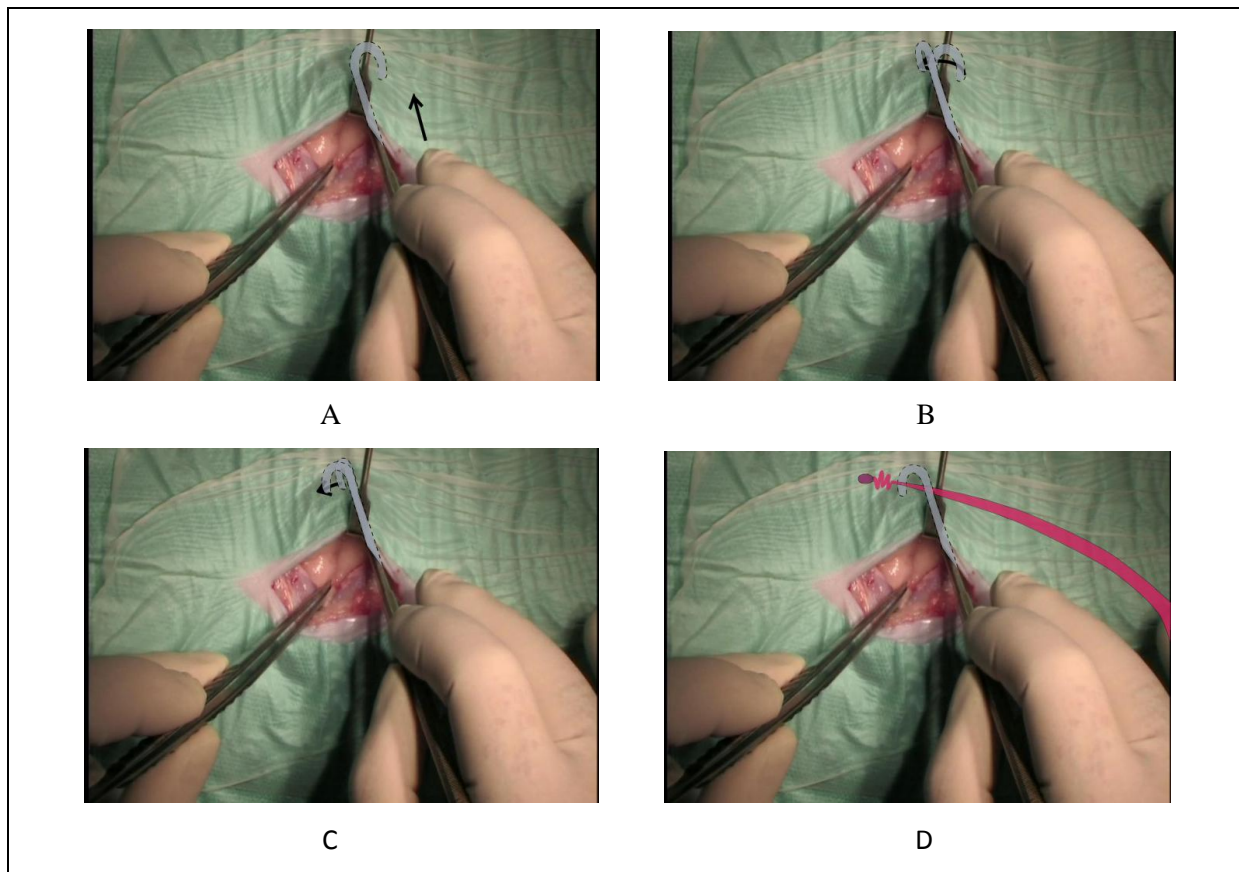


Figure 18 : Technique de recherche de l'ovaire à l'aide du crochet : introduction (A) et rotation du crochet (B-C) avec représentation anatomique de l'utérus (D)

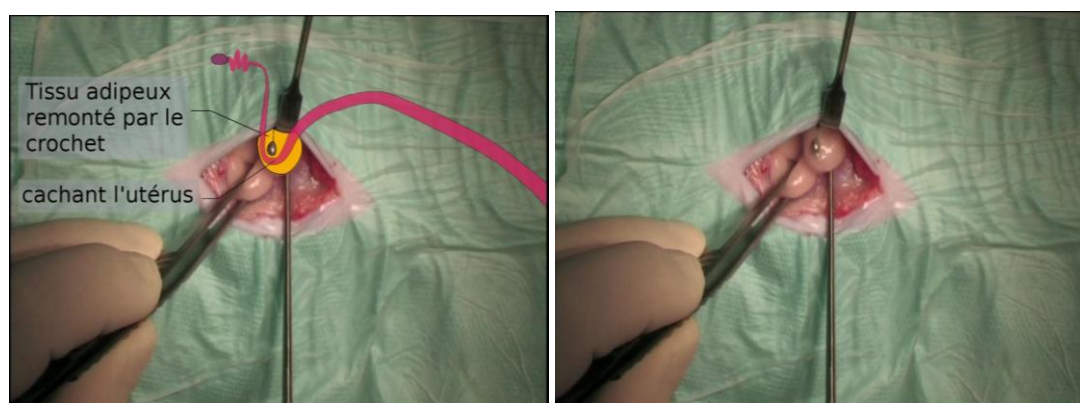


Figure 19 : Extériorisation de l'utérus, souvent recouvert de tissu adipeux abdominal (représentations schématisées et réelle)

Du côté gauche, il faut faire attention à ne pas accrocher la rate en remontant le crochet, surtout lorsque l'anesthésie a été induite à l'aide de barbituriques, souvent responsables d'une splénomégalie. Une autre erreur décrite est la remontée d'une anse intestinale ou plus rarement d'un uretère au lieu de l'utérus. Les structures sont alors replacées dans la cavité abdominale et l'utérus recherché à nouveau.

Lors d'une recherche au doigt, le même principe est utilisé mais en introduisant l'index dans la cavité abdominale et en remontant l'index contre la paroi abdominale. Dans ce cas, le chirurgien cherche à sentir un cordon ferme et plutôt rond passer sous ses doigts : il s'agit de l'utérus qu'il a plaqué contre la paroi. L'utérus est alors remonté délicatement en le faisant glisser le long de la paroi abdominale. Si le chirurgien n'arrive pas à trouver directement l'utérus, il peut rechercher d'abord l'ovaire qui apparaît comme un grain de riz sous le doigt, en décalant le doigt caudalement, il trouve l'utérus.

Cette seconde méthode est plus sûre vis-à-vis du risque d'accrochement de la rate du côté gauche.

La dernière technique consiste à visualiser directement l'ovaire ou une corne utérine. La paroi abdominale située en face du chirurgien est alors soulevée à l'aide d'écarteurs et la cavité abdominale inspectée. La taille de l'incision nécessite d'être un peu plus importante que les précédentes. Si l'utérus est visualisé, il est pris en charge à l'aide d'une pince mousse et extériorisé. Dans le cas contraire, l'omentum est récliné afin de visualiser les structures sous-jacentes. Si l'utérus n'est toujours pas visible, le chirurgien peut se servir d'écarteurs biologiques tels que le côlon descendant pour dégager la zone contenant l'ovaire gauche. Ainsi, le côlon descendant situé à gauche de l'animal est remonté puis récliné à droite de l'animal. Il emmène avec lui toute la masse intestinale, dégageant ainsi le rein et l'ovaire gauches. La recherche de l'ovaire droit peut être facilitée en procédant de la même façon avec le duodénum descendant, situé à droite de l'animal et récliné à gauche, laissant apparaître le foie, le rein et l'ovaire droits.

L'ovaire est extériorisé à son tour en remontant délicatement l'utérus. Il est alors important de bien identifier toutes les structures anatomiques (Figure 20).

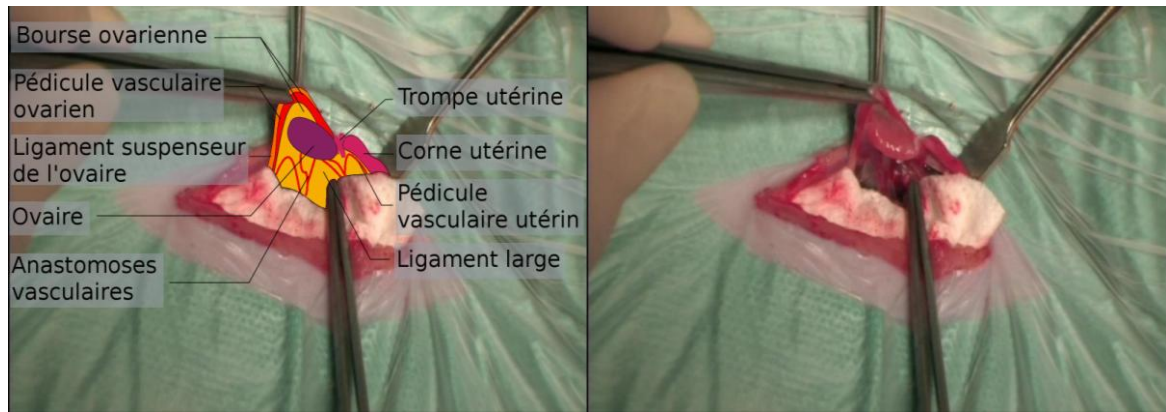


Figure 20 : Identification des structures anatomiques entourant l'ovaire

La pince en cœur est alors mise en place en veillant à ce qu'elle emprisonne la totalité de l'ovaire (Figure 21). Ce dernier point est très important pour éviter le phénomène de rémanence ovarienne suite à la fragmentation de l'ovaire.

Le ligament large est ensuite ponctionné le plus loin possible de l'ovaire, approximativement à mi-distance entre le ligament suspenseur de l'ovaire et la corne utérine à l'aide d'une pince à hémostase ou du porte-aiguille. Cette ponction est agrandie afin d'être facilement identifiée. En passant au travers de la ponction, deux pinces limitatives (pinces hémostatiques) sont mises en place de part et d'autre de la pince en cœur (Figure 21). Ces pinces emprisonnent d'une part le ligament ovarien et le pédicule vasculaire ovarien (artère + veine) rostralement à l'ovaire et d'autre part la corne utérine caudalement à l'ovaire.

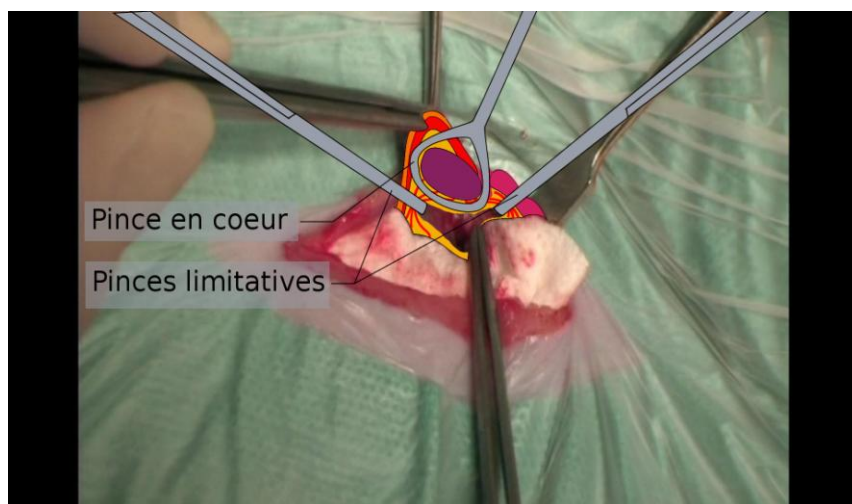


Figure 21 : Mise en place de la pince en cœur et des pinces limitatives

Si la pince en cœur n'est pas assez grande pour contenir la totalité de l'ovaire, elle peut être remplacée par deux pinces hémostatiques, placée de part et d'autre de l'ovaire.

Les ligatures vasculaires sont alors réalisées : ligature des artère-veine ovariennes ainsi que des artère-veine utérines. En raison des anastomoses existant entre les deux pédicules ovarien et utérin, les ligatures vasculaires doivent être positionnées le plus éloignées possible de l'ovaire et des pinces limitatives.

La méthode la plus communément employée consiste à poser des ligatures, réalisées à l'aide de fil résorbable tressé, noué à l'aide d'un nœud d'hémostase soit deux demi-nœuds inversés. Ces ligatures sont placées sous les pinces limitatives en passant à chaque fois par le trou de ponction du ligament large (Figure 22). Ainsi, il n'est pas possible d'oublier l'hémostase de petits vaisseaux. Chez une patiente dont le ligament large est très infiltré de graisse, il arrive que l'épaisseur du tissu amène à réaliser deux trous de ponction, et une troisième ligature est alors mise en place entre les deux ponctions (Figure 23).

