

TRAITEMENT DE LA HERNIE PÉRINÉALE CHEZ LE CHIEN MÂLE : ÉVALUATION D'UNE TECHNIQUE DE CASTRATION PAR LAPAROSCOPIE

THÈSE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

DIPLÔME D'ÉTAT

*présentée et soutenue publiquement en 2009
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse*

par

Arnaud COLSON

Né le 22 juin 1983 à SAINT-SAULVE (Nord)

Directeur de thèse : M. le Docteur Didier MATHON

JURY

PRÉSIDENT :

M. Jean-Pierre SARRAMON

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSEESSEURS :

M. Didier MATHON

Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

M. André AUTEFAGE

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

TRAITEMENT DE LA HERNIE PÉRINÉALE CHEZ LE CHIEN MÂLE : ÉVALUATION D'UNE TECHNIQUE DE CASTRATION PAR LAPAROSCOPIE

THÈSE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VÉTÉRAIRE

DIPLÔME D'ÉTAT

*présentée et soutenue publiquement en 2009
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse*

par

Arnaud COLSON

Né le 22 juin 1983 à SAINT-SAULVE (Nord)

Directeur de thèse : **M. le Docteur Didier MATHON**

JURY

PRÉSIDENT :

M. Jean-Pierre SARRAMON

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSEESSEURS :

M. Didier MATHON

M. André AUTEFAGE

Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

**Ministère de l'Agriculture et de la Pêche
ECOLE NATIONALE VÉTÉRINAIRE 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. C. PAVAU	M. EECKHOUTTE	
M. F. LESCURE	M. D.GRIESS	
M. A. RICO	M. CABANIE	
M. A. CAZIEUX	M. DARRE	
Mme V. BURGAT	M. HENROTEAUX	

PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE

M. BRAUN Jean-Pierre, *Physique et Chimie biologiques et médicales*
M. DORCHIES Philippe, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
M. EUZEBY Jean, *Pathologie générale, Microbiologie, Immunologie*
M. TOUTAIN Pierre-Louis, *Physiologie et Thérapeutique*

PROFESSEURS 1° CLASSE

M. AUTEFAGE André, *Pathologie chirurgicale*
Mme CLAUW Martine, *Pharmacie-Toxicologie*
M. CORPET Denis, *Science de l'Aliment et Technologies dans les Industries agro-alimentaires*
M. DELVERDIER Maxence, *Anatomie Pathologique*
M. ENJALBERT Francis, *Alimentation*
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 2° CLASSE

Mme BENARD Geneviève, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
M. BERTHELOT Xavier, *Pathologie de la Reproduction*
M. BOUSQUET-MELOU Alain, *Physiologie et Thérapeutique*
M. CONCORDET Didier, *Mathématiques, Statistique, Modélisation*
M. DUCOS Alain, *Zootecnie*
M. DUCOS DE LAHITTE Jacques, *Parasitologie et Maladies parasitaires*
Mme GAYRARD-TROY Véronique, *Physiologie de la Réproduction, Endocrinologie*
M. GUERRE Philippe, *Pharmacie et Toxicologie*
Mme HAGEN-PICARD Nicole, *Pathologie de la Reproduction*
M. LEFEBVRE Hervé, *Physiologie et Thérapeutique*
M. LIGNEREUX Yves, *Anatomie*
M. PICAUVET Dominique, *Pathologie infectieuse*
M. SANS Pierre, *Productions animales*
Mme TRUMEL Catherine, *Pathologie médicale des Equidés et Carnivores*

INGENIEUR DE RECHERCHE

- M. **TAMZALI Youssef**, *Responsable Clinique Equine*
M. **REYNOLDS Brice**, *Médecine, Ophtalmologie*

PROFESSEURS CERTIFIES DE L'ENSEIGNEMENT AGRICOLE

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

MAITRES DE CONFERENCES HORS CLASSE

- M. **JOUGLAR Jean-Yves**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*

MAITRES DE CONFERENCES (classe normale)

- M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*
M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
Mme **BENNIS-BRET Lydie**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*
M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la Reproduction*
M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
Mme **BOUCLAINVILLE-CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*
Mlle **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
Mme **BOURGERS-ABELLA Nathalie**, *Histologie, Anatomie pathologique*
M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
Mlle **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie*
M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
Mlle **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
M. **DOSSIN Olivier**, (DISPONIBILITE) *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie du Bétail*
M. **GUERIN Jean-Luc**, *Elevage et Santé avicoles et cunicoles*
M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
Mlle **LACROUX Caroline**, *Anatomie Pathologique des animaux de rente*
M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et Mathématiques*
M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*
M **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants.*
Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie Chirurgicale*
M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, Imagerie médicale*
M. **MONNEREAU Laurent**, *Anatomie, Embryologie*
Mlle **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
Mme **PRYMENKO Nathalie**, *Alimentation*
Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*
Mme **TROEGELER-MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation*
M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et Infectiologie*
M. **VERWAERDE Patrick**, *Anesthésie, Réanimation*

MAITRES DE CONFERENCES CONTRACTUEL

- Mlle **BUCK-ROUCH**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
M. **CASSARD Hervé**, *Pathologie du bétail*
M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophtalmologie*
M. **SEGUELA Jérôme**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
M **VERSET Michaël**, *Chirurgie des animaux de compagnie*

ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE CONTRACTUELS

- Mlle **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*
M. **GIN Thomas**, *Production et pathologie porcine*
M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction*
M. **RABOISSON Didier**, *Productions animales*
Mlle **TREVENNEC Karen**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles et porcins*

REMERCIEMENTS

À notre Président de Thèse,

Monsieur le Professeur Jean-Pierre SARRAMON,

Professeur de l'Université Paul-Sabatier de Toulouse

Praticien hospitalier

Urologie

Qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse.

Hommages respectueux.

À notre Jury de Thèse,

Monsieur le Docteur Didier MATHON,

Maître de Conférences de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse,
Pathologie chirurgicale

Qui nous a fait l'honneur d'accepter la direction de notre thèse.
Qu'il trouve ici nos sincères remerciements et notre gratitude.

Monsieur le Professeur André AUTEFAGE,

Professeur de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse,
Pathologie chirurgicale

Qui nous a fait l'honneur d'être membre de ce jury de thèse.
En témoignage de notre profond respect.

À tous ceux qui nous ont aidés directement ou indirectement pendant l'élaboration de cette thèse.

Au personnel du Laboratoire Central de l'E.N.V.T.,

Merci pour votre patience et pour les services que vous m'avez rendus.

Au personnel du service de Physiologie et Thérapeutique,

Merci de nous avoir prêté votre laboratoire et votre matériel.

Au personnel des hôpitaux, en particulier Monsieur BARRÈS,

Merci de s'être occupé de nos chiens pendant la semaine.

À mes parents,

C'est grâce à vous que je suis devenu ce que je suis. Merci du fond du cœur pour l'éducation que vous m'avez inculquée. Puissè-je être à votre hauteur quand viendra mon tour d'être parent.

Qu'ils trouvent en ces quelques lignes toute la gratitude et tout l'Amour que je leur porte.

À mes grands-parents, en particulier mes grands-mères, Thérèse et Nelly.

À ma sœur Virginie et à mon frère Benoît.

À Marie,

Il n'existe aucun mot assez fort pour t'exprimer mon Amour. Sans toi, ma vie serait insipide et c'est à tes côtés que je veux passer le reste de ma vie.

À toute ma famille, oncles et tantes, cousins et cousines.

À ma belle famille, Sylvie, Louis, Mattieu, Manon...

Famille miroir de la mienne, c'est toujours un plaisir de me retrouver en votre compagnie.

À ma meilleure amie depuis toujours, Virginie, et à sa famille,

Je te considère en fait plus comme ma deuxième sœur que ma meilleure amie. Tu as toujours été là pour moi.

À Lulu et à Colette,

Pour votre sympathie, votre écoute, votre gentillesse et toutes ces discussions que nous avons eues ces cinq dernières années.

À mes amis de Toulouse,

Maryvonne, Lotfi, Vivi, Alien, Fanny, Mickey, Jon, Pierrou, VB, Nicolas, Philippe et Marie-Cécile, Sarra, Bruno, Julien...

En témoignage de l'amitié que je vous porte.

À mon groupe de clinique de T-107.

Au Docteur Patrick Verwaerde et au Professeur Geneviève Bénard.

Aux Docteurs Stéphane Bureau, David Jacques et Frédéric Meige.

À mes chers co-internes de Nantes,

Hélène, Sylvie, Anne, Anne-Laure, Anne-Sophie, Élise, Lucille, Florence,
Mathilde, Corinne, Murielle, Ophélie, Lawrence, Baptiste et Erwan.

Aux étudiants de 4A de l'E.N.V.N. ainsi qu'à toute l'équipe pédagogique des
cliniques, A.H., P.H. et enseignants-chercheurs.

À mes colocataires de La Chapelle-sur-Erdre,

Adeline, Adrien, Julien et Pascal.

À mes amis d'enfance et de prépa,

En particulier à Tristan et à sa femme, Marilyne.

À notre chien, Baxie, et à nos iguanes Qwiqwægh et Mademoiselle.

« Science sans conscience n'est que ruine de l'âme. »

Rabelais.

« On apprécie les gens pour leurs qualités, on les aime pour leurs défauts. »

Anonyme.