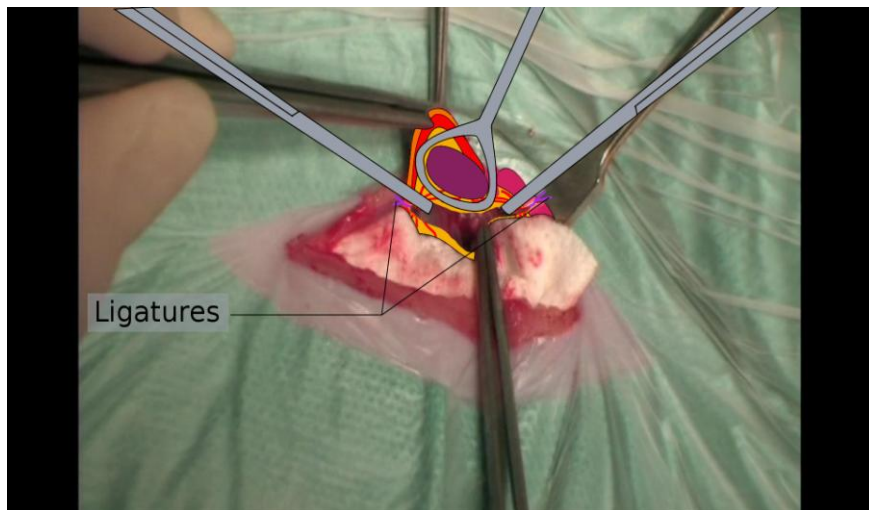


Figure 22 : Mise en place des ligatures

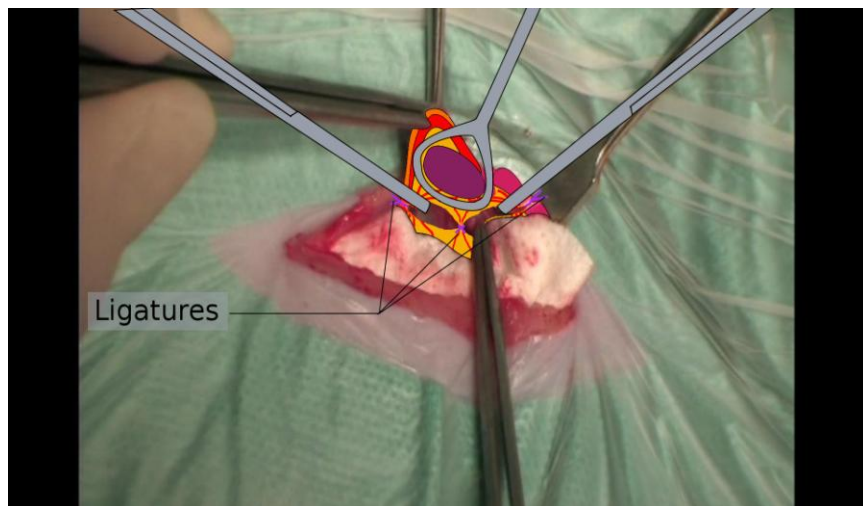


Figure 23 : Ligatures vasculaires d'un ligament large très infiltré de tissu adipeux

Pour chaque nœud, il faudra veiller à serrer dans l'axe du nœud (horizontalement), et progressivement, pour ne pas risquer d'arracher les pédicules vasculaires, mais suffisamment pour assurer une bonne hémostase. Pour plus de sécurité, il est possible de réaliser deux ligatures l'une en dessous de l'autre sur chaque segment.

Pour la ligature réalisée côté utérus, il est préférable de placer la ligature au niveau de la jonction entre l'oviducte et la corne utérine plutôt que sur l'utérus lui-même dont la consistance ferme rend plus délicate le serrage des ligatures. L'hémostase est alors plus délicate à réaliser.

Le pédicule ovarien est sectionné à l'aide du bistouri à lame froide, entre la pince en cœur et la pince limitative. Avant d'inciser, le futur moignon de ligament suspenseur est maintenu hors de la cavité abdominale à l'aide d'une pince anatomique mousse en vue de vérifier l'hémostase avant réintégration. Le maintien ne doit se faire en aucun cas au niveau de la ligature qui risque d'être arrachée lors de la manipulation. Dans le cas où la pince en cœur a été remplacée par deux pinces limitatives, l'incision du pédicule a lieu entre les deux pinces limitatives les plus rostrales. Si aucun saignement ne persiste, le pédicule et le ligament suspenseur de l'ovaire sont réintégrés délicatement dans la cavité abdominale.

Le segment utérin est ensuite sectionné de la même façon, entre la pince en cœur et la pince limitative. Dans un premier temps, l'utérus est conservé pour vérifier l'hémostase puis il est réintégré si aucun saignement n'est constaté. Lorsque le chirurgien est peu expérimenté, la recherche du second ovaire peut être facilitée en conservant la corne utérine. Cette dernière est alors suivie jusqu'au corps de l'utérus, ce qui donne accès à la corne controlatérale qui est remontée jusqu'au second ovaire.

Immédiatement après exérèse du premier ovaire, il est impératif de vérifier son intégrité, c'est-à-dire que l'exérèse complète de l'ovaire a bien été réalisée.

La recherche du second ovaire peut alors débuter à l'aide de la méthode mise en œuvre pour le premier ou en s'aidant de l'utérus. Le second ovaire extériorisé, il est appliqué la même procédure que pour le premier.

Une fois l'exérèse des deux ovaires réalisée, le chirurgien procédera à la suture de la plaie de laparotomie.

La ligne blanche est suturée en premier, en prenant soin de prendre appui sur les aponévroses et non sur les muscles abdominaux. La suture est une suture bord à bord obtenue à l'aide d'un surjet à points simples réalisé avec du fil tressé résorbable de décimale 3 ou 2 pour les patientes de faible taille. Ce surjet doit être correctement réalisé afin d'assurer l'étanchéité et la solidité de la suture.

En fonction de l'importance du tissu adipeux de l'animal, un ou deux surjets sous-cutanés sont réalisés ensuite. Dans le cas d'un animal peu gras, seul un surjet intradermique est réalisé afin de rapprocher les marges de la plaie. Si l'animal présente une épaisseur de tissu adipeux sous-cutané importante le chirurgien réalise d'abord un surjet sous-cutané dans la couche profonde du tissu adipeux, puis un surjet intradermique. Ces surjets sont soit des surjets simples soit en U, réalisés avec du fil tressé résorbable de décimale 2 ou 1,5.

Enfin, la suture cutanée est effectuée à l'aide d'un surjet ou de points simples, avec un fil monobrin, moins inflammatoire, non résorbable, Dans le cas d'animaux difficiles, il pourra être utilisé un fil monobrin résorbable.

#### **e. TEMPS POST OPERATOIRE**

La plaie chirurgicale doit être protégée afin de cicatriser dans les meilleures conditions.

Traditionnellement, un pansement collé est mis en place sur la plaie (Figure 24) : une compresse est placée sur la plaie chirurgicale puis est recouverte à l'aide d'un morceau de bande collante dont les angles auront été arrondis au préalable pour limiter le risque de décollement. La présence de ce type de pansement dérange souvent l'animal et l'incite donc à se lécher ou se gratter. La colle est irritante pour certains individus, voire allergène.

L'autre alternative est l'utilisation d'un pansement liquide, déjà très développée en médecine humaine (Figure 25). Les molécules utilisées pour ce type de pansements sont des cyanoacrylates ; ils se présentent sous forme d'un spray à pulvériser sur la plaie. Le pansement imperméabilise la plaie. Il est transparent, ce qui facilite la surveillance de la plaie. Il semblerait que ces pansements offrent de meilleures conditions de cicatrisation que les pansements collés, en offrant un support aux fibroblastes et kératinocytes [19]. L'application d'un pansement liquide participerait en outre à l'arrêt des saignements présents au niveau des points cutanés en post-opératoire immédiat. Enfin, le pansement liquide semble moins irritant pour la peau et il s'élimine naturellement, sans nécessiter de renouvellement.

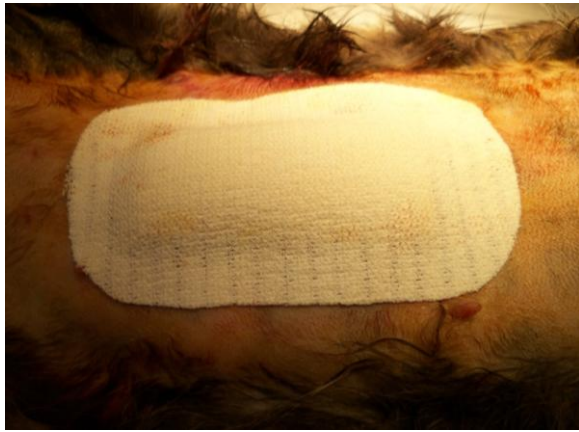


Figure 24 : Pansement collé



Figure 25 : Plaie recouverte par du pansement liquide

Un anti-inflammatoire est prescrit pendant cinq jours afin de limiter la douleur de l'animal (en relais de l'analgésie per-opératoire) mais également pour éviter une inflammation trop importante des tissus, qui pourrait être délétère pour la cicatrisation.

L'intervention présentant de faibles risques septiques, les conditions d'asepsie respectées, il est inutile de prescrire des antibiotiques à la suite de cette intervention.

Le port d'une collerette est recommandé jusqu'au retrait des points, si l'animal semble obnubilé par sa plaie et passe son temps à la lécher (Figure 26). Néanmoins, il a été observé qu'une plaie protégée par un pansement liquide ne s'infectait que très rarement malgré un léchage intempestif [6]. Le retrait des points peut avoir lieu sept à dix jours après l'intervention. Cette période est la durée nécessaire pour la cicatrisation cutanée. La cicatrisation musculaire est, elle, supérieure à quinze jours. Il est donc recommandé de préconiser un repos modéré de l'animal pendant cette période, de façon à limiter le risque d'éventration.



Figure 26 : Port de la collerette



### **III. LES TECHNIQUES ALTERNATIVES**

#### **a. DIFFERENTES TECHNIQUES D'HEMOSTASE DU PEDICULE VASCULAIRE**

Dans la partie précédente, il a été décrit la technique d'hémostase classique, par ligature réalisée avec un nœud de d'hémostase. Il existe cependant plusieurs autres techniques : d'autres types de suture (nœud de Miller...), des clips vasculaires, l'électrocoagulation ou la thermofusion.

##### ➤ Différentes techniques de ligature

Le nœud d'hémostase est un nœud plat constitué de deux demi-nœuds inversés (Figure 27). Un nœud est placé sur le pédicule ovarien (ligament suspenseur de l'ovaire + artère et veine ovariennes) et un sur le pédicule utérin (trompe utérine + artère et veine utérines), chacun passant par la ponction du ligament large.

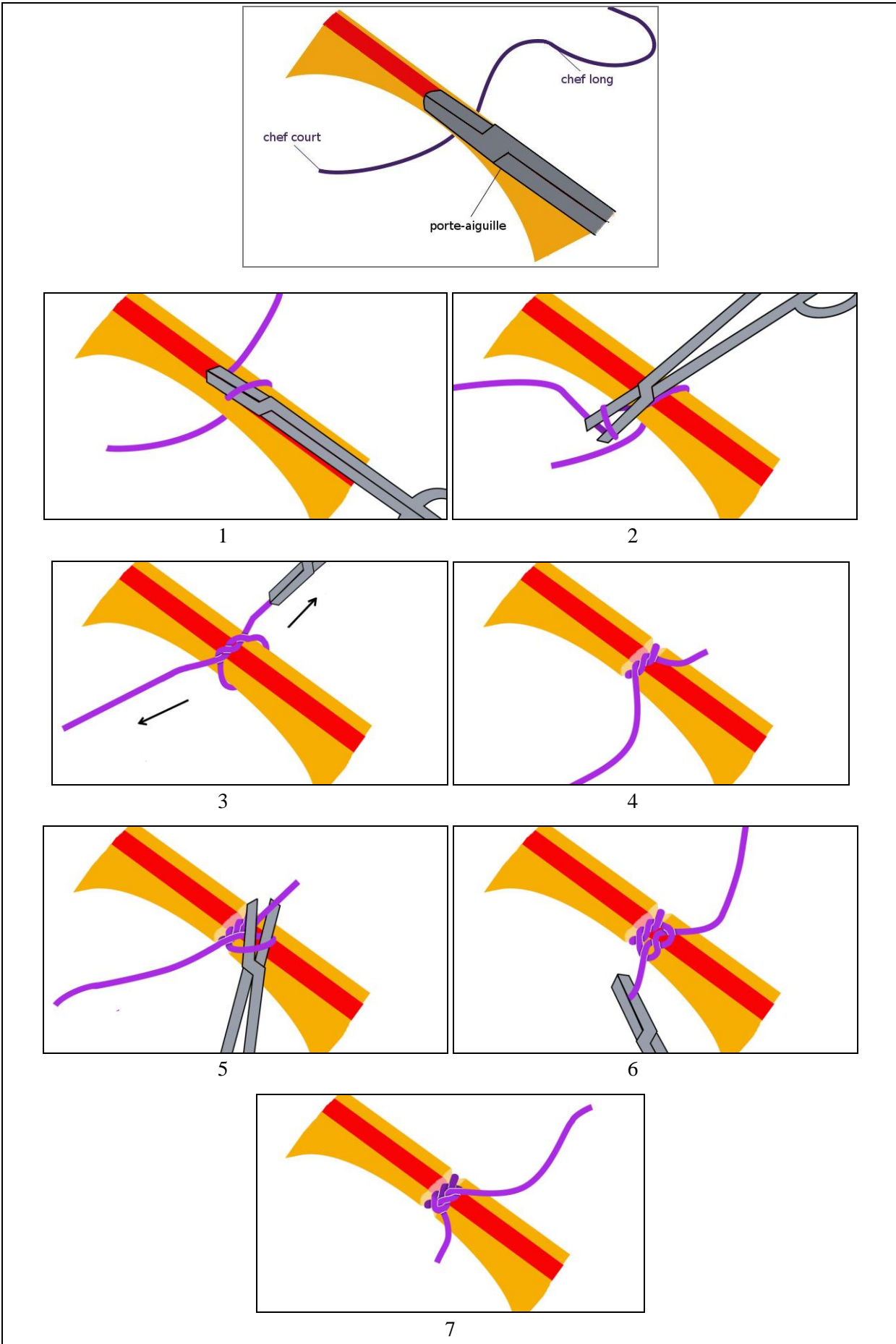


Figure 27 : Etapes de la réalisation d'un nœud d'hémostase

Le second nœud est le nœud de Miller [9]. A l'origine, ce nœud était utilisé pour fermer des sacs de grains. En chirurgie vétérinaire, il est plus employé pour ligaturer les pédicules vasculaires chez la chienne de grande taille, surtout lorsque ces derniers se trouvent dans une grande quantité de tissu adipeux, mais il est également indiqué chez la chatte grasse. Ce nœud offre en effet une meilleure tenue et une meilleure hémostase en augmentant la surface de compression (par rapport au nœud d'hémostase).

Le nœud de Miller est réalisé de préférence sur le pédicule ovarien clampé, après que ce dernier ait été sectionné près de l'ovaire (Figure 28) [5]. C'est un nœud qui peut être pré-formé puis placé autour de la pince clamps pour atteindre un pédicule situé en profondeur.

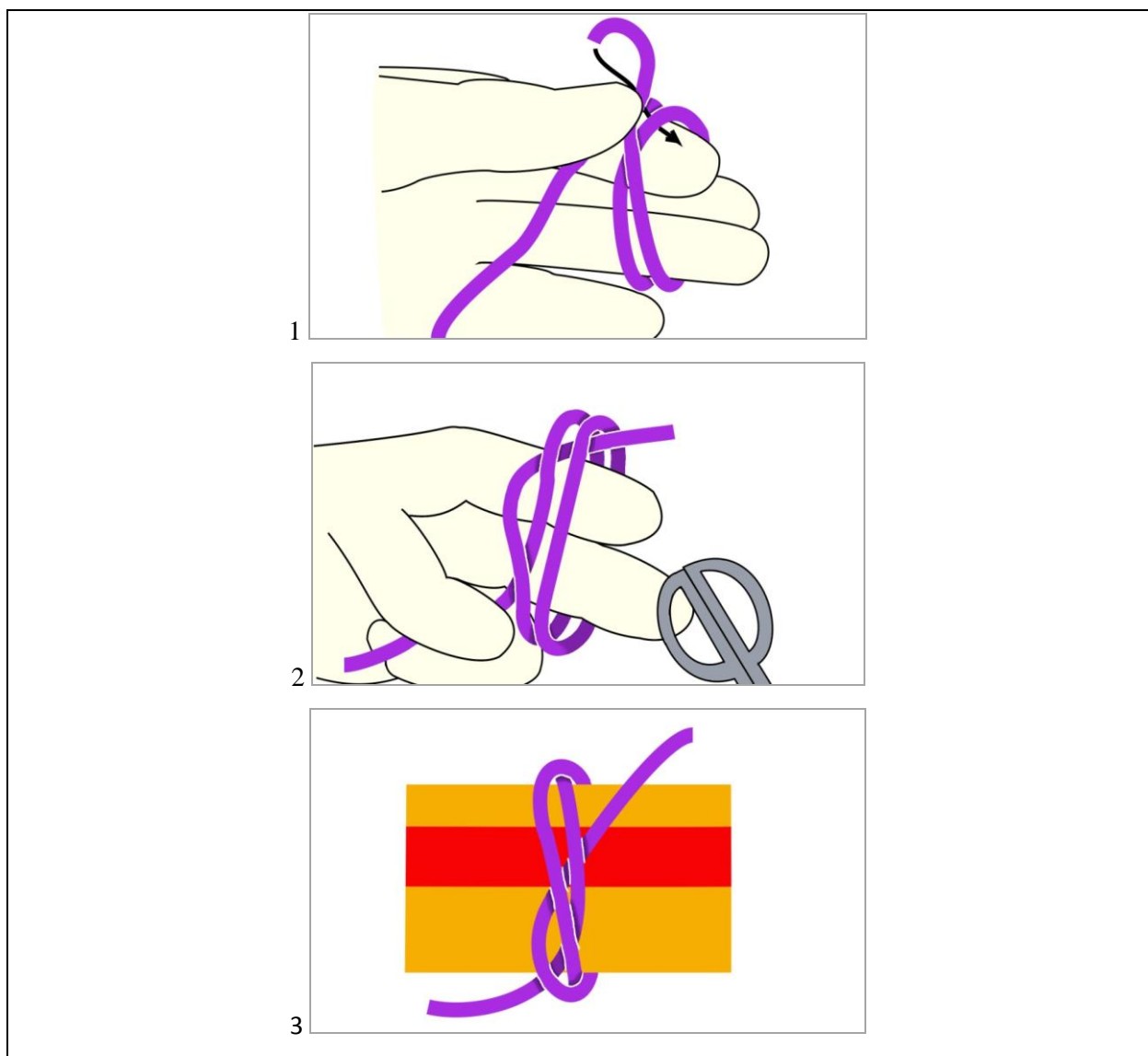


Figure 28 : Etapes de la réalisation d'un nœud de Miller

Il existe une variante de ce nœud n'utilisant pas de fil mais directement le pédicule ovarien, c'est une auto-suture (Figure 29).

Une ligature au fil est placée sur le pédicule utérin. Ensuite, une pince à hémostase est placée le long du pédicule ovarien, extrémité orientée vers l'attache du pédicule sur la paroi abdominale. L'extrémité de la pince tourne autour du pédicule afin de former une boucle de pédicule sur la pince. La pince est alors basculée vers l'ovaire puis ouverte afin d'attraper le pédicule ovarien près de l'ovaire. Le pédicule ovarien est incisé entre la pince et l'ovaire. L'extrémité incisée du pédicule ovarien est glissée dans la boucle formée sur la pince. Le nœud ainsi formé est serré.

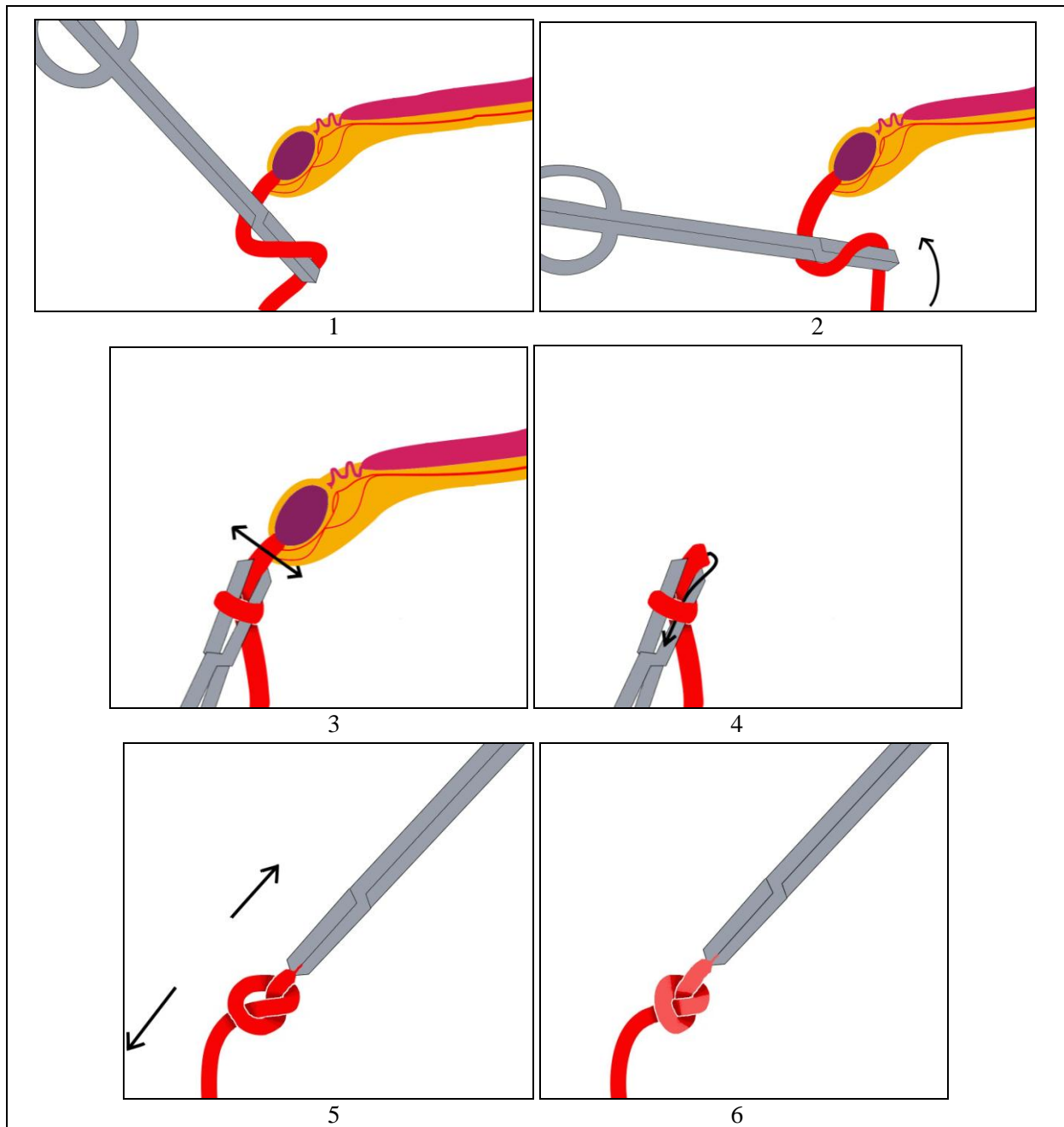


Figure 29 : Etapes de la réalisation d'une auto-suture du pédicule ovarien par un nœud de Miller

### ➤ Les clips vasculaires

Les ligatures réalisées à l'aide d'un fil peuvent être remplacées par des clips vasculaires. La technique consiste à occlure la vascularisation en posant un clip métallique. Les clips sont posés à l'aide d'une pince dédiée. Le clip est serré sur le pédicule vasculaire. En général, deux clips sont placés sur la partie rostrale du pédicule ovarien qui resteront dans la patiente et un près de l'ovaire qui restera avec ce dernier. Le pédicule ovarien est incisé rostralement à ce dernier clip. Le pédicule utérin est soit traité de la même façon soit est ligaturé lorsque son diamètre est trop important pour permettre la pose d'un clip vasculaire.

### ➤ Le collier de serrage en plastique

Certains confrères utilisent des colliers de serrage en plastique (Figure 30) au lieu de réaliser une ligature. Cet élément est alors placé en lieu et place des ligatures décrites dans la technique classique.



Figure 30 : Colliers de serrage en plastique [33]

Le principal inconvénient avec cette technique est l'introduction d'un corps étranger dans l'organisme de l'animal, le collier de serrage crée ainsi une inflammation forte et durable car il n'est pas dégradé par l'organisme. En outre, ce matériel est difficile :

- à manipuler car souvent de taille trop importante par rapport à la taille des pédicules ;
- à serrer lors de sa mise en place ;
- à stériliser car il n'est pas prévu pour cette utilisation ; il est donc souvent simplement trempé dans une solution antiseptique avant d'être mis en place, ce qui le fragilise.

C'est pourquoi la pratique de cette technique est fortement déconseillée de nos jours.