TABLE DES MATIÈRES

INTRODUCTION	19
Partie I : Étude bibliographique de la hernie périnéale chez le chien	21
I. Anatomie descriptive et fonctionnelle de la cavité pelvienne et de l'appareil uro-génital	22
I.1 Anatomie de la cavité pelvienne	22
I.1.1 Myologie topographique et fonctionnelle	22
I.1.2 Splanchnologie topographique	29
I.1.2.1 Le côlon descendant et le rectum	30
I.1.2.2 La vessie et la prostate	30
I.1.2.3 L'urètre	31
I.1.3 Angiologie et neurologie topographiques et fonctionnelles	31
I.1.3.1 L'artère iliaque interne et ses collatérales	31
I.1.3.2 La veine iliaque interne et ses affluents	32
I.1.3.3 Le plexus lombo-sacré	33
I.2 Anatomie descriptive du testicule et de ses annexes	33
I.2.1 Le canal inguinal	34
I.2.2 Les enveloppes testiculaires	34
I.2.3 Caractères généraux du testicule et de ses dépendances	36
I.2.3.1 Le testicule et l'épididyme	36
I.2.3.2 Le conduit déférent	39
I.2.3.3 Le cordon spermatique	39
I.2.4 Vascularisation et innervation du testicule	39
II. Biochimie et endocrinologie de la testostérone	40
II.1 Métabolisme de la testostérone	40
II.1.1 Anabolisme	40
II.1.1.1 Voies enzymatiques	42
II.1.1.2 Production testiculaire de testostérone	42
II.1.1.3 Production surrénalienne de testostérone	43
II.1.2 Transport plasmatique	43
II.1.3 Catabolisme et interconversions hormonales	43
II.1.3.1 Interconversions plasmatiques	43
II.1.3.2 Catabolisme et élimination	44

II.2 Effets biologiques de la testostérone	45
II.2.1 Variations de la testostéronémie	45
II.2.2 Contrôle de la spermatogenèse	45
II.2.3 Effets anabolisants	46
II.2.4 Effets de la testostérone sur la prostate.....	46
III. Étude clinique de la hernie périnéale chez le chien	47
III.1 Étiologie	47
III.1.1 Facteurs hormonaux	47
III.1.2 Facteurs anatomiques.....	48
III.1.3 Facteurs pathologiques.....	48
III.2 Pathogénie	49
III.3 Symptomatologie	50
III.3.1 Symptomatologie gastro-intestinale.....	51
III.3.2 Symptomatologie uro-génitale	51
III.4 Examens paracliniques et diagnostic	51
III.4.1 Examen radiographique.....	51
III.4.2 Examen échographique	53
IV. Présentation des différents temps chirurgicaux dans le traitement de la hernie périnéale	53
IV.1 Considérations générales	53
IV.1.1 Principes du traitement chirurgical.....	53
IV.1.2 Planning des interventions chirurgicales : temps abdominal et temps périnéal	54
IV.1.3 Anesthésie, réanimation peropératoire et préparation du patient... 54	
IV.2 Temps abdominal	54
IV.2.1 Actes chirurgicaux habituels	55
IV.2.2 Actes chirurgicaux supplémentaires	55
IV.3 Temps périnéal	55
IV.3.1 Herniorraphie par pose d'un treillis synthétique irrésorbable	56
IV.3.2 Myoplastie par transposition du muscle obturateur interne	56
IV.4 Prise en charge et suivi du patient	59
IV.4.1 Prise en charge hygiénique.....	59
IV.4.2 Prise en charge médicale	59
IV.4.3 Contrôle post-opératoire à 15 jours	59
IV.5 Complications possibles et récidives	59

Partie II : Étude expérimentale	61
I. But de l'étude	62
II. Matériel et méthode	62
II.1 Population	62
II.2 Durée de l'étude	63
II.3 Matériel laparoscopique	63
II.4 Protocole pré-opératoire	66
II.5 Protocole anesthésique et surveillance peranesthésique	66
II.6 Antibioprophylaxie	67
II.7 Protocole opératoire	67
II.7.1 Préparation du site opératoire	67
II.7.2 Introduction des canules laparoscopiques.....	68
II.7.3 Visualisation des pédicules vasculaires des testicules.....	69
II.7.4 Colopexie par voie transabominale.....	73
II.7.5 Suture des sites d'entrée laparoscopique.....	75
II.8 Suivi post-opératoire	75
II.9 Dosage de la testostérone sérique	75
II.10 Dosage de la concentration sérique en CRP	76
II.11 Suivi échographique des testicules	76
II.12 Analyse histopathologique	79
III. Résultats	79
III.1 Évaluation peropératoire	79
III.1.1 Évaluation du protocole anesthésique	79
III.1.2 Évaluation de l'intervention chirurgicale.....	80
III.2 Suivi post-opératoire	80
III.2.1 Résultats cliniques et échographiques.....	80
III.2.2 Résultats biochimiques	83
III.2.2.1 Dosage de la testostéronémie.....	83
III.2.2.2 Dosage de la concentration plasmatique en CRP.....	83
III.2.3 Suivi histopathologique	84
IV. Discussion	87
CONCLUSION	93

BIBLIOGRAPHIE	94
ANNEXE 1	101
ANNEXE 2	104
ANNEXE 3	105

TABLE DES ILLUSTRATIONS

Figures :

<u>Figure 1 :</u> Coupe parasagittale gauche schématique (vue médiale de la partie droite) de la cavité abdominale caudale (d'après BARONE R.).....	23
<u>Figure 2 :</u> Coupe anatomique dorsale de la cavité abdominale caudale, vue dorsale de la moitié ventrale (d'après RUBERTE J. et SAUTET J.).....	24
<u>Figure 3 :</u> Détail du diaphragme pelvien droit en vue latérale (d'après EVANS H.E.).....	27
<u>Figure 4 :</u> Musculature périnéale en vue caudale (d'après RUBERTE J. et SAUTET J.).....	28
<u>Figure 5 :</u> Schéma de l'appareil génital mâle <i>in situ</i> (d'après EVANS H.E.).....	35
<u>Figure 6 :</u> Testicule droit et ses annexes en vue médiale (d'après RUBERTE J. et SAUTET J.).....	37
<u>Figure 7 :</u> Diagramme des réactions anaboliques conduisant à la formation de la testostérone.....	41
<u>Figure 8 :</u> Diagramme des interconversions plasmatiques de la testostérone.....	44
<u>Figure 9 :</u> Anomalies topographiques du côlon descendant et du rectum lors de hernie périnéale.....	49
<u>Figure 10 :</u> Région périnéale d'un chien présenté pour hernie périnéale (RODRÍGUEZ GÓMEZ J., GRAUS MORALES J., MARTÍNEZ SAÑUDO M.J.).....	50
<u>Figure 11 :</u> Colographie en incidence ventro-dorsale montrant une ampoule rectale chez un chien présentant une hernie périnéale droite (RODRÍGUEZ GÓMEZ J., GRAUS MORALES J., MARTÍNEZ SAÑUDO M.J.).....	52
<u>Figure 12 :</u> Cystographie en incidence latéro-latérale montrant une rétroflexion vésicale chez un chien atteint de hernie périnéale (RODRÍGUEZ GÓMEZ J., GRAUS MORALES J., MARTÍNEZ SAÑUDO M.J.).....	53
<u>Figure 13 :</u> Vue per-opératoire d'une herniorraphie par pose d'un treillis en polypropylène (RODRÍGUEZ GÓMEZ J., GRAUS MORALES J., MARTÍNEZ SAÑUDO M.J.).....	56
<u>Figure 14 :</u> Schéma montrant une vue peropératoire (vue caudo-latérale) d'une myoplastie par transposition du muscle obturateur interne (d'après SLATTER D., 2003).....	57
<u>Figure 15A :</u> Colonne de coelioscopie.....	64
<u>Figure 15B :</u> Détail de l'insufflateur.....	64

<u>Figure 15c</u> : Canules de coelioscopie.....	65
<u>Figure 15D</u> : Détails des instruments de laparoscopie.....	65
<u>Figure 16</u> : Vue panoramique (du dessus) montrant le positionnement des chirurgiens et du matériel de laparoscopie.....	68
<u>Figure 17A</u> : Photographie peropératoire montrant la disposition des canules laparoscopiques.....	69
<u>Figure 17B</u> : Photographie montrant une vue peropératoire de la cavité pelvienne.....	71
<u>Figure 17c</u> : Photographie peropératoire montrant la préhension du pédicule testiculaire droit.....	72
<u>Figure 17D</u> : Photographie peropératoire montrant la pose de clips vasculaires sur le pédicule testiculaire droit.....	73
<u>Figure 18</u> : Coupe transversale schématique de la colopexie par voie transabdominale.....	74
<u>Figure 19</u> : Mesures échographiques réalisées.....	78
<u>Figure 20A</u> : Échographie montrant une coupe dorsale du testicule gauche du chien F à J ₀	81
<u>Figure 20B</u> : Échographie montrant une coupe dorsale du même testicule (figure 20A) à J ₇₀	81
<u>Figure 21A</u> : Évolution post-opératoire du volume estimé du testicule droit.....	82
<u>Figure 21B</u> : Évolution post-opératoire du volume estimé du testicule gauche.....	82
<u>Figure 22</u> : Graphique représentant la cinétique moyenne de la concentration sérique en protéine C-réactive des sept chiens.....	84
<u>Figure 23A</u> : Coupe histologique de testicule de chien (H & E, ×400).....	85
<u>Figure 23B</u> : Coupe histologique de testicule de chien (H & E, ×400).....	86
<u>Figure 23c</u> : Coupe histologique d'épididyme de chien (H & E, ×40).....	86
<u>Figure 24</u> : Graphique traduisant les données du tableau 5.....	105

Tableaux :

Tableau 1 : Statistiques obtenues sur les sept chiens à J₀, J₇ et J₆₀.....83

Tableau 2 : Dosage de la concentration sérique en CRP. Statistiques obtenues sur les sept chiens à T₀, T₀ + 6h, T₀ + 24h, T₀ + 72h, T₀ + 168h et T₀ + 336h.....83

Tableau 3A : Mesures échographiques des testicules droits des sept chiens au cours de la période post-opératoire.....101

Tableau 3B : Mesures échographiques des testicules gauches des sept chiens au cours de la période post-opératoire.....102

Tableau 4 : Testostéronémies des sept chiens à J₀, J₇ et J₆₀.....104

Tableau 5 : Concentrations sériques en CRP des sept chiens à T₀, T₀ + 6h, T₀ + 24h, T₀ + 72h, T₀ + 168h et T₀ + 336h.....105

INTRODUCTION

La hernie périnéale est une affection organique qui résulte d'une rupture du diaphragme pelvien par laquelle s'engouent divers organes abdomino-pelviens. Chez les Carnivores domestiques, elle concerne essentiellement le chien mâle entier [8] âgé de 7 à 9 ans [25, 56]. Certaines races semblent prédisposées¹ [10, 25, 53].