## **b. L'OVARIECTOMIE CŒLIOSCOPIQUE**

La technique d'ovariectomie par cœlioscopie est de plus en plus utilisée en médecine vétérinaire chez les grands animaux, comme la jument et maintenant chez le chien. Cette technique est encore très peu utilisée chez la chatte compte tenu de son format, mais une étude a montré sa faisabilité dans cette espèce grâce à l'utilisation du matériel de pédiatrie [26].

L'ovariectomie par cœlioscopie offre une meilleure récupération post opératoire que la laparotomie, grâce à des plaies d'incision plus petites. Il y a moins de complications d'éventration, de déhiscence de plaie ou de formations d'adhérences, mais également moins de douleur après l'opération. Les animaux retrouvent ainsi une activité et un appétit normaux beaucoup plus vite après l'intervention [8].

Néanmoins, la cœlioscopie est encore une technique réservée aux chirurgiens spécialisés en raison de la technicité et du coût du matériel. Le DVD étant dédié à l'apprentissage des étudiants, l'ovariectomie par cœlioscopie n'a pas été abordée dans le DVD.

Il faut cependant noter que certaines techniques de ligature des pédicules exploitent du matériel de cœlioscopie. Trois techniques sont principalement mises en application : les clips vasculaires associés à une pince coupante, l'électrocoagulation et la thermofusion.

Des pinces-agrafeuses permettent de poser deux à trois rangées de clips sur le pédicule ovarien (M/L-10 Multi-Fire 10mm Clip Applier (Microline Surgical) ou Multifire Endo GIA® Stappler (Covidien®)). Le pédicule est alors incisé entre les rangées d'agrafes soit à l'aide de ciseaux, soit à l'aide de la lame coupante dont sont munies certaines pinces.

Une étude a comparé chez trente chiennes, différentes techniques d'hémostase lors d'ovariectomie par cœlioscopie : pose de clips vasculaires à l'aide d'une pince Multifire Endo GIA® Stappler (Covidien®) (Figure 31), ligature par fil ou thermofusion [15].



Figure 31 : Agrafeuse coupante linéaire laparoscopique MULTIFIRE ENDO GIA™ [33]

Cette étude a révélé que des saignements avaient été observés chez toutes les chiennes du groupe traité par clips vasculaires. Comme aucun n'a modifié l'hémodynamique (aucune laparotomie correctrice n'a été nécessaire), cette technique a donc été considérée comme sûre. La pose de clips à hémostase permet de réduire le temps opératoire par rapport à la pose de ligatures.

Le système d'électrocoagulation est beaucoup utilisé dans le cadre de l'ovariectomie par cœlioscopie.

Il existe deux méthodes d'électrocoagulation : l'électrocoagulation bipolaire et la monopolaire [22]. Seule l'électrocoagulation bipolaire peut être utilisée dans le cadre d'une ovariectomie par laparotomie (Figure 32) [22]. L'animal est alors posé sur l'anode : c'est une plaque de caoutchouc reliée au générateur, recouverte d'une compresse humide et placée directement au contact de la peau. Il n'est pas nécessaire de tondre l'animal.



Figure 32 : système de coagulation bipolaire (bistouri électrique) [33]

Lorsque l'ovaire est extériorisé, une compresse est placée sous la bourse ovarique puis une anesthésie locale est réalisée (chlorhydrate de lidocaïne versé directement sur le pédicule). Le pédicule ovarien est alors mis sous tension et électrocoagulé par des pincements successifs sur une épaisseur de cinq millimètres à l'aide de la pince bipolaire,

la coagulation sera plus efficace après dissection des vaisseaux. Des pinces à hémostase peuvent alors être posées pour tenir le pédicule avant de sectionner au plus près de l'ovaire pour faciliter les manipulations, conserver une marge suffisante de tissu coagulé et éviter ainsi les hémorragies post-opératoires.

Le ligament large est alors électrocoagulé de proche en proche jusqu'à atteindre la trompe utérine, qui est électrocoagulée à son tour en évitant d'appliquer la pince sur le sommet de la corne (Figures 33-34). On peut alors procéder à l'exérèse de l'ovaire.



Figure 33 : électrocoagulation du ligament large [22]



Figure 34 : Vue de l'apex de la corne utérine après exérèse de l'ovaire [22]

L'emploi de cette technique lors d'ovariectomie par laparotomie permet au chirurgien d'opérer seul et de gagner du temps.



Enfin, la dernière technique est la thermofusion. Elle est mise en œuvre grâce à la pince ENSEAL® (ETHICON) (Figure 35). Elle permet à la fois l'hémostase et la section du pédicule.

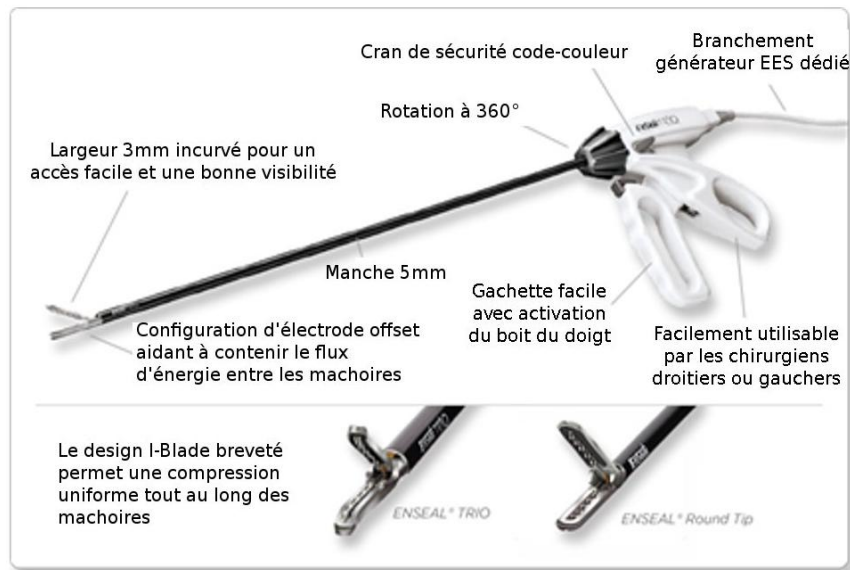


Figure 35 : ENSEAL® tissue sealers [29]

L'ENSEAL® est un instrument développé pour la cœlioscopie. Il s'agit d'une pince atraumatique, possédant sur sa mâchoire inférieure une plaque conductrice en U (Figure 36). Le tissu est comprimé entre les mâchoires de la pince et l'hémostase se fait alors par thermofusion homogène des tissus. Une lame permet ensuite de sectionner le pédicule entre les deux bords latéraux de la pince grâce au système I-BLADE™ [2].

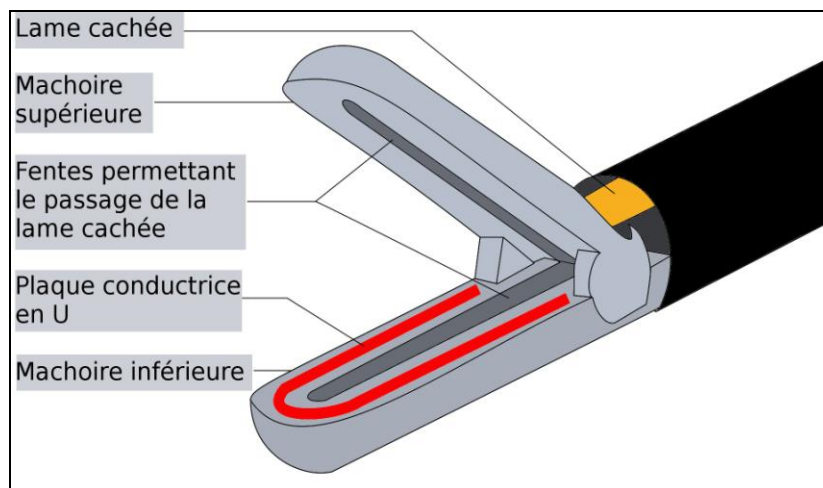


Figure 36 : Représentation schématique de l'embout de l'ENSEAL®

La thermofusion est une évolution de l'électrocoagulation bipolaire incluant un système de régulation thermique permettant de délivrer une énergie homogène aux différentes structures composant le tissu, bien que leur densité soit différente. La thermofusion permet ainsi l'hémostase de vaisseaux jusqu'à sept millimètres de diamètre à faible température (inférieur à cent degrés Celsius [2]), sans carbonisation et en limitant la quantité de fumée émise, ce qui permet de garder une bonne visibilité du champ opératoire. L'ENSEAL® a de plus une diffusion thermique latérale de 1,1 millimètre [15] (inférieure aux outils d'électrocoagulation) ce qui limite ainsi le risque de cautérisation iatrogène sur les organes voisins.

Une étude comparant différentes techniques d'hémostase du pédicule vasculaire [15] a montré que c'était une technique très sûre car aucun des animaux opérés à l'aide de cette technique n'a présenté de saignement lors de l'intervention. C'est la technique qui permet de réduire le temps opératoire d'une ovariectomie au minimum.

### **c. L'OVARIECTOMIE PAR LES FLANCS**

Certains confrères préfèrent réaliser l'ovariectomie de la chatte par le flanc. En effet, l'ovaire est directement accessible, en raison de la taille de l'animal et de la laxité du ligament suspenseur permettant d'atteindre les deux ovaires en ne réalisant qu'une seule incision. Cet abord chirurgical est recommandé lors de fibroadénomatose mammaire.

La technique d'exérèse des ovaires est la même que lors de laparotomie médiane, les seules différences étant la voie d'abord et les techniques de recherche des ovaires.

La laparotomie par le flanc est réalisée sur le côté droit, ce qui permet de réduire les risques de lésion de la rate, située à la gauche de l'animal. Une fois anesthésié, l'animal est placé en décubitus latéral sur son côté gauche, les membres étirés vers l'avant et vers l'arrière. Les différents points de repères délimitant la future incision cutanée sont : le cercle de l'hypochondre et la masse des muscles lombaires forment un angle (Figure 37).

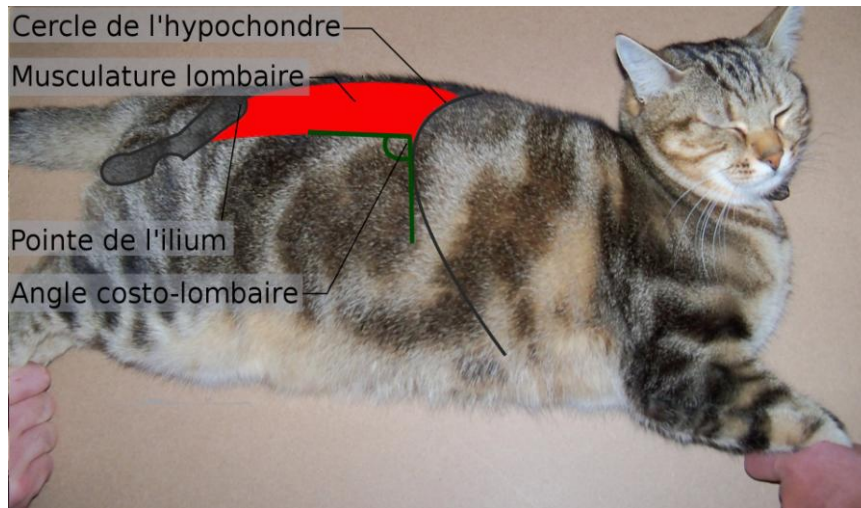


Figure 37 : Positionnement de l'animal et identification des repères anatomiques

Il existe deux techniques d'incision :

- l'incision cutanée effectuée sur la bissectrice de cet angle : elle débute à environ un centimètre de l'angle et s'étire sur trois centimètres (Figure 38) [8];
- l'incision réalisée perpendiculairement aux lombes, à mi-distance entre le bord antérieur de la cuisse à l'aplomb de la pointe de l'ilium en position physiologique et la dernière côte (Figure 38) [21].

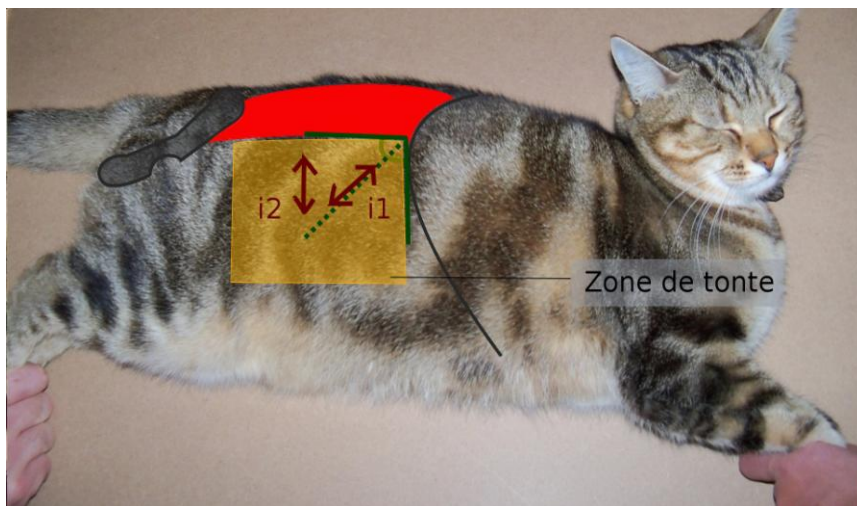


Figure 38 : Localisation de la zone de tonte et des 2 types d'incision (i1 : angle costo-lombaire et i2 : perpendiculaire aux lombes)

La zone chirurgicale et sa périphérie sont largement tondues. Une désinfection chirurgicale classique est réalisée.

Une fois le champ stérile mis en place, l'une des deux techniques d'incision est mise en œuvre.

Le tissu sous-cutané est incisé ou dilacéré à l'aide de ciseaux, puis les plans musculaires sont ponctionnés et dilacérés un à un dans le sens des fibres, et enfin le péritoine. L'ovaire est alors recherché. Il est situé juste caudalement à l'incision cutanée i1, ou juste ventralement à l'incision i2 (c'est pourquoi cette seconde position est souvent préférée). L'ovaire est alors traité de la même façon que par laparotomie médiane. Le second ovaire est recherché grâce à la corne utérine : c'est également plus facile si l'incision est réalisée en i2, surtout si l'animal présente de l'embonpoint. L'ovaire gauche est traité de même.

Après vérification de l'hémostase et de l'intégrité des ovaires, les pédicules sont ré-intégrés délicatement dans la cavité abdominale et la plaie de laparotomie suturée. Les plans musculaires sont suturés plan par plan ou les deux plans les plus profonds sont suturés ensemble, en incluant le péritoine, par un ou deux points en U ou un surjet, puis le plan musculaire le plus externe est suturé de la même façon. Un surjet sous-cutané est ensuite réalisé afin de rapprocher les marges de la plaie, et enfin deux ou trois points cutanés (points simples ou surjet).

## **Partie 3**

# **La castration du chat**

## **I. INDICATIONS DE LA CASTRATION CHEZ LE CHAT**

Chez le chat, la castration est considérée comme une « intervention banale », rapide, peu coûteuse pour le propriétaire, avec peu de risque et de complications pour l'animal. Cependant, toute intervention chirurgicale comporte des avantages et des inconvénients. La décision finale est toujours prise par le propriétaire, en toute connaissance des risques (notion de consentement éclairé).

### **a. INDICATIONS DE CONVENANCE**

La castration est un moyen définitif de supprimer la fonction de reproduction de l'animal. Il peut s'agir soit d'un désir de ne pas transmettre des caractéristiques non désirables (animaux de race par exemple), soit d'éviter une surpopulation locale de chats.

La castration est indiquée en cas de problème comportemental du chat mâle, tel que le marquage territorial par griffades ou par miction, ou encore les miaulements puissants, sources de nuisances sonores pour les propriétaires et leur voisinage.

La castration est également indiquée pour prévenir les fugues, conduisant parfois à des accidents de voie publique ou bien à des bagarres avec d'autres chats mâles, à l'origine de plaies, voire d'abcès.

Cela favorise la cohabitation plus harmonieuse de plusieurs chats amenés à vivre ensemble.

### **b. INDICATIONS MEDICALES**

La castration permet de réduire le risque de tumeur testiculaire, en particulier les sertolinomes, les leydigomes et les séminomes, ces derniers n'étant pas décrits chez le chat [10]. Cela est d'autant plus marqué chez les animaux cryptorchides pour lesquels le risque de sertolinomes est multiplié par trois chez un animal cryptorchide [20].

Les bagarres et les rapports sexuels, peuvent transmettre des maladies, en particulier liées à deux virus : le FIV (Feline Immunodeficiency Virus) et le FeLV (Feline Leukemia Virus). La castration réduit ainsi le risque de contracter ces maladies pour le chat stérilisé, et permet d'un point de vue plus global de réduire leur prévalence sur l'ensemble de la population féline.

### **c. CONTRE-INDICATIONS**

Pour réaliser une castration, l'animal doit pouvoir supporter une anesthésie générale. Il est donc important de considérer la balance bénéfice / risque avant de prendre la décision d'intervention. Ainsi, on se posera la question de l'intérêt d'une castration sur un animal âgé.

La castration augmente le risque de développer des lithiases urinaires : multiplié par 3,5 pour les struvites, par 7 pour les oxalates et par 12 pour les cristaux d'urates [27, 1]. Ce risque est négligeable si l'animal mange des croquettes de bonne qualité. En effet, l'équilibre en minéraux et en particulier en magnésium est primordial : moins de vingt milligrammes de magnésium pour cent kilocalories d'aliment réduit significativement le risque de struvites [14].

En outre, la castration diminue les besoins énergétiques de l'animal tout en modifiant leur prise alimentaire (30% de besoins énergétique en moins pour une prise alimentaire supérieure de 26% chez le mâle [11]). Cela le prédispose de fait à la prise de poids, voire à l'obésité. La prise de poids est défavorable à la santé à long terme de l'animal, avec par exemple un risque accru d'urolithiase. Il est donc primordial de diminuer l'apport énergétique de la ration après castration et de bien surveiller la courbe de poids de l'animal.

### **d. AGE PRECONISE**

Comme chez la femelle, il existe un débat sur l'âge auquel l'intervention peut être réalisée.

Aux Etats Unis, la stérilisation est classiquement effectuée autour de l'âge sept semaines, soit avant l'adoption. Il règne encore une incertitude quant aux conséquences de cette intervention si jeune sur le métabolisme, des croissances accrues ont été observées. Les risques anesthésiques sont accrus en raison du jeune âge et de la faible taille des patients : en particulier des risques d'hypoglycémie et d'hypothermie accrus). Néanmoins, depuis quelques années les progrès en anesthésie ont permis de considérablement réduire ces risques [18].

En Europe, l'âge préconisé est aux alentours de six mois, c'est-à-dire avant la puberté. L'animal est alors plus apte à subir une anesthésie générale et la technique chirurgicale plus aisée du fait de la taille de l'animal.

## II. DESCRIPTION DE LA TECHNIQUE ENSEIGNEE A L'ENVT [7, 17, 25]

### a. RAPPELS ANATOMIQUES

Il est important de bien connaître l'anatomie avant toute intervention chirurgicale. Les testicules sont recouverts d'enveloppes testiculaires et du scrotum qu'il faudra inciser (Figure 39). Une fois le testicule extériorisé, les enveloppes sont détachées et l'épididyme et le cordon vasculaire sont identifiés (Figures 40).

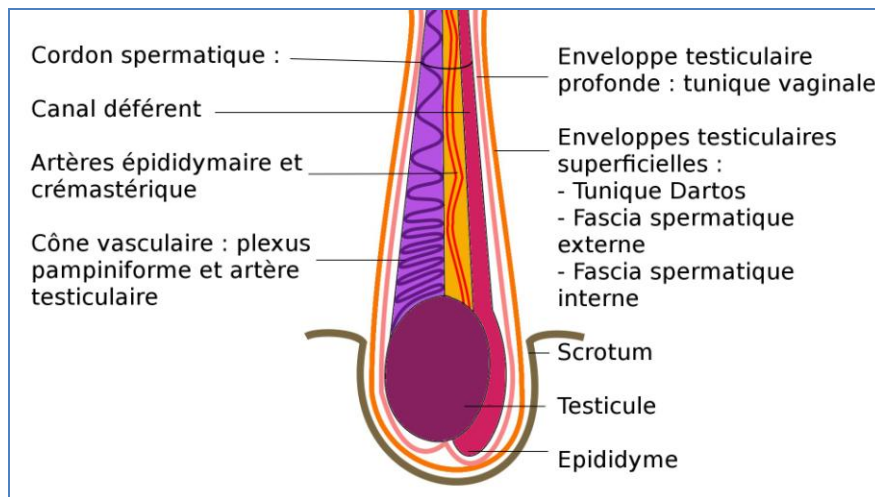


Figure 39 : Représentation schématique de l'anatomie du testicule et de ses enveloppes

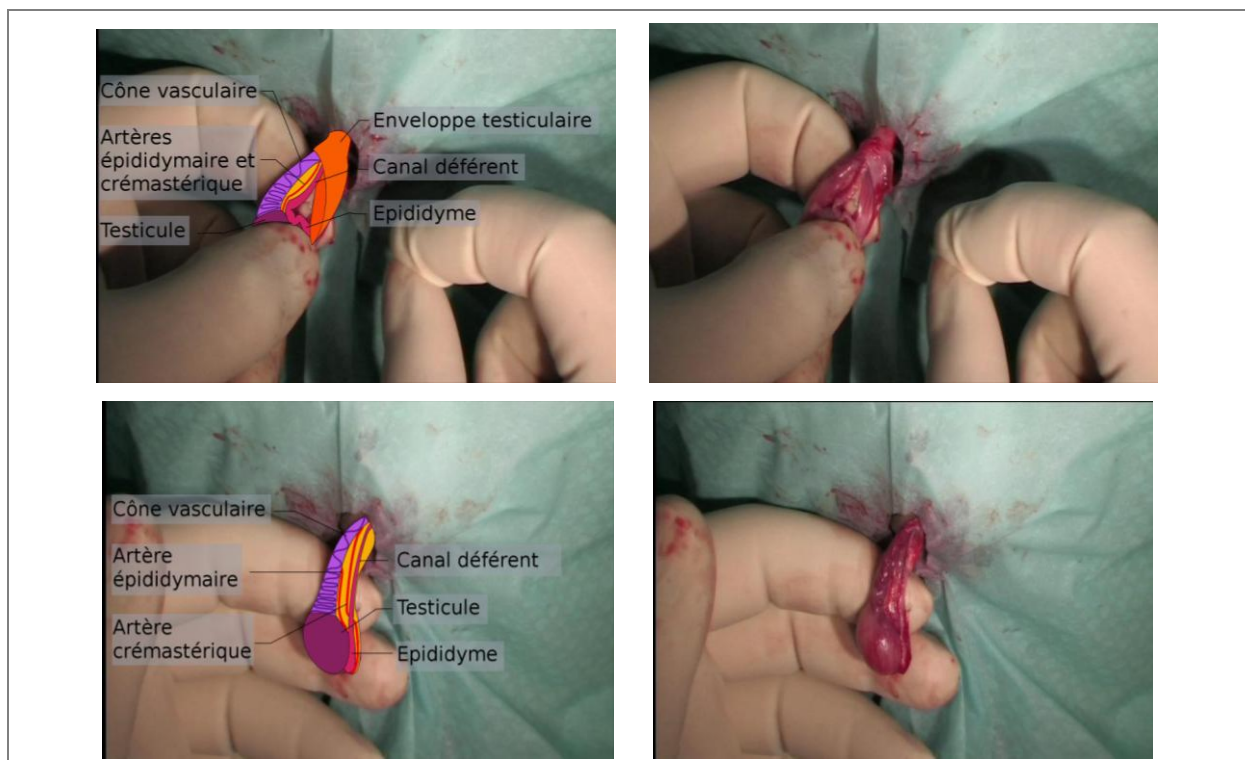


Figure 40 : Structures anatomiques visibles après incision des enveloppes testiculaires et correspondance anatomique



## **b. PREPARATION DE L'ANIMAL**

Avant toute intervention chirurgicale, l'état de santé de l'animal est vérifié. Sont donc réalisés un examen clinique attentif de l'animal, ainsi qu'un bilan sanguin et une analyse d'urine si besoin. Ces examens permettent de prendre ou non la décision de réaliser la castration en fonction de la balance bénéfice / risque pour l'animal et d'élaborer un protocole d'anesthésie adapté au mieux à l'animal.

Une diète hydrique de douze heures est observée avant l'intervention afin de limiter le risque de bronchopneumonie par fausse déglutition lors de l'anesthésie.

L'incision cutanée est effectuée sur le scrotum préparé au préalable soit par tonte soit par épilation.

L'animal peut être positionné de trois façons :

- positionnement dorsal : les membres pelviens de l'animal sont ramenés crânialement et tenus par des liens attachés à la table (Figure 39). Pour stabiliser le patient, les membres sont croisés sur l'abdomen.