La prise en charge thérapeutique du chien atteint de hernie périnéale nécessite, *in fine*, une approche chirurgicale, longue et délabrante, en plusieurs temps. Notre étude propose donc une technique de castration sans orchiectomie² par laparoscopie, afin de réduire la durée du temps chirurgical abdominal et la taille des incisions.

Notre étude s'articule en deux parties. Le but de la première partie est, d'une part, d'asseoir les bases fondamentales de notre étude, à savoir l'anatomie de la cavité pelvienne et de l'appareil uro-génital, ainsi que la biochimie et l'endocrinologie relatives à la testostérone. D'autre part, elle propose une étude bibliographique intéressant la clinique et les principaux traitements de la hernie périnéale. La deuxième partie fournit les principes des méthodes que nous utiliserons pour la réalisation de notre étude, les résultats obtenus ainsi qu'une discussion.

¹ Boston terrier, Boxer, Collie, Welsh Corgi, Kelpie (race et types), Teckels (races et types), Bobtail et Pékinois.

² Ou « orchidectomie ».

Partie I : Étude bibliographique de la hernie périnéale chez le chien

I. Anatomie descriptive et fonctionnelle de la cavité pelvienne et de l'appareil uro-génital

L'anatomie³ est une science fondamentale pour le chirurgien. Ainsi, nous ne saurions utiliser une technique chirurgicale sans avoir décrit, au préalable, l'anatomie de la région qui nous intéresse. De plus, la topographie des organes (*Confere* Figure 1) nous permettra par la suite de comprendre la physiopathologie de la hernie périnéale.

I.1 Anatomie de la cavité pelvienne

La cavité pelvienne (*Confere* Figure 2) continue caudalement la cavité abdominale et loge la partie caudale de l'appareil digestif et de l'appareil urinaire.

Elle est délimitée crânialement par le promontoire et le bord crânial des deux os pubis.

Le péritoine s'y engage seulement en partie car une grande majorité des organes pelviens sont entourés par un tissu conjonctif abondant que constitue l'espace rétropéritonéal. Ainsi, le péritoine se termine dans la cavité pelvienne par des digitations qui s'insinuent entre les organes pelviens. Ainsi parle-t-on, dans le sens dorso-ventral, de deux fosses pararectales⁴ droite et gauche entre la face dorsale du rectum et la face ventrale de l'os sacrum, d'excavation recto-génitale entre le rectum et la prostate, d'excavation vésico-génitale entre les conduits déférents et la vessie et d'excavation vésico-pubienne entre la face ventrale de la vessie et la face dorsale de l'os pubis [3].

I.1.1 Myologie topographique et fonctionnelle

Les muscles du bassin les plus importants, pour le chirurgien, sont le muscle coccygien, le muscle élévateur de l'anus, le muscle obturateur interne, le muscle sphincter externe de l'anus et le muscle fessier superficiel [8].

³ Dans un souci de rigueur scientifique, nous utiliserons les termes anatomiques actuellement en vigueur traduits de la *Nomina Anatomica Veterinaria* (actualisation de 2004).

⁴ Les deux fosses pararectales sont séparées dans le plan médian par le mésorectum.

Le diaphragme pelvien est constitué par le muscle coccygien et le muscle élévateur de l'anus. Il est complété, sur chacune de ses deux faces, par deux minces fascias, l'un externe et l'autre interne [3].

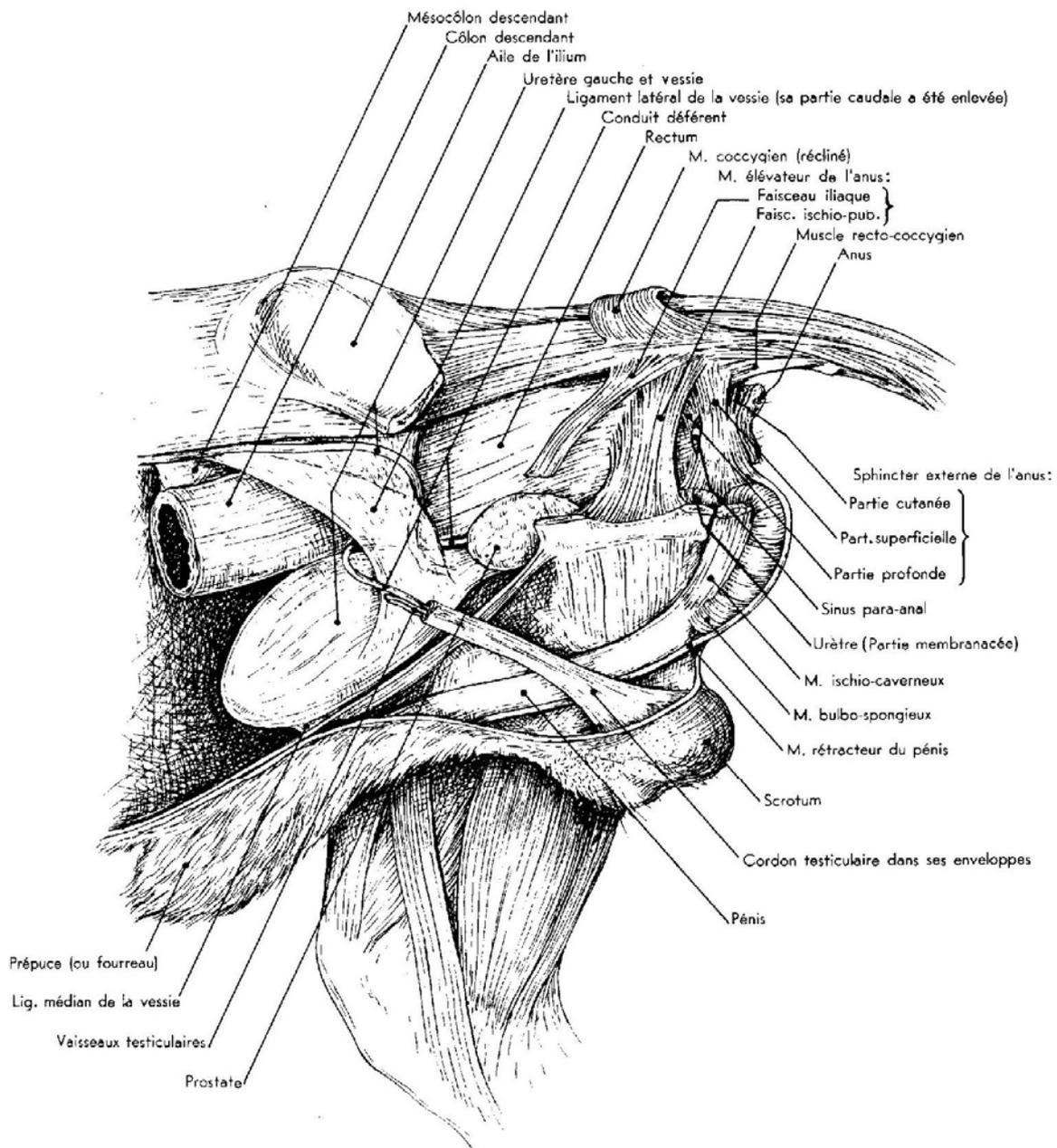


Figure 1 : Coupe parasagittale gauche schématique (vue médiale de la partie droite) de la cavité abdominale caudale (d'après BARONE R. [3]).

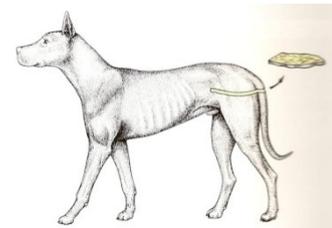
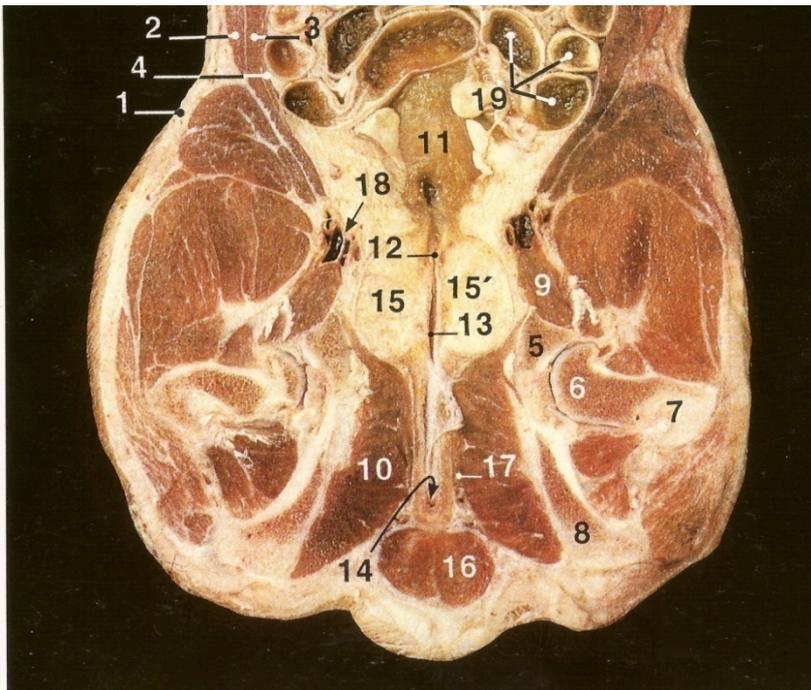


Figure 2 : Coupe anatomique dorsale de la cavité abdominale caudale, vue dorsale de la moitié ventrale (d'après RUBERTE J. et SAUTET J. [47]).

Légende de la figure 2

1. Peau
2. Muscle oblique externe de l'abdomen
3. Muscle oblique interne de l'abdomen
4. Muscle transverse de l'abdomen
5. Acétabulum
6. Tête fémorale
7. Corps du fémur
8. Os ischium
9. Muscle ilio-psoas
10. Muscle obturateur interne
11. Vessie
12. Partie préprostatique de l'urètre
13. Partie prostatique de l'urètre
14. Isthme de l'urètre
15. Lobe prostatique gauche
- 15'. Lobe prostatique droit
16. Muscle bulbo-spongieux
17. Muscle élévateur de l'anus
18. Artère et veine fémorales
19. Jéjunum

Le muscle coccygien (*Confere* Figure 3), triangulaire, épais et fort, est aplati contre la paroi latérale du bassin, médialement au ligament sacro-tubéral. Il prend origine sur le revers médial du col de l'os ilium et se termine sur les processus transverses des deuxième à cinquième vertèbres coccygiennes. C'est un muscle abaisseur de la queue. Il est innervé par des rameaux ventraux du dernier nerf sacré [1].

Le muscle élévateur de l'anus (*Confere* Figure 4) est plat et se compose d'un faisceau iliaque et d'un faisceau ischio-pubien. Les deux faisceaux prennent origine sur la membrane obturatrice, de la symphyse pelvienne jusqu'au voisinage du col de l'ilium, sur la face endopelvienne. Ils convergent dorso-caudalement et se terminent en trois groupes de fibres. Le groupe ventral passe entre l'anus et le bulbe du pénis pour se terminer sur le centre tendineux. Le groupe intermédiaire se porte dans la couche longitudinale de la musculature du rectum, entre les muscles sphincters interne et externe de l'anus. Enfin, le groupe dorsal passe entre l'anus et la région coccygienne, sur laquelle il s'insère. Le muscle élévateur de l'anus a pour rôle principal de tirer le périnée et l'anus crânialement ; en outre, il tire la queue ventro-latéralement. Il est innervé par des branches des nerfs rectaux caudaux [1].

Le muscle obturateur interne, plat et flabelliforme, obture partiellement le trou obturé. Il prend origine sur la face endopelvienne des os pubis et ischium⁵ ainsi que sur la face dorsale de la membrane obturatrice. Son tendon terminal, aplati, sort du bassin⁶ par la petite échancrure sciatique et s'insère au fond de fosse trochantérique. Il est rotateur de la cuisse et participe également à son abduction. Son innervation est assurée par un grêle rameau du nerf sciatique [1].

Le muscle sphincter externe de l'anus, strié et circulaire, se compose de trois parties. La partie cutanée adhère à la peau du périnée et couvre le bord correspondant du muscle sphincter interne de l'anus. La partie superficielle se prolonge vers la région coccygienne. Enfin, la partie profonde, la plus large, est entièrement sphinctérienne ; elle reçoit les fibres du muscle élévateur de l'anus. Dorsalement, le muscle sphincter externe de l'anus s'attache sur le fascia caudal au niveau de la troisième vertèbre coccygienne. Sa partie ventrale se termine avec le muscle urétral et le muscle bulbo-caverneux. Lorsqu'il est contracté, il obture l'anus. Son innervation est assurée par un rameau du nerf honteux [1, 19].

⁵ Ce muscle s'insère sur les deux tiers du pourtour du trou obturé.

⁶ Le tendon glisse sur une bourse séreuse.

Le muscle fessier superficiel est mince et faible. Il recouvre incomplètement le muscle fessier moyen. Il prend origine sur la face profonde du fascia glutéal et la crête sacrale médiane. Il se termine par une aponévrose sur la tubérosité glutéale ainsi que sur la face latérale du fémur, juste distalement au grand trochanter⁷. Son rôle principal est de porter la cuisse en abduction ; il est également, dans une moindre mesure, rotateur médial de la cuisse et tenseur du fascia lata. Il est innervé par le nerf fessier caudal [1].

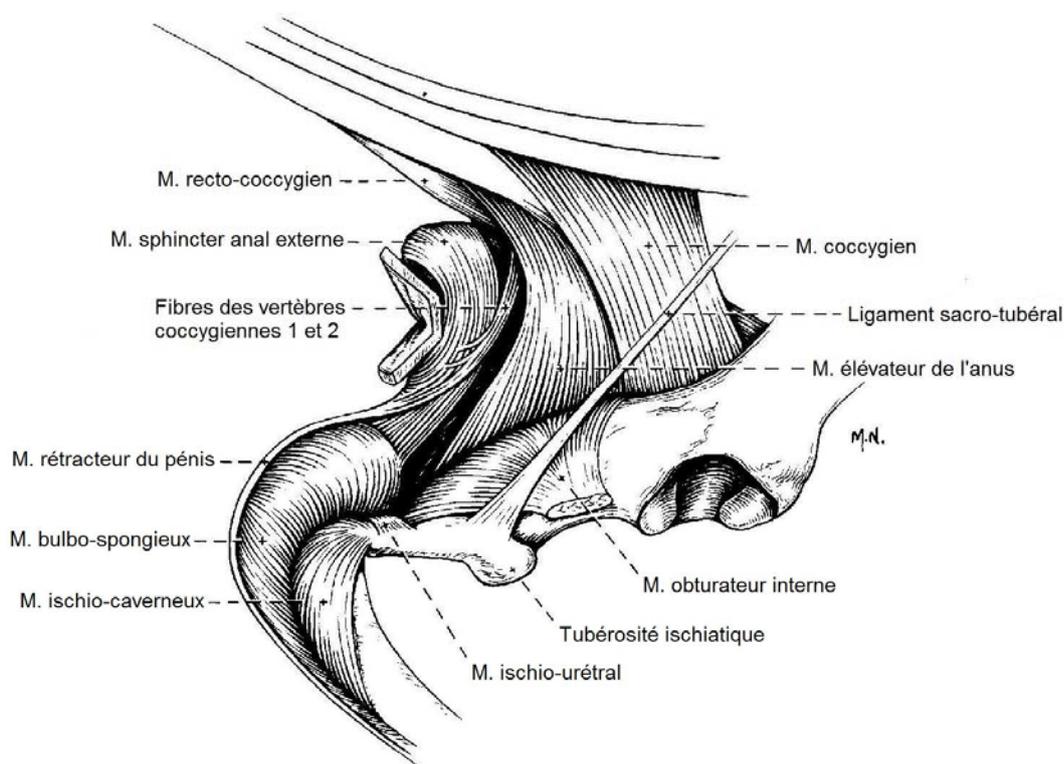


Figure 3 : Détail du diaphragme pelvien droit en vue latérale (d'après EVANS H.E. [19])

⁷ Grand trochanter sur lequel il glisse par une bourse séreuse.

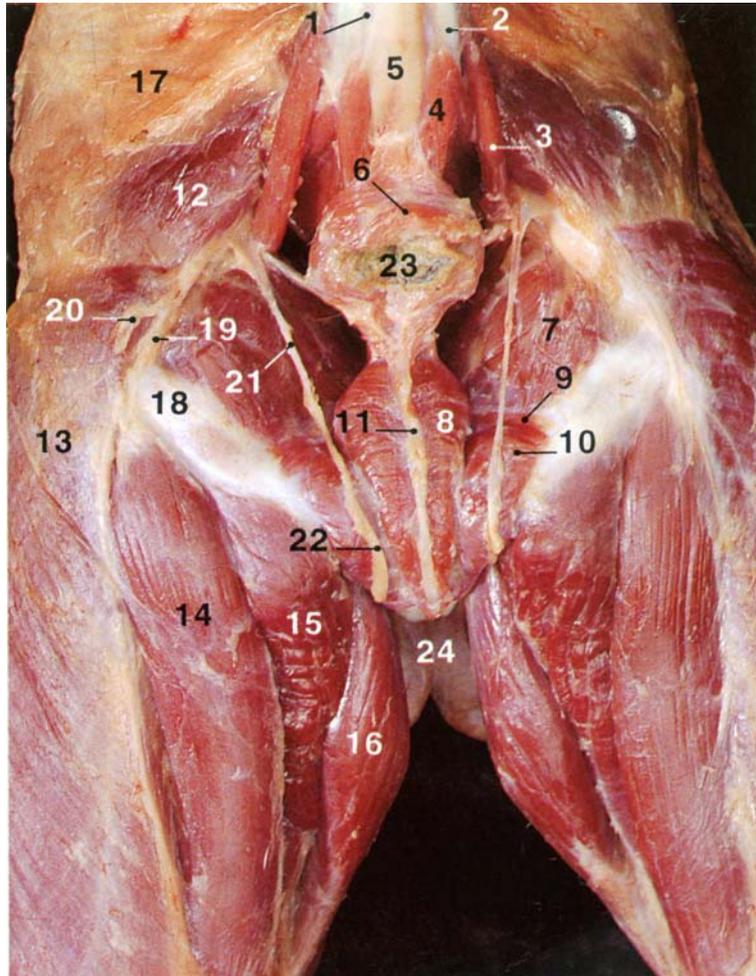


Figure 4 : Musculature périnéale en vue caudale (d'après RUBERTE J. et SAUTET J. [47]).

Légende de la figure 4 :

1. Muscle sacro-caudal ventral médial
2. Muscle sacro-caudal ventral latéral
3. Muscle coccygien
4. Muscle élévateur de l'anوس
5. Muscle recto-coccygien
6. Muscle sphincter externe de l'anوس
7. Muscle obturateur interne
8. Muscle bulbo-spongieux
9. Muscle ischio-urétral
10. Muscle ischio-caverneux
11. Muscle rétracteur du pénis
12. Muscle fessier superficiel
13. Muscle biceps fémoral
14. Muscle semi-tendineux
15. Muscle semi-membraneux
16. Muscle gracile
17. Fascia glutéal
18. Tubérosité ischiatique
19. Ligament sacro-tubéral
20. Nerf cutané fémoral caudal
21. Nerf honteux externe
22. Nerf périnéal superficiel
23. Anus
24. Testicules

I.1.2.1 Le côlon descendant et le rectum

Le côlon descendant est étendu presque en ligne droite de l'arc costal gauche au bassin. Il est attaché à la paroi lombaire par le mésocôlon descendant, qui rejoint l'aorte. Le mésocôlon descendant, ample et long, autorise un certain degré de liberté pour l'organe qu'il maintient [2].

Le rectum prolonge caudalement le côlon descendant ; il constitue la partie terminale du gros intestin et communique avec le milieu extérieur par le canal anal. Sa partie caudale est renflée en une ampoule du rectum. Le rectum est maintenu à la face ventrale du sacrum par le mésorectum, qui prolonge caudalement le mésocôlon descendant. En outre, le rectum est maintenu par les muscles extrinsèques qui l'animent, à savoir les muscles recto-coccygien et recto-urétral.

Les parois latérales du rectum sont en rapport avec le ligament sacro-tubéral et les muscles coccygien et élévateur de l'anus (*Vide supra*) [2, 19].