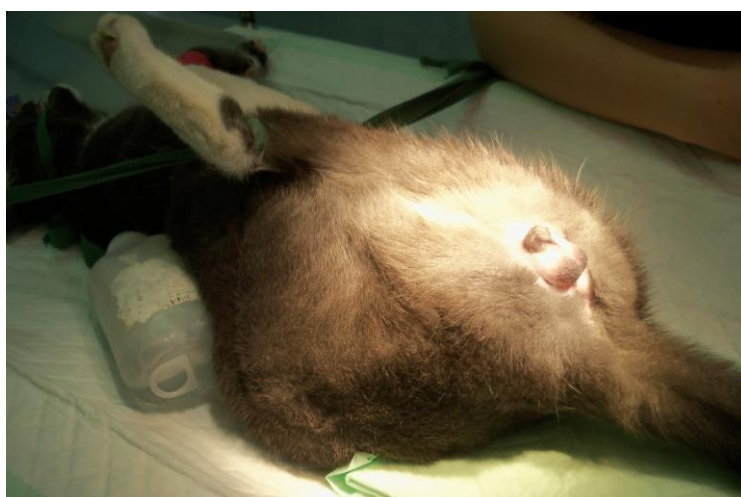


Figure 41 : Positionnement dorsal

- Positionnement ventral : l'animal est placé sur le ventre, dans un support (ici « Doggy relax », Figure 42), ou au bord de la table, les postérieurs placés dans le vide. La queue est maintenue relevée vers l'avant par un lien.



Figure 42 : Positionnement ventral

- Positionnement latéral : l'animal est placé en décubitus latéral (Figure 43). Des liens peuvent être posés sur les membres postérieurs et la queue, afin de les maintenir en position. Cela permet de mieux dégager la zone opératoire. Cette position ne pose aucune difficulté pour les chats de six mois et plus, mais est plus délicate pour les plus jeunes chats compte tenu de la taille des testicules.

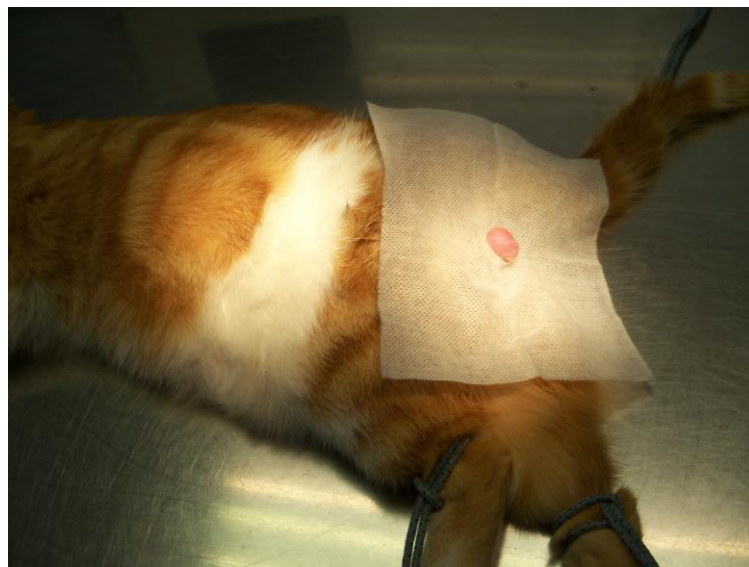


Figure 43 : Positionnement latéral

Enfin, la zone opératoire est désinfectée. La zone centrale doit être nettoyée en premier car c'est la zone qui doit être le plus propre, le nettoyage s'effectuant ensuite de manière concentrique en s'éloignant de cette zone sans jamais revenir en arrière. Cinq lavages successifs sont réalisés avec un savon antiseptique (chlorhexidine ou povidone iodée) entrecoupés par un rinçage au chlorure de sodium 0,9% stérile. Il est important d'avoir un temps de contact d'au moins une minute à chaque lavage. Le nettoyage s'achève par l'application de la solution coordonnée au savon (chlorhexidine ou povidone iodée). Il est primordial de ne pas mélanger les deux molécules car leurs effets se neutralisent.

### c. LES INSTRUMENTS EMPLOYES

Pour la castration d'un chat, il faut disposer des instruments chirurgicaux stériles suivants :



Lame froide de bistouri de 23 : incision du scrotum, des enveloppes testiculaires. Section des cordons spermatiques [36].



Pince à hémostase : nœud du cordon spermatique (technique du nœud de Miller) [31]

### d. TEMPS OPERATOIRE

La zone opératoire est désinfectée, elle est isolée par une compresse stérile dépliée de grande taille ou un champ opératoire dans lesquels il a été réalisé une ouverture correspondant à la taille du scrotum (Figure 44).

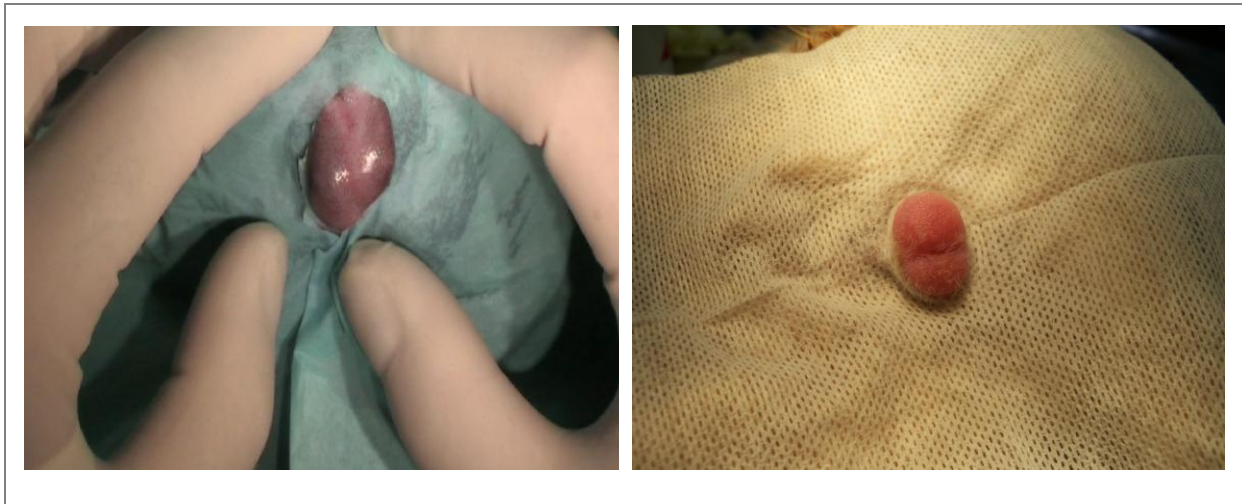


Figure 44: Mise en place d'un champ opératoire collé ou d'une compresse stérile

La castration débute par une incision dorso-ventrale du scrotum en regard d'un des deux testicules à l'aide d'une lame froide (lame de 23). Le scrotum est incisé, sur une peau mise en tension en bloquant le testicule caudalement entre le pouce et l'index. Ensuite, les enveloppes testiculaires sont à leur tour incisées jusqu'à dégager le testicule et son cordon spermatique. L'enveloppe testiculaire la plus profonde reste fixée au niveau de l'épididyme, il faut donc la désolidariser avec soin au doigt ou à l'aide de deux compresses pour éviter que les doigts ne glissent.

Il est également possible de ne réaliser qu'une seule incision cutanée sur le sillon inter-testiculaire. Pour cela le scrotum est mis sous tension en glissant l'un des testicules sous ce sillon. Les enveloppes testiculaires sont ensuite incisées, un testicule après l'autre, comme précédemment. Cette technique est plus rarement réalisée, car le sillon inter-testiculaire est richement vascularisé. Cette voie d'abord est à l'origine de saignements importants.

Dans tous les cas, la taille de l'incision est réduite au maximum, de l'ordre d'un centimètre, de sorte qu'elle permette tout juste de laisser passer le testicule.

Au sein du cordon spermatique, l'épididyme est repéré puis désinséré, le fascia entre le canal déférent et le cône vasculaire est alors rompu (Figure 45). Cela est réalisé avec les doigts ou à l'aide de deux compresses pour une meilleure prise.



Figure 45: Séparation du canal déférent et du cordon vasculaire aux doigts

Le chirurgien réalise alors des nœuds simples entre le canal déférent et le cône vasculaire (Figure 46). Il prendra bien garde à ne pas bloquer les enveloppes testiculaires (en particulier l'enveloppe testiculaire interne) dans chaque nœud. Pour assurer l'hémostase, deux nœuds plats inversés (soit quatre demi-nœuds inversés) sont réalisés.

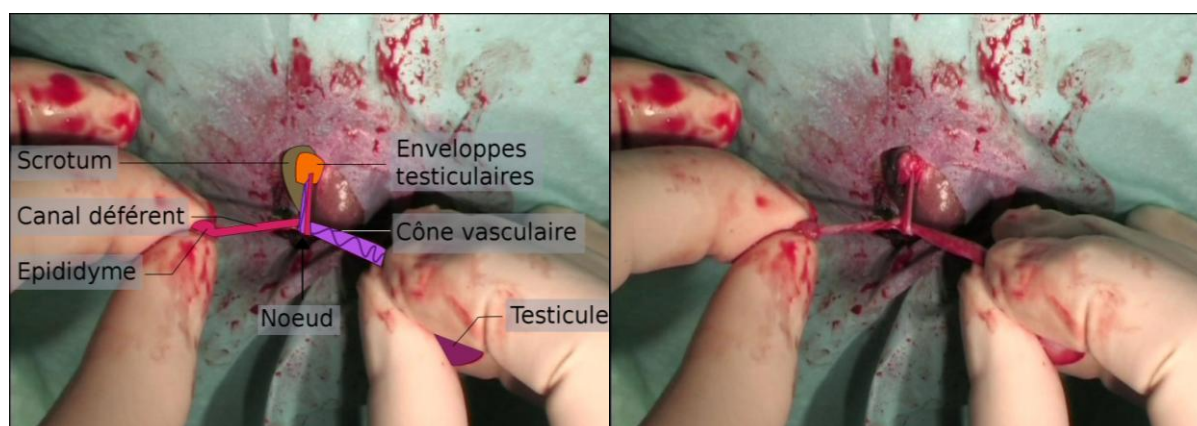


Figure 46: Demi-nœud en cours de réalisation entre le canal déférent et le cône vasculaire

Après vérification de l'hémostase, l'ensemble des nœuds est réintégré dans les enveloppes testiculaires puis dans le scrotum.

Le deuxième testicule est alors traité par la même technique en réalisant une nouvelle incision scrotale, ou en utilisant l'incision scrotale située sur le sillon inter-testiculaire.

Les incisions scrotales ne sont pas suturées, elles cicatrisent par seconde intention.

#### **e. TEMPS POST OPERATOIRE**

A la fin de l'intervention, les champs opératoires ou la compresse sont retirés, la zone est nettoyée à l'aide de chlorure de sodium 0,9% stérile, puis un pansement liquide est pulvérisé sur les deux incisions : pansement à base de cyanoacrylates, il se présente sous forme d'un spray à pulvériser sur la plaie.

Le chat est alors surveillé durant sa phase de réveil.

Aucune médication n'est à prévoir de retour à la maison.

Le port de la collerette est préconisé afin d'éviter que le chat ne lèche la plaie (environ dix jours), et la litière type granulé ou copeau doit impérativement être remplacée par du papier journal ou du papier absorbant, afin que les grains ou la poussière de copeaux ne puissent entrer dans les plaies chirurgicales. Cette litière doit être très régulièrement entretenue et gardée au moins cinq jours.

Un repos modéré est également recommandé pendant deux jours avec interdiction de sortie. L'animal peut être abreuvé et nourri dès le soir même.

### **III. LES TECHNIQUES ALTERNATIVES**

#### **a. LE NŒUD DE MILLER**

Toutes les étapes comprises entre la préparation de l'animal et l'incision du scrotum sont identiques à la technique précédente. Le nœud de Miller est utilisé pour réaliser l'hémostase, il ressemble beaucoup à celui réalisé sur le pédicule ovarien.

Après incision du scrotum, les enveloppes internes ne sont pas incisées. Le testicule et ses enveloppes sont extériorisés hors du scrotum et maintenus soit entre le pouce et l'index soit à l'aide d'une pince à hémostase fixée sur les enveloppes (Figure 47-1).

Une autre pince à hémostase est alors placée le long du cordon spermatique, l'extrémité de la pince étant orientée vers le scrotum. La pince est passée sous le cordon afin de former une boucle, puis elle est basculée vers le testicule (Figure 47-2). La pince est ouverte puis fermée sur le cordon à proximité du testicule (Figure 47-3). Quand le cordon est dans la pince, le

testicule est incisé à la lame ou aux ciseaux, et le nœud est alors finalisé : l'extrémité du cordon est passée dans la boucle réalisée autour de la pince en tirant délicatement sur la pince (Figure 47-4). Le nœud est alors serré (Figures 47-5 et 47-6).