I.1.2.2 La vessie et la prostate

La taille de la vessie varie selon son état de réplétion : elle peut contenir 120 à 150 millilitres chez un chien de taille moyenne. Chez le chien, la vessie n'est pas un organe pelvien mais abdominal ; son col se trouve au niveau de l'os pubis. Elle est en rapport indirect, sur sa face dorsale, avec le jéjunum par le grand omentum⁸. La vessie est maintenue en position physiologique par trois ligaments. Le ligament médian de la vessie se porte de la face ventrale de l'apex et du corps de la symphyse pelvienne à la paroi abdominale et tend à rejoindre l'ombilic. Les parois latérales de la vessie sont chacune maintenue par un ligament latéral qui se porte jusqu'aux parois latérales du bassin. Chacun de ces ligaments possède un vestige de l'artère ombilicale, laquelle comporte encore une étroite lumière et participe, dans une moindre mesure, à la vascularisation de la vessie. Alors que sa partie crâniale possède un certain degré de laxité, la partie caudale de la vessie, moins mobile, est maintenue par les muscles pubo-vésical et recto-urétral. Son col se continue caudalement par l'urètre [3].

⁸ Également appelé « épiplon ».

La prostate est un organe impair et unique, qui se situe dorso-caudalement à la vessie, dans le plan sagittal et sur le bord crânial de l'os pubis. La prostate est composée de deux lobes, droit et gauche, et entoure complètement la partie initiale de l'urètre et la partie adjacente du col de la vessie. La prostate est en grande partie recouverte par le péritoine [3].

I.1.2.3 L'urètre

L'urètre est un long conduit qui fait communiquer la vessie et les voies spermatiques avec le milieu extérieur. Il sert à l'évacuation de l'urine et des produits génitaux. On lui reconnaît deux parties, une partie pelvienne puis une partie pénienne.

La partie pelvienne commence par l'ostium interne de l'urètre, juste caudalement à la vessie, et se prolonge jusqu'à l'arcade ischiatique où elle marque un léger rétrécissement, l'isthme de l'urètre. Cette partie est elle-même subdivisée en deux sous-parties : la partie prostatique, entourée par la prostate, et la partie membranacée. La partie pelvienne de l'urètre est séparée ventralement des muscles obturateurs internes et de la symphyse pelvienne par un abondant tissu conjonctivo-adipeux le plus souvent. Elle traverse le diaphragme pelvien pour se prolonger par la partie pénienne.

La partie pénienne se continue au-delà du diaphragme pelvien dans le pénis et s'ouvre au milieu extérieur par l'ostium externe de l'urètre [3].

I.1.3 Angiologie et neurologie topographiques et fonctionnelles

I.1.3.1 L'artère iliaque interne et ses collatérales

L'artère iliaque interne est une terminaison de l'aorte qui irrigue les parois et le contenu du bassin. Elle prend naissance 15 à 30 millimètres caudalement à son homologue externe, en regard de la dernière vertèbre lombaire, et se termine sur le côté du promontoire ou un peu au-delà. Sa face ventro-médiale est recouverte par le péritoine et croisée par l'uretère ipsilatéral.

L'artère ombilicale est la seule collatérale de l'artère iliaque interne ; elle naît sur son origine ou parfois sur la terminaison de l'aorte. Elle ne donne, que chez la

moitié des sujets, une grêle artère vésicale crâniale. Il n'y a pas de véritable artère du conduit déférent chez le chien.

L'artère honteuse interne, longue, est la première terminale de l'artère iliaque interne. Elle passe très obliquement à la face latérale du rectum puis du diaphragme pelvien. Elle décrit ensuite une courbe qui l'amène près de l'arcade ischiatique où elle se termine par les artères périnéale ventrale et du pénis. L'artère prostatique naît de l'artère honteuse interne, contre le bord crânial du muscle élévateur de l'anus. Avant d'atteindre la prostate, elle donne un long rameau du conduit déférent, l'artère vésicale caudale et l'artère rectale moyenne. En outre, l'artère honteuse interne délègue une artère urétrale qui irrigue la partie membranacée de l'urètre.

L'artère glutéale caudale, plus grosse que l'artère honteuse interne, est la seconde terminale de l'artère iliaque interne. Elle passe ventralement à l'aile du sacrum, contre le muscle ilio-psoas, puis médialement au muscle piriforme et sort du bassin dorsalement à la petite échancrure sciatique. Elle délègue des rameaux aux muscles fessiers superficiel et moyen et aux muscles pelviens profonds puis aux muscles de la loge fémorale caudale. Au passage, elle donne les artères ilio-lombaire, glutéale crâniale, satellite du nerf sciatique, latérale de la queue et périnéale dorsale. Enfin, notons que, chez le chien, il n'y a pas d'artère obturatrice qui passe dans le trou obturé [4].

I.1.3.2 La veine iliaque interne et ses affluents

La veine iliaque interne draine les parois latérales et le contenu du bassin. Ses affluents et elle-même reproduisent à peu près la disposition des artères du bassin dont elles sont satellites. La veine iliaque interne débouche dans la veine cave caudale en regard de la première vertèbre coccygienne ou de la dernière vertèbre sacrée. Il existe cependant une veine obturatrice qui accompagne le nerf homonyme à travers le trou obturé. Celle-ci se jette dans la veine glutéale caudale [3, 19].

I.1.3.3 Le plexus lombo-sacré

Le plexus lombo-sacré⁹ donne naissance à plusieurs nerfs. Dans cette partie, nous n'aborderons que les principaux nerfs importants à connaître pour l'abord chirurgical de la hernie périméale.

Le nerf sciatique est la continuité anatomique du tronc lombo-sacré, lequel naît des racines des segments médullaires lombaires 6 et 7, et sacral 1¹⁰ ; c'est le plus épais de tous les nerfs du corps. Satellite de l'artère glutéale caudale, il longe la face latérale du ligament sacro-tubéral avant de se jeter dans la grande ouverture sciatique, juste dorso-caudalement à l'articulation coxo-fémorale. Il est d'abord recouvert par le muscle fessier superficiel puis, dans sa partie extrapelvienne, il longe le tendon terminal du muscle obturateur interne [19].

Le nerf honteux interne naît des racines ventrales des segments médullaires sacrés 1, 2 et 3. Il accompagne l'artère honteuse interne contre le muscle coccygien puis médialement au muscle fessier superficiel [19]. Dans sa partie extrapelvienne, il se continue par le nerf dorsal du pénis.

Le nerf rectal caudal émerge du nerf honteux en regard du bord caudal du muscle élévateur de l'anus et innerve, à lui seul, le muscle sphincter externe de l'anus [19].

Le nerf obturateur naît des racines des segments médullaires lombaires 5 et 6¹¹ et se dirige en direction caudo-ventrale, contre la face latérale de l'aile de l'os ilium puis disparaît entre les faisceaux iliaque et ischio-pubien du muscle élévateur de l'anus. Il quitte le bassin *via* la partie crâniale du trou obturé, accompagné par la veine obturatrice. Il délègue sur son trajet extrapelvien des rameaux aux muscles adducteurs du membre pelvien [19].

I.2 Anatomie descriptive du testicule et de ses annexes

⁹ Le plexus lombo-sacré comporte trois principales variations interindividuelles quant à la distribution de ses racines [19] ; ces variations sont sans importance pour la topographie des nerfs qui nous intéressent.

¹⁰ Il reçoit parfois une racine du segment médullaire sacral 2.

¹¹ Il reçoit parfois une racine du segment médullaire lombaire 4.

I.2.1 Le canal inguinal

Le canal inguinal¹² est un interstice aplati de forme tronconique. Il contient la cavité vaginale, dans laquelle est logé le testicule (*Confere* Figure 5). Il est situé sur le côté de la région prépubienne et est ouvert dorsalement par l'anneau inguinal profond et ventralement par son homologue superficiel. Sa paroi caudo-latérale est surtout fibreuse et est formée par une partie de l'aponévrose du muscle oblique externe, laquelle se raccorde au ligament inguinal. Sa paroi crânio-médiale est formée par la partie charnue des muscles oblique interne et transverse [1].

I.2.2 Les enveloppes testiculaires

L'agencement des enveloppes testiculaires est conditionné par la migration du testicule depuis la cavité abdominale jusque dans le scrotum.

La tunique vaginale est une dépendance du péritoine et constitue la séreuse du testicule et de son cordon. Cette tunique comprend une lame viscérale, en contact direct avec le testicule, et une lame pariétale, en contact direct avec le fascia spermatique interne ; ces deux lames sont séparées par une cavité vaginale laquelle se prolonge dans l'espace inguinal par un long et étroit canal vaginal. Ce canal débouche dans la cavité péritonéale par l'anneau vaginal¹³ [3].

Le fascia spermatique interne est un prolongement du fascia transversalis autour du testicule. Sa face interne est intimement adhérente au feuillet pariétal de la tunique vaginale.

Le muscle crémaster prend origine sur le fascia iliaque, un peu dorso-caudalement à l'anneau inguinal profond. Il paraît dépendre du muscle oblique interne de l'abdomen. Il se termine par des tendons sur le côté dorso-médial de la face externe du fascia spermatique interne qu'il meut.

Le fascia spermatique externe est une couche conjonctivo-fibreuse et bilamellaire qui sépare le scrotum des enveloppes profondes du testicule. Son glissement permet la protection mécanique du testicule contre les chocs et les compressions [3].

¹² Également appelé « espace inguinal ».

¹³ Il ne faut pas confondre l'anneau vaginal avec l'anneau inguinal profond.

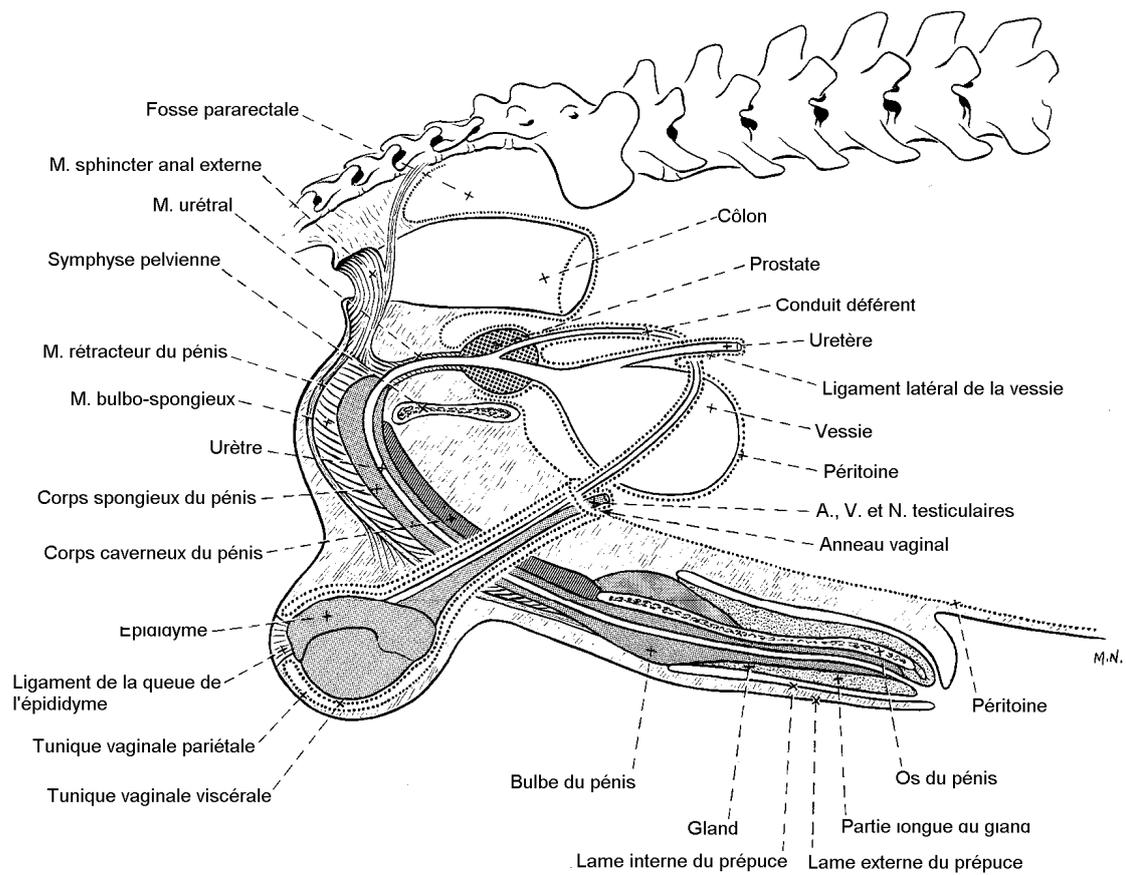


Figure 5 : Schéma de l'appareil génital mâle *in situ* (d'après EVANS H.E. [19]).

La tunique dartos est une couche dense, jaunâtre et élastique qui prend naissance au voisinage de l'anneau inguinal superficiel. Elle correspond à la partie interne du scrotum [3].

La peau du scrotum correspond à la partie externe du scrotum. Elle est fortement pigmentée [3].

I.2.3 Caractères généraux du testicule et de ses dépendances

I.2.3.1 Le testicule et l'épididyme

Le testicule (*Confere* Figure 6), organe pair logé dans la tunique vaginale, est la glande génitale du mâle. Il possède deux faces, l'une latérale et l'autre médiale, lisses.

Ces deux faces sont séparées crânialement par le bord épидидymaire, lequel est longé latéralement par l'épididyme. Le bord libre sépare caudalement les deux faces du testicule.

L'extrémité capitée, crânio-ventrale, est en continuité histologique avec la tête de l'épididyme et reçoit médialement à cette dernière l'attache du cône vasculaire. Cette extrémité et la tête de l'épididyme sont unies par un large ligament de la tête de l'épididyme.

L'extrémité caudée est le pôle opposé au précédent. Elle est contournée par la queue de l'épididyme, attachées par le ligament de la queue de l'épididyme.

Le testicule et l'épididyme sont maintenus à la tunique vaginale par le mésorchium. Ce dernier se continue au-delà du canal vaginal, contre la paroi abdominale par les mésos des vaisseaux testiculaires et des conduits déférents. D'autre part, la contention de ces deux organes est renforcée par le mésépididyme, qui attache l'épididyme à la face latérale du mésorchium¹⁴. Enfin, le testicule est attaché à sa séreuse par le ligament propre du testicule [3].

¹⁴ On distingue par ailleurs un mésorchium proximal et un mésorchium distal, séparés par le mésépididyme.

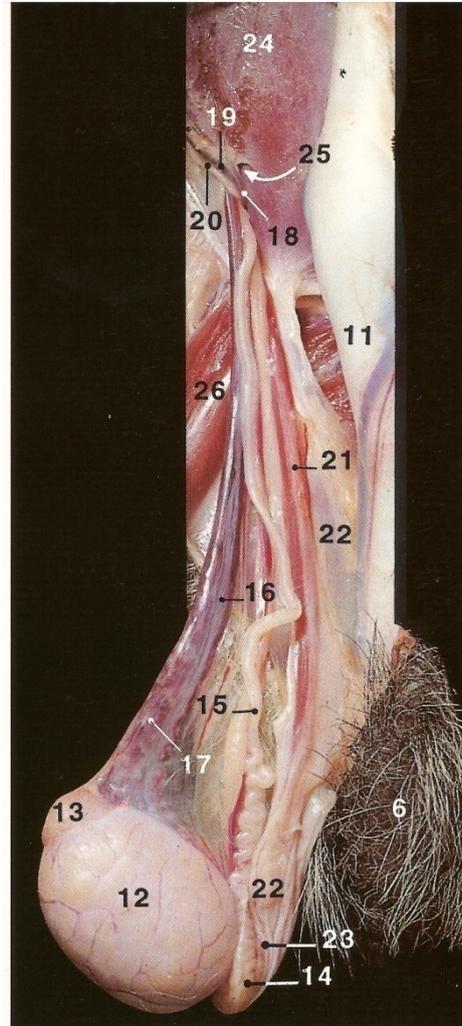


Figure 6 : Testicule droit et ses annexes en vue médiale (d'après RUBERTE J. et SAUTET J. [47]).

Légende de la figure 6 :

- 6. Scrotum
- 11. Corps du pénis
- 12. Face médiale du testicule droit
- 13. Tête de l'épididyme
- 14. Queue de l'épididyme
- 15. Conduit déférent
- 16. Artère testiculaire
- 17. Plexus pampiniforme
- 18. Artère épigastrique superficielle caudale
- 19. Veine épigastrique superficielle caudale
- 20. Nerf génito-fémoral (rameau génital)
- 21. Muscle crémaster
- 22. Vaginale (coupée) du testicule
- 23. Ligament de la queue de l'épididyme
- 24. Muscle oblique externe de l'abdomen
- 25. Anneau inguinal superficiel
- 26. Muscle pectiné

I.2.3.2 Le conduit déférent

Le conduit déférent fait suite à la queue de l'épididyme et débouche dans la partie pelvienne de l'urètre. On lui reconnaît deux parties, l'une funiculaire et l'autre abdomino-pelvienne.

La partie funiculaire longe d'abord le bord épидидymaire¹⁵ du testicule en passant à la face médiale du mésorchium, dont il est solidaire par un méso puis passe dans le canal vaginal. La partie funiculaire décrit des flexuosités jusqu'au contact du cône vasculaire.

La partie abdomino-pelvienne, au-delà du canal vaginal, peut être divisible en un segment iliaque et un segment pelvien. Il se sépare du cône vasculaire pour se diriger crânialement puis revient dorso-caudalement au bord libre du ligament large de la vessie et se porte à la face dorsale de la vessie pour entrer dans la profondeur de la prostate.

Un pli transverse de la séreuse unit les parties abdomino-pelviennes des conduits déférents droit et gauche, c'est le pli génital, ou « méso interdéférentiel », lequel sépare excavations vésico-génitale et recto-génitale [3].

I.2.3.3 Le cordon spermatique

Le cordon spermatique¹⁶ est un volumineux pédoncule formé par le cône vasculaire et le conduit déférent. Il est porté par un méso jusqu'à ce que ses deux composants se séparent [3].

I.2.4 Vascularisation et innervation du testicule

L'artère testiculaire nourrit le testicule. Elle naît de l'aorte abdominale en regard de la vertèbre lombaire V. C'est la seule artère nourricière du testicule et de l'épididyme [19]. Elle court contre la paroi de l'abdomen, portée par un frein séreux, puis entre dans la composition du cône vasculaire. Elle décrit quelques

¹⁵ Cette première portion est parfois appelée « segment juxtatesticulaire ».

¹⁶ Entouré de ses enveloppes, il est souvent appelé « cordon testiculaire » ou « pédicule testiculaire » en anatomie chirurgicale.

circonvolutions à mesure qu'elle se rapproche de l'extrémité capitée du testicule puis elle s'enfonce dans le testicule et distribue de nombreuses collatérales.

La veine testiculaire¹⁷ draine le testicule et forme, dans le cordon testiculaire, le plexus pampiniforme, dont les mailles enserrent l'artère homonyme. Elle collecte tout un réseau de veines superficielles issues du testicule. Il semble exister des anastomoses artério-véneuses [3]. La veine testiculaire prend sa forme définitive au voisinage de l'anneau inguinal profond et accompagne l'artère testiculaire dans la partie correspondante du mésorchium avant de s'en séparer progressivement pour devenir plus crâniale. La veine testiculaire droite se termine dans la veine cave caudale, environ 2 centimètres caudalement à la veine rénale droite [19]. Quant à son homologue gauche, elle se termine sur la veine rénale gauche [4].

L'innervation du testicule dérive indirectement des quatrième, cinquième et sixième ganglions lombaires du tronc sympathique [19]. De ces ganglions naît tout d'abord le plexus mésentérique caudal puis, le long des vaisseaux du testicule, le plexus testiculaire [3].

II. Biochimie et endocrinologie de la testostérone

Cette partie se propose d'étudier la biochimie de la testostérone¹⁸ ainsi que ses fonctions endocrines. Le but *princeps* est de comprendre l'implication de la testostérone dans l'endocrinopathie de la hernie périméale.