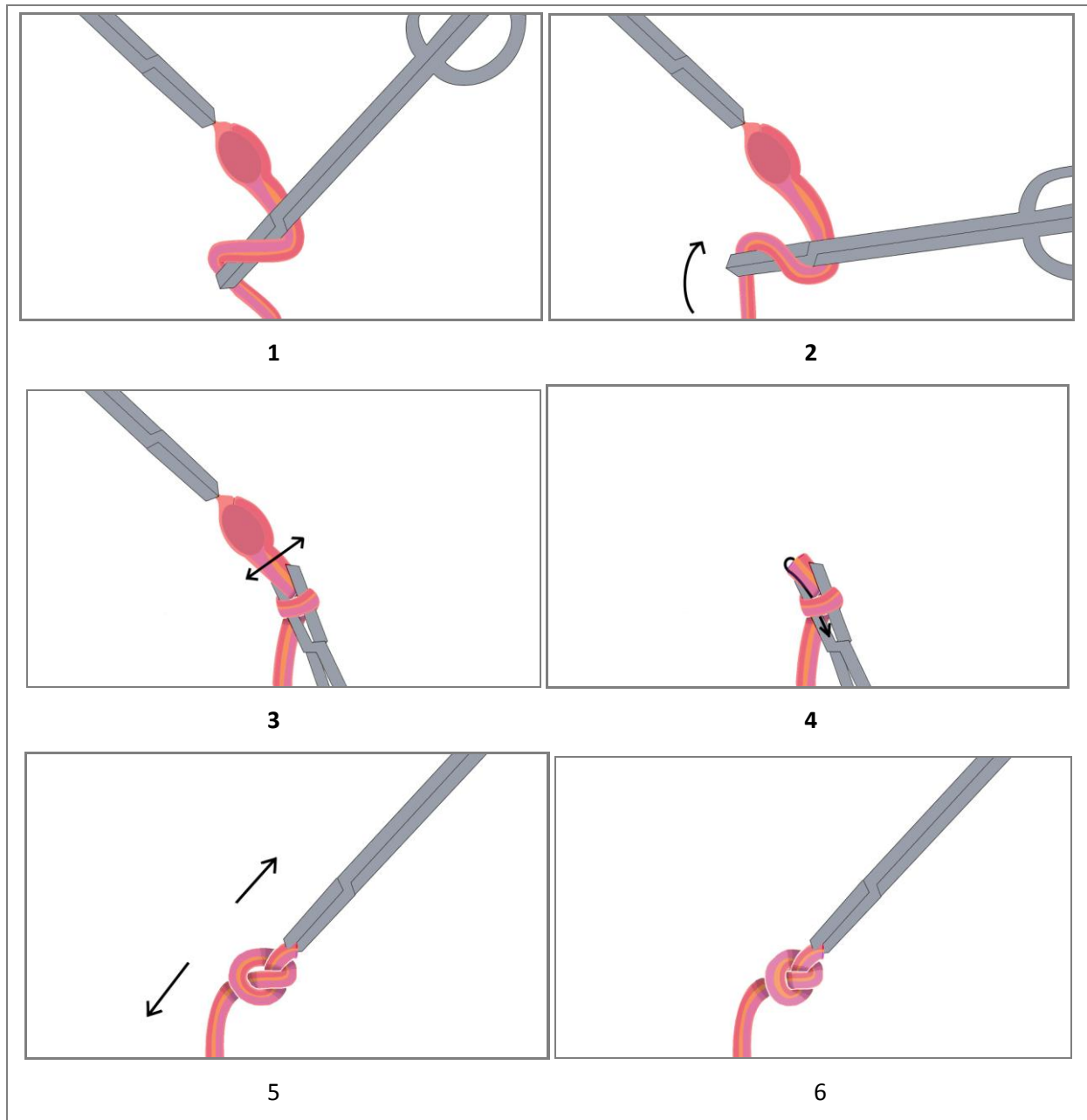


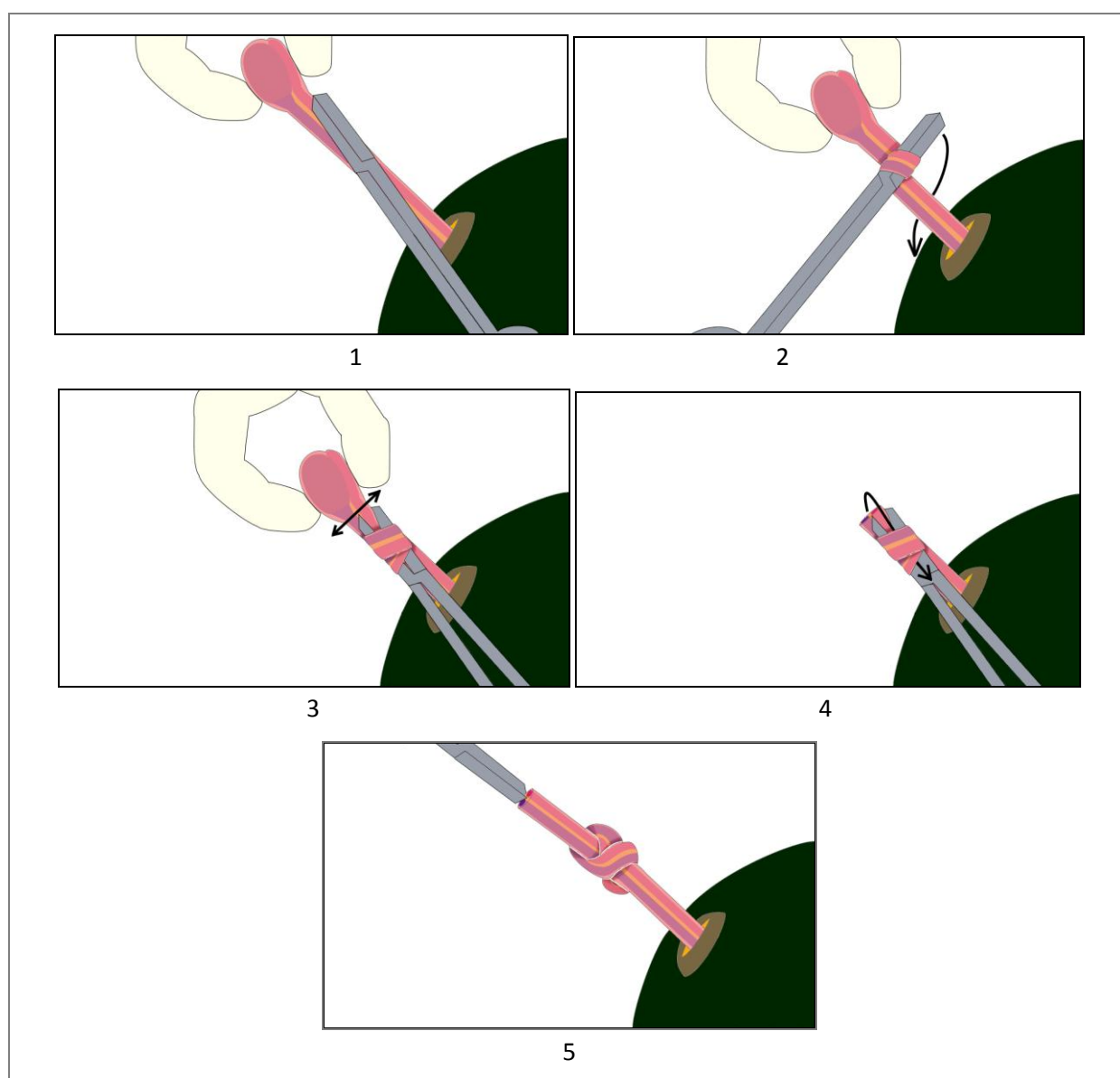
Figure 47: Etapes de la réalisation d'un nœud de Miller sur le cordon spermatique

Cette technique permet une réalisation du nœud plus rapide que dans la technique classique. Aucun fil n'est nécessaire. Les saignements sont très réduits car les enveloppes ne sont pas incisées. En revanche, l'utilisation d'un instrument (une pince, une pince à hémostase ou un porte-aiguille) nécessite une stérilisation chirurgicale entre chaque opération.

## b. LE NŒUD EN HUIT

Le nœud en huit est réalisé sur le cordon spermatique comme le précédent, le testicule reste couvert par ses enveloppes. La pince à hémostase est placée le long du cordon spermatique, extrémité vers le testicule (Figure 48-1). Un premier tour est réalisé sur la pince avec le cordon spermatique. Ensuite, la pince est basculée de 180°, son extrémité devenant orientée vers le scrotum. Une seconde boucle est réalisée en passant la pince à hémostase sous le cordon spermatique (Figure 48-2).

L'extrémité de la pince est alors remontée vers le testicule, ouverte puis le cordon spermatique emprisonné à proximité du testicule (Figure 48-3). Le cordon est incisé, puis son extrémité est glissée dans les deux boucles situées autour de la pince (Figure 48-4). Le nœud est serré ce qui permet d'assurer une meilleure hémostase (Figure 48-5).





### c. HEMOSTASE PAR BISTOURNAGE

Le bistournage est une technique très ancienne. Elle s'effectue testicule couvert, comme le nœud de Miller. Une pince à hémostase est placée sur le cordon spermatique, éloignée du testicule. Une seconde pince ou une pince en cœur est ensuite placée entre la première pince et le testicule. Cette dernière est alors tournée sur elle-même jusqu'à élongation puis rupture des tissus (Figure 49). L'hémostase est donc réalisée lors de l'élongation.

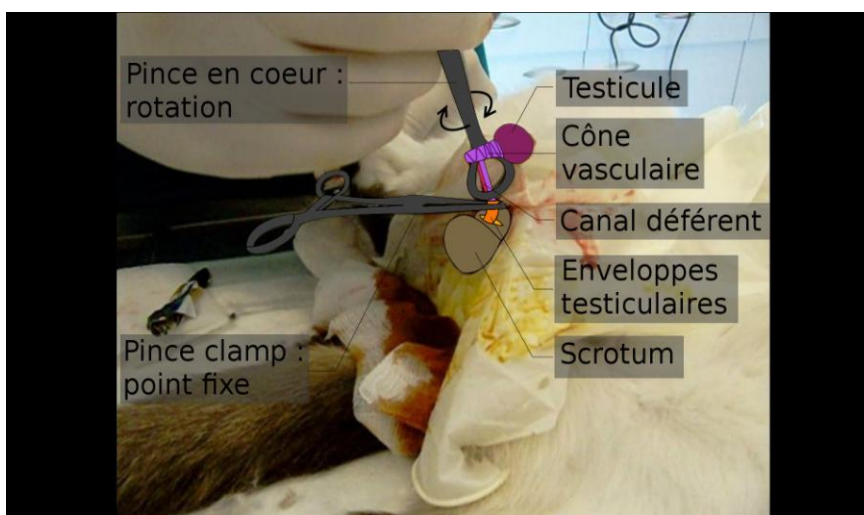


Figure 49 : Représentation schématique de la position des instruments lors de bistournage

Les inconvénients sont plus nombreux. L'hémostase est souvent mal réalisée avant rupture des structures, ce qui est à l'origine d'hémorragies importantes. Le point de rupture n'est pas toujours bien contrôlé, il peut avoir lieu très rostralement (proche de l'anneau inguinal) ce qui rend impossible le contrôle de l'hémostase. Un autre inconvénient est que cette technique nécessite du matériel chirurgical (pince en cœur, plus ou moins une pince à hémostase), donc une stérilisation de ces instruments. Parfois, l'élongation et l'écrasement sont insuffisants. Les tissus écrasés reprennent leur place, l'étanchéité disparaît laissant place à une hémorragie massive, plusieurs heures après l'intervention.

Devant les risques encourus par cette technique, elle est progressivement abandonnée au profit des techniques décrites précédemment.

#### **d. HEMOSTASE PAR LIGATURES**

L'hémostase peut également être réalisée par une simple ligature au fil, à testicule couvert ou découvert. Une ligature en masse achevée par un nœud de chirurgien ou une ligature transfixante prenant appui sur le canal déférent est alors réalisée sur le cône vasculaire et le canal déférent.

Le nœud de chirurgien (Figure 50) est composé d'un nœud plat suivi de deux demi-nœuds inversés. La ligature transfixante consiste à traverser le cordon spermatique au niveau soit du muscle crémaster, soit du canal déférent, à réaliser un nœud d'hémostase. Les chefs court et long sont conservés. Ils servent ensuite à réaliser une ligature en masse du cône vasculaire et du canal déférent close soit par un nouveau nœud d'hémostase si le cordon est de faible diamètre soit par un nœud de chirurgien dans le cas contraire. Le second nœud est serré décalé par rapport au premier.