II.1 Métabolisme de la testostérone

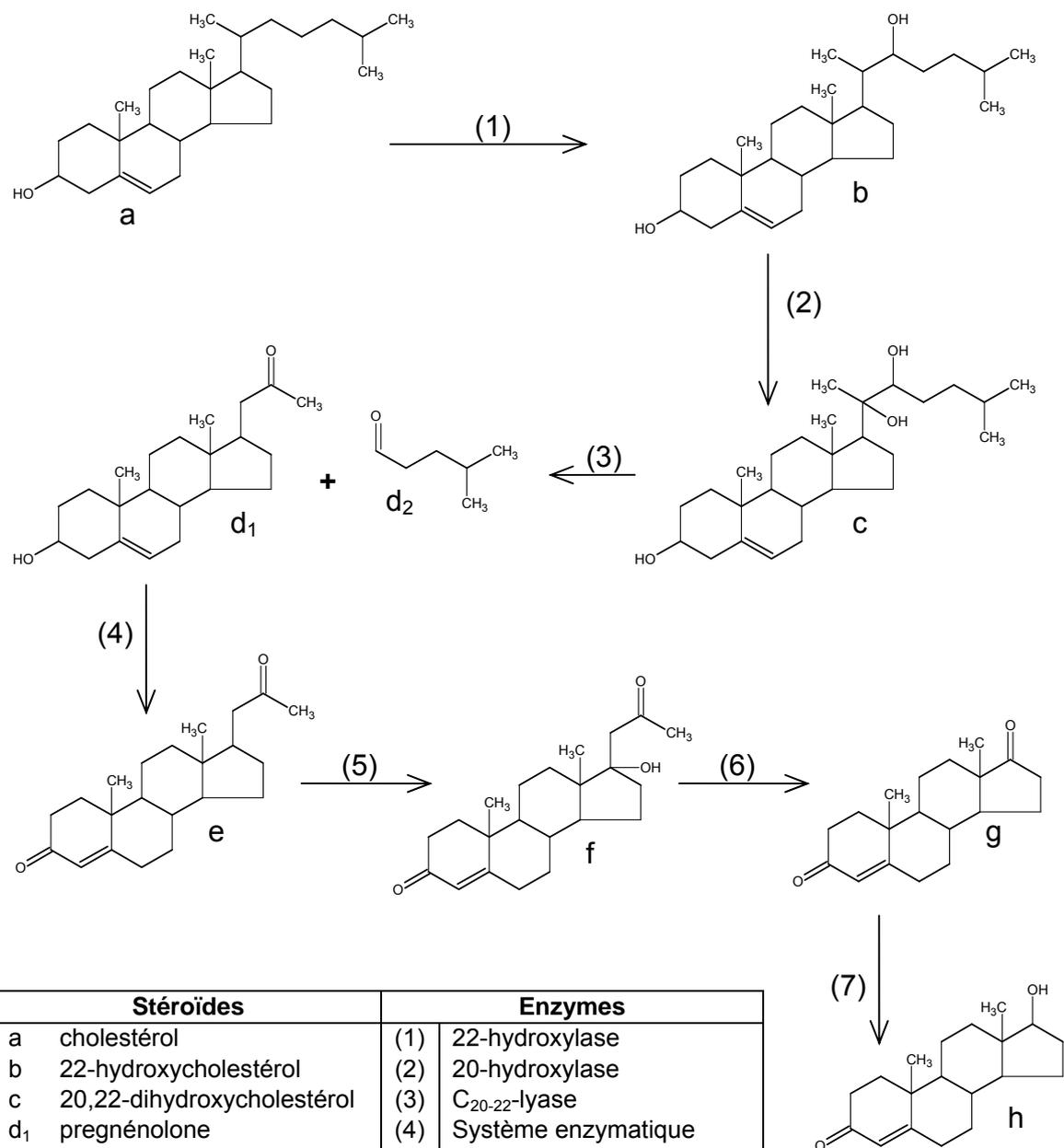
II.1.1 Anabolisme

La testostérone est une hormone stéroïde de la famille des androgènes¹⁹, plus exactement des 17-hydroxyandrogènes.

¹⁷ Elle peut être double, voire triple.

¹⁸ Elle porte également le nom de 17 β -hydroxyandrost-4-èn-3-one.

¹⁹ Bien qu'elle soit également synthétisée chez la femelle, en quantité infime.



Stéroïdes		Enzymes	
a	cholestérol	(1)	22-hydroxylase
b	22-hydroxycholestérol	(2)	20-hydroxylase
c	20,22-dihydroxycholestérol	(3)	C ₂₀₋₂₂ -lyase
d ₁	pregnénone	(4)	Système enzymatique
d ₂	isocapraldéhyde	(5)	17 α -hydroxylase
e	progestérone	(6)	C ₁₇₋₂₀ -lyase
f	17 α -hydroxyprogestérone	(7)	17 β -hydroxystéroïde-déshydrogénase
g	androsténone		
h	testostérone		

Figure 7 : Diagramme des réactions anaboliques conduisant à la formation de la testostérone.

II.1.1.1 Voies enzymatiques

La testostérone est biosynthétisée à partir du cholestérol selon une cascade enzymatique complexe (*Confere* Figure 7). En résumé, le cholestérol est transformé en progestérone puis en un 17-cétoandrogène, l'androstènedione. Les enzymes dépendent du cytochrome P₄₅₀ et de la Nicotinamide Adénine Dinucléotide Phosphate (NADP) [27, 39].

L'androstènedione est en équilibre biochimique avec la testostérone grâce à la 17 β -hydroxystéroïde-déshydrogénase. De ce fait, la testostérone et l'androstènedione constituent les deux principaux androgènes testiculaires [27].

La plupart du temps, la testostérone est réduite par la 5 α -réductase²⁰ – enzyme réticulaire – en 5 α -dihydrotestostérone, sa principale forme active [39].

II.1.1.2 Production testiculaire de testostérone

La testostérone est synthétisée par les cellules de Leydig formant le tissu interstitiel du testicule, c'est-à-dire entre les tubes séminifères. Ces cellules sont peu nombreuses ; elles n'occupent que 5 à 15% de l'interstitium testiculaire [37].

Le cholestérol, molécule de faible masse moléculaire et majoritairement lipophile, arrive dans la cellule de Leydig *via* le sang apporté par les ramifications de l'artère testiculaire. Il peut aussi être synthétisé dans le réticulum endoplasmique lisse par les voies de la stéroïdogénèse. Une fois présent dans la cellule de Leydig, le cholestérol est transloqué dans la mitochondrie pour donner un produit intermédiaire, la Δ_5 -pregnénolone [12].

La biosynthèse de la testostérone se poursuit dès lors par deux voies métaboliques parallèles, reliées entre elles à chaque étape par la 3 β -hydroxystéroïde-déshydrogénase. Une voie commence par la progestérone – la voie Δ_4 – et l'autre, par la Δ_5 -pregnénolone – la voie Δ_5 . Elles ont toutes deux lieu dans le réticulum endoplasmique lisse.

Une fois produite, la testostérone rejoint le courant sanguin circulant et une faible quantité rejoint les tubes séminifères. Ainsi, le testicule produit près de 95% de la testostérone [42].

²⁰ Il en existe deux isoenzymes, la 5 α -réductase I (prédominante dans les organes périphériques) et la 5 α -réductase II (prédominante dans les testicules et ses dépendances).

II.1.1.3 Production surrénalienne de testostérone

Le deuxième site de production de testostérone, dans une moindre mesure, est la glande surrénale²¹, plus exactement dans la zone réticulée. La zone réticulée est la couche la plus profonde du cortex surrénalien [19, 49].

Comme dans le testicule, l'anabolite de départ est le cholestérol. En fait, les endocrinocytes de la zone réticulée synthétisent principalement de la déshydroépiandrostérone, du sulfate de déshydroépiandrostérone, de l'androstènedione et de la 11 β -hydroxyandrostènedione, qui eux seront transformés en testostérone [27].

II.1.2 Transport plasmatique

Les androgènes étant des hormones fortement lipophiles, leur fraction libre est très faible (à peine 2%). Dans le sang, le principal androgène est la testostérone, puis la déshydroépiandrostènedione (25%). La majeure partie des androgènes circulants sont transportés par la SHBG (Sex Hormone-Binding Globulin) et, de manière non spécifique, la CBG (Corticosteroid-Binding Globulin) – ou transcortine – et l'albumine.

La fraction libre des androgènes se retrouve sous forme sulfo-conjuguée ou bien glucurono-conjuguée, ce qui améliore son hydrosolubilité [27].

II.1.3 Catabolisme et interconversions hormonales

II.1.3.1 Interconversions plasmatiques

Dans le plasma sanguin s'opère constamment un équilibre entre la forme libre et la forme liée aux protéines circulantes. Une enzyme complexe et polyvalente²², l'aromatase plasmatique, convertit les androgènes libres en œstrogènes (*Confere* Figure 8) [27].

²¹ Également appelée « glande adrénale ».

²² Elle possède une activité aromatasase mais également des activités hydroxylases.

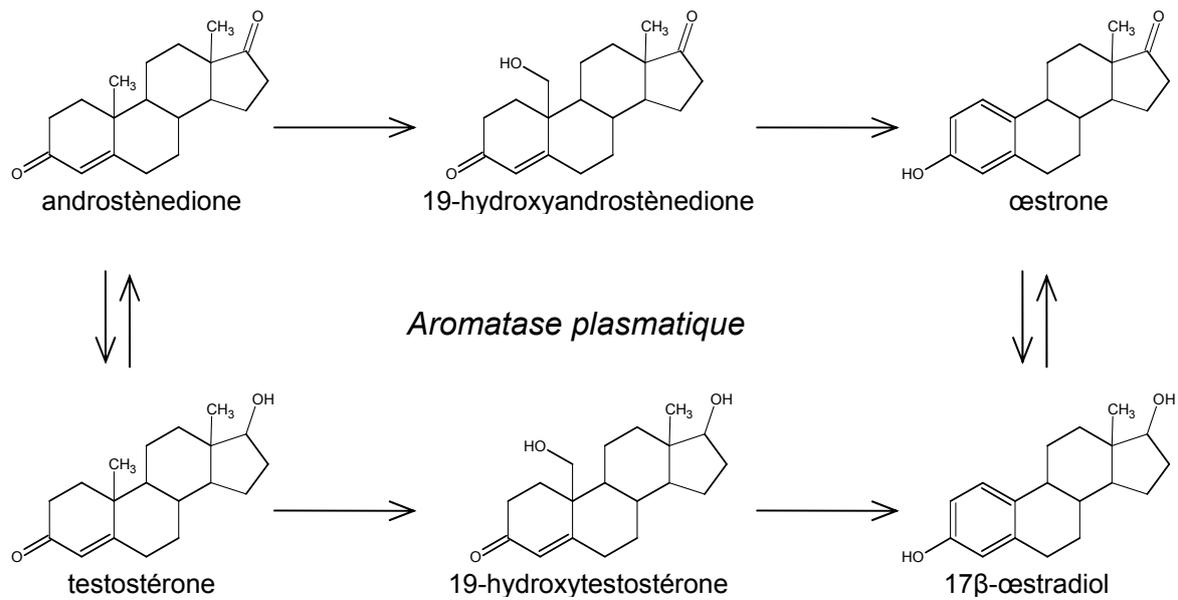


Figure 8 : Diagramme des interconversions plasmatiques de la testostérone.