Cette technique est rapide, mais présente l'inconvénient de nécessiter un fil, ce qui alourdit le prix. En outre, la technique du nœud de chirurgien seule prend en masse le cordon spermatique sans point de fixation. Il peut à tout moment glisser le long du cordon si son serrage est insuffisant et induire une hémorragie.

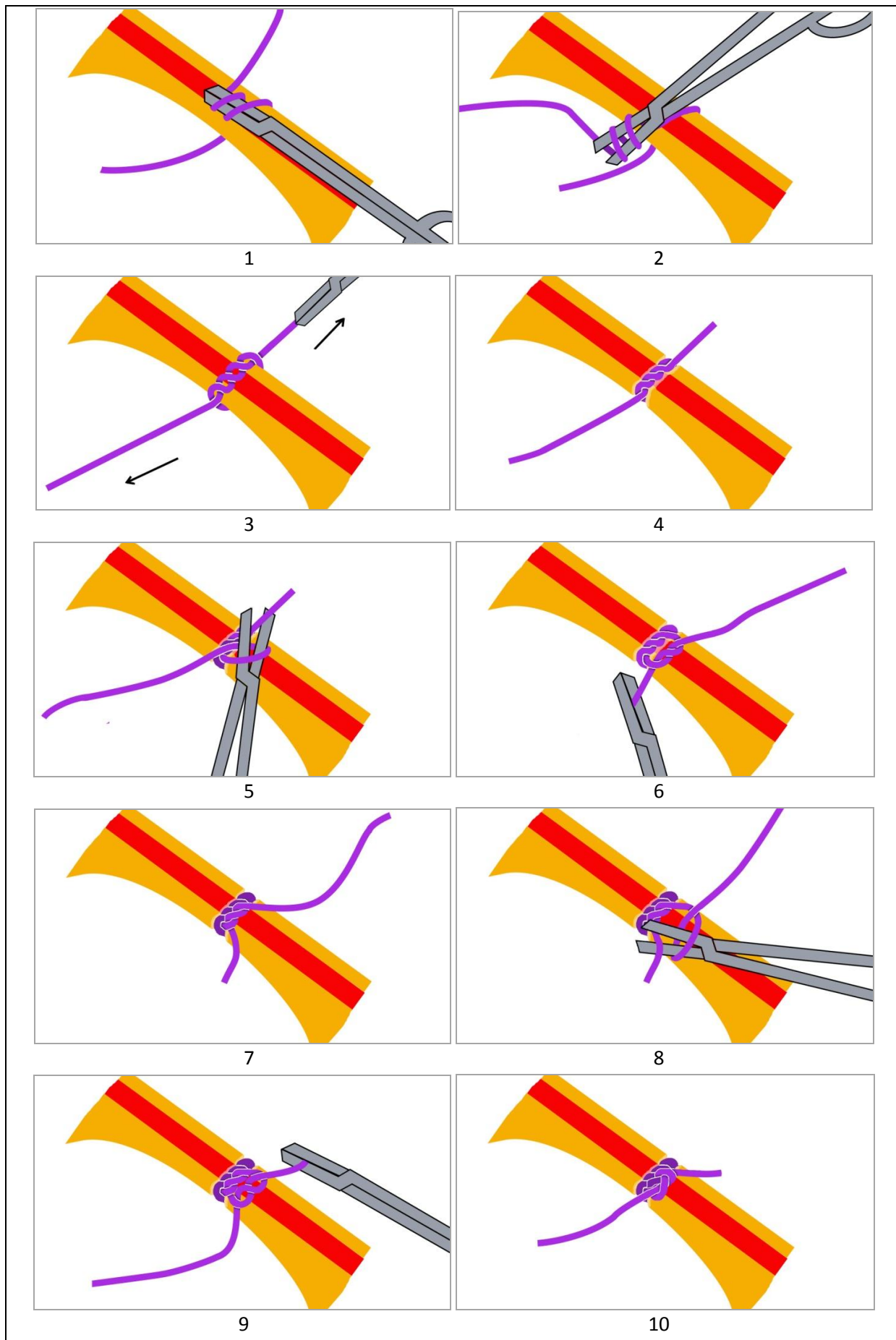


Figure 50 : Etapes de la réalisation d'un nœud de chirurgien

# Conclusion

L'ovariectomie et la castration des chats sont des interventions chirurgicales couramment pratiquées par les vétérinaires. Ce sont les premières interventions que les étudiants pratiqueront à leur arrivée au bloc chirurgicale de l'Ecole. Cet outil pédagogique a donc pour objectif d'aider les étudiants à assimiler la technique enseignée à l'ENVV avant de la mettre en pratique.

Pour chaque étape des interventions de stérilisation, il existe des variantes. Il a fallu faire un choix pour sélectionner celles qui permettaient un apprentissage simple et efficace. Il convient de bien comprendre les objectifs de l'intervention pour pouvoir la réaliser convenablement. Insister sur toutes les variantes ne peut que conduire à la confusion et défavoriser la progression d'un étudiant. C'est pourquoi, ce DVD présente en priorité une technique chirurgicale regroupant les étapes les plus simples à mettre en œuvre. Néanmoins, la présentation de variantes permet de montrer aux étudiants qu'il existe d'autres possibilités qu'ils verront peut-être lors d'un de leurs stages et qu'ils pourront, eux-mêmes, mettre en œuvre, une fois qu'ils auront acquis une certaine expérience.

La réalisation d'un DVD comme support de l'enseignement de la technique chirurgicale est très précieux pour la bonne compréhension des étudiants. La chirurgie est un exercice pratique dont il faut connaître la théorie et pour laquelle l'exercice pratique nécessite des heures de réalisation. Même s'il ne remplacera jamais la pratique, le DVD permettra aux étudiants de se familiariser avec la technique afin de la mettre en œuvre ensuite. Le nombre d'animaux d'expérimentation nécessaires pour leur apprentissage peut ainsi être limité. Il restera maintenant à poursuivre ce travail en réalisant d'autres DVD portant sur le reste du programme.

# Bibliographie

---

1. ALBASAN H, OSBORNE CA, LULICH JP, LEKCHAROENSUK C (2012). Risk factors for urate uroliths in cats. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, **240(7)**, 842-847.
2. ALBERT M, BIEST S, ELLIS C N JR, ESPAT N J, LEE T, SINGER M, WATKINS K T (2011). Clinical Advancements With ENSEAL® Energy Delivery Device. *General surgery news : special report* [en ligne]. Disponible sur : [http://www.ethicon.com/sites/default/files/Product/Energy/Group%20landing%20page/ENSEAL-clinical-advancements-special-report-DSL.11-0608.GSN\\_SR.pdf](http://www.ethicon.com/sites/default/files/Product/Energy/Group%20landing%20page/ENSEAL-clinical-advancements-special-report-DSL.11-0608.GSN_SR.pdf) (consulté le 20/02/2013)
3. BERTHELOT X (2010a). Cours de reproduction à l'ENVT : Maitrise de la reproduction chez les carnivores domestiques.
4. BERTHELOT X (2010b). Cours de reproduction à l'ENVT : Pathologie de l'appareil génital femelle chez les carnivores domestiques
5. CROWE D T (2009). Applying a Miller's knot. *DVM newsmagazine* [en ligne]. Disponible sur : <http://veterinarynews.dvm360.com/dvm/Medicine/Applying-a-Millers-knot-step-1/ArticleStandard/Article/detail/614983> (consulté le 23/11/2011).
6. DUPAU J (2012). Contribution à l'apprentissage de l'ovariectomie : étude des complications chez 73 chattes. Thèse de doctorat vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 143 p.
7. FOSSUM T W et al. (2012). Surgery of the reproductive and genital systems. *Small Animal Surgery*, 4th Edition, **26**, 702.
8. GENDARME T L F (2011). L'ovariectomie de la chatte et douleur per et post opératoire : coelioscopie versus laparotomie par la ligne blanche versus laparotomie par un flanc : étude comparative. Thèse de doctorat vétérinaire, Faculté de Médecine de Nantes, 154 p.
9. HARDIE R J (2008). Surgery STAT: Don't forget the Miller's knot. *DVM newsmagazine* [en ligne]. Disponible sur : <http://veterinarynews.dvm360.com/dvm/article/articleDetail.jsp?id=529584> (consulté le 23/11/2011).
10. JOHNSTON SD, (1993) Reproductive system, Oncology, Slatter D. (Ed.). *Textbook of small animal surgery*, Vol. 2, 2nd edition, WB Saunders Co, Philadelphia, 2177-2200.
11. LAMARCHE M, BENET JJ (2006). Etude comparative rétrospective de deux régimes alimentaires de chats stérilisés et leur état de santé. *Epidémiologie et santé animale*, **50**, 113-126.
12. LEVY X (2008a). Fibroadénomatose féline. Pathologie de la reproduction canine et féline [en ligne]. Disponible sur : [http://www.vetreproduction.com/vetup\\_articleDisplay.php?articleId=21](http://www.vetreproduction.com/vetup_articleDisplay.php?articleId=21) (consulté le 23/11/2011)
13. LEVY X, MIMOUNI P (2008b). Les tumeurs mammaires chez la chatte. Pathologie de la reproduction canine et féline [en ligne]. Disponible sur : [http://www.vetreproduction.com/vetup\\_articleDisplay.php?articleId=45&categoryMainId=1](http://www.vetreproduction.com/vetup_articleDisplay.php?articleId=45&categoryMainId=1) (consulté le 23/11/2011).
14. LEWIS M, MORRIS ML jr (1984). Treatment and prevention of feline struvites urolithiasis. *Small Animal Practice*, **14(3)**, 649-660.
15. MAYHEW P D, BROWN D C (2007). Comparison of Three Techniques for Ovarian Pedicle Hemostasis During Laparoscopic-Assisted Ovariohysterectomy. *Veterinary Surgery* [en ligne], **36**, 541-547. <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/17686127> (consulté le 13/04/2011).
16. MEYNAUD P (2010a). Cours de chirurgie à l'ENVT : Ovariectomie et ovario-hystérectomie chez les carnivores domestiques.

17. MEYNAUD P (2010b). Cours de chirurgie à l'ENVT : Castration des mâles chez les carnivores domestiques.
18. OLSON PN, KUSTRITZ MV, JOHNSTON SD (2001). Early-age neutering of dogs and cats in the United States (a review). Journal of reproduction and fertility. Supplement, **57**, 223-232.
19. PAPILLON A (2011). Intérêt de l'utilisation d'un pansement liquide vétérinaire sur des plaies d'ovariectomie : étude clinique sur 100 chattes. Thèse de doctorat vétérinaire, Toulouse, 115 p.
20. POL JC (2009). Réalisation d'un support audio-visuel à visée pédagogique des opérations de convenances des carnivores domestiques mâles. Thèse pour le diplôme d'Etat de docteur vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes, 104 p.
21. RAVANAT S (2004). La première consultation du chaton. Thèse de doctorat vétérinaire, Lyon 1, 191 p.
22. STAVRAKIS S, FOUREZ M (2009). Electrocoagulation bipolaire des pédicules vasculaires (ECBPV) : Ne plus craindre les hémorragies per opératoires. L'Essentiel, N°**136**, 16 - 20.
23. SILIART B, BURGER M, JAILLARDON L (2011). Mesures complémentaires et suivi chez le chien et le chat diabétique. Le point vétérinaire, N°**319**, 28-30.
24. STUBBS WP, BLOOMBERG MS, SCRUGGS SL, SHILLE VM, LANE TJ (1996). Effects of prepubertal gonadectomy on physical and behavioral development in cats. Journal of the American Veterinary Medical Association, **209(11)**, 1864-1871.
25. TOBIAS K M, JOHNSTON S A (2011). Urogenital System. Veterinary Surgery: Small Animal, vol2, 1st Edition, **11 (7)**, 109-112.
26. VAN NIMWEGEN S A, KIRPENSTEIJN J (2007). Laparoscopic ovariectomy in cats: comparison of laser and bipolar electrocoagulation. Journal of Feline Medicine and Surgery, **9**, 397-403.
27. WILLEBERG P, PRIEST WA (1976). Feline urological syndrome : associations with some time, space, and individual patient factors. American Journal of Veterinary Research, **37(8)**, 975-978.

### Sources des illustrations :

28. [www.bastideleconfortmedical.com](http://www.bastideleconfortmedical.com)
29. [www.ees.com](http://www.ees.com)
30. [www.instrument-dentaire.com](http://www.instrument-dentaire.com)
31. [www.instruments-rotatifs.com](http://www.instruments-rotatifs.com)
32. [www.labelvage.com](http://www.labelvage.com)
33. [www.medicalexpo.fr](http://www.medicalexpo.fr)
34. [www.plastem.com](http://www.plastem.com)
35. [www.socimed.com](http://www.socimed.com)
36. [www.twenga.fr](http://www.twenga.fr)