II.1.3.2 Catabolisme et élimination

Le catabolisme de la testostérone est essentiellement hépatique. Une fois entrée dans le foie, la testostérone est convertie en divers 17-cétostéroïdes, principalement en androstérone et en étiocholanolone, lesquels sont ensuite sulfo-conjugués ou glucurono-conjugués puis éliminés *via* la bile [39].

Dans une moindre mesure, la prostate prend en charge une partie de la testostérone pour la transformer en 3 α -androstane-2,3-diol et en 3 β -androstane-2,3-diol [27].

Enfin, une faible partie des androgènes est directement excrétée dans les urines, sous forme conjuguée, par filtration glomérulaire [39].

II.2 Effets biologiques de la testostérone

II.2.1 Variations de la testostéronémie

La sécrétion de testostérone obéit, comme toutes les hormones, à un rétrocontrôle, ce qui la rend pulsatile. Cependant, ce caractère pulsatile étant faible, on peut considérer que la testostéronémie se situe entre²³ 0,8 et 3,6 ng.mL⁻¹ chez un chien pubère entier exorchide [37]. Chez l'animal castré, la testostéronémie n'est pas nulle – car une faible fraction est sécrétée par la glande surrénale – mais si négligeable qu'elle devient inférieure aux seuils de détection.

II.2.2 Contrôle de la spermatogenèse

La concentration en testostérone est maintenue élevée dans les tubes séminifères grâce à l'ABP (*Vide supra*). Le principal acteur de la spermatogenèse est la cellule de Sertoli [12, 42].

La cellule de Sertoli sécrète de très nombreuses protéines, comme la transferrine et la céruloplasmine, qui interviennent dans la nutrition de la lignée germinale. En effet, toutes les cellules de cette lignée – la spermatogonie, le spermatocyte, les spermatides et le spermatozoïde – sont enchassées dans les digitations de la membrane plasmique de la cellule de Sertoli. La synthèse de ces protéines est contrôlée, entre autres²⁴, par la testostérone, laquelle possède des récepteurs nucléaires dans la cellule de Sertoli [39].

Les androgènes interviennent directement dans la phase méiotique de la spermatogenèse. Ils possèdent des récepteurs nucléaires qui contrôlent la synthèse protéique des cellules de la lignée germinale [39].

Sans testostérone, le testicule et ses annexes s'atrophient et la spermatogenèse est annihilée.

²³ Intervalle de confiance à 95%.

²⁴ La FSH joue ici un rôle très important et possède d'ailleurs des récepteurs nucléaires.

II.2.3 Effets anabolisants

Dans les tissus périphériques, c'est la 5 α -dihydrotestostérone (*Vide supra*) qui assure une activité anabolisante. Cet androgène dérivé de la testostérone stimule la production rénale d'érythropoïétine. D'autre part, la 5 α -dihydrotestostérone agit directement sur les cellules de la moelle osseuse en augmentant les récepteurs à l'érythropoïétine [39].

Les androgènes possèdent également une activité myotrophique, en augmentant la masse musculaire, et lipolytique, en inhibant la capture des lipides par les adipocytes.

II.2.4 Effets de la testostérone sur la prostate

De nombreuses études ont démontré l'influence des androgènes sur la prostate : d'une part, la castration provoque une réduction significative du volume prostatique et, d'autre part, l'apport exogène de testostérone accélère la croissance d'une prostate immature (*i.e.* à l'âge prépubère) [36].

Chez le chien adulte, le volume prostatique augmente dès l'âge de 2 à 3 ans [7, 51]. Par ailleurs, 95% des chiens de plus de 9 ans ont une hyperplasie bénigne de la prostate [51] ; la plupart sont asymptomatiques.

Le stroma prostatique est majoritairement constitué de léiomyocytes et de fibroblastes ; ces cellules possèdent des récepteurs aux androgènes, en particulier en dihydrotestostérone. Cette dernière agit sur les léiomyocytes en stimulant la sécrétion de TGF β ²⁵ et de FGF²⁶. Ces facteurs ont pour effet d'augmenter le nombre de cellules stromales (hyperplasie) ainsi que leur volume (hypertrophie) [36].

²⁵ *Transforming Growth Factors β .*

²⁶ *Fibroblastic Growth Factors.*

III. Étude clinique de la hernie périnéale chez le chien

III.1 Étiologie

L'étiologie exacte de la hernie périnéale n'est pas encore connue. Cependant, plusieurs hypothèses de causes ou de facteurs favorisants ont été proposées [8, 18].

III.1.1 Facteurs hormonaux

La forte prédisposition des mâles²⁷ dans cette affection [25] permet d'émettre une hypothèse quant au rôle des androgènes dans la pathogénie de la hernie périnéale [32, 53, 55].

Les concentrations en récepteurs androgéniques dans le diaphragme pelvien diminuent significativement chez les chiens atteints de hernie périnéale, ce qui suggère une amyotrophie par déséquilibre du rôle myotrophique des androgènes [33].

En outre, il ne semblerait pas y avoir de différence significative quant aux concentrations plasmatiques en testostérone et en 17β -œstradiol entre des chiens atteints de hernie périnéale et des chiens cliniquement normaux [33, 35].

D'autres études ont cependant montré une corrélation significative entre les tumeurs testiculaires et la hernie périnéale ; il semblerait que 47% des cas de hernie périnéale fût associés à des tumeurs testiculaires sécrétantes [31].

La prostatomégalie (*Vide supra*), sous influence androgénique, est communément reconnue comme un facteur favorisant la hernie périnéale. C'est en ce sens que l'influence des androgènes justifierait une castration. En effet, certaines études conseillent la castration dans le traitement de la hernie périnéale alors que d'autres n'y voient aucune utilité [8, 18].

Par ailleurs, une étude comparative menée sur 15 chiens mâles non castrés de plus de 7 ans présentant une hernie périnéale [34] montre une augmentation significative des récepteurs en relaxine dans le diaphragme pelvien et le muscle obturateur interne. Cette étude émet l'hypothèse d'une cause prostatique ou paraprostatique dans la physiopathologie de la hernie périnéale.

²⁷ HAYES [25] obtint une proportion de mâles de 97,3%, dont 4,5% étaient castrés.

La relaxine est une hormone polypeptidique synthétisée, chez le mâle, par la prostate. Il semble que cette hormone ait diverses actions dans de nombreux tissus, en particulier le tissu conjonctif. On pense qu'elle agit sur le métabolisme du collagène, bien qu'il demeure encore de nombreuses incertitudes quant à ses rôles exactes. Certains auteurs ont émis l'hypothèse qu'à forte concentration, comme lors d'hypertrophie de la prostate, elle provoquerait une amyotrophie locale et une plus grande laxité du tissu conjonctif [34].

III.1.2 Facteurs anatomiques

Il existe des particularités anatomiques concernant le diaphragme pelvien entre le chien et la chienne. Une étude anatomique montre que le muscle élévateur de l'anus est plus épais et plus puissant chez la femelle que chez le mâle. Par ailleurs, l'insertion sur la paroi rectale de ce même muscle est plus longue chez la femelle [14].

III.1.3 Facteurs pathologiques

Certaines maladies du système digestif favorisent la déchirure du diaphragme pelvien et ainsi, la hernie périnéale. En effet, la constipation, la dyschésie et le ténesme chroniques sont responsables d'une variation importante de la pression intra-abdominale. D'autre part, ils provoquent une contraction cyclique importante des fibres des muscles composant le diaphragme pelvien.

Par conséquent, le risque élevé de déchirure du diaphragme pelvien causé par les contractions, associé à une pression intra-abdominale importante concourent à la constitution d'une hernie périnéale [14].

Les myopathies accroissent également les risques de hernie périnéale, à savoir la myodystrophie, la dermatomyosite et la polymyosite [8].

III.2 Pathogénie

Le facteur de déclenchement de la hernie périnéale est la déchirure du diaphragme pelvien, *id est* entre les muscles élévateur de l'anus et coccygien pour les raisons précédemment évoquées (*Vide supra*) [8, 10, 18].

Les efforts de défécations induisent une augmentation de la pression intra-abdominale. En conséquent, cette pression pousse les viscères abdominaux pelviens vers les zones de moindre résistance, c'est-à-dire le diaphragme pelvien. Déjà fragilisé par une influence hormonale, ce diaphragme finit par rompre. Ainsi, la laxité du mésocôlon et du mésorectum autorisent un engagement du rectum dans la hernie pelvienne.

Trois présentations cliniques sont décrites quant aux modifications topographiques du côlon et du rectum herniés (*Confere* Figure 9) : le diverticule rectal, la dilatation de l'ampoule rectale et l'inflexion sigmoïde du côlon. Le diverticule rectal consiste en une hernie de la muqueuse du rectum à travers sa musculoseuse-muqueuse. La dilatation de l'ampoule rectale est provoquée par l'élongation des fibres musculaires lisses de la musculoseuse du rectum. Tous deux sont provoqués par du ténésme intense. L'inflexion sigmoïde est autorisée par la laxité du mésocôlon [8, 21].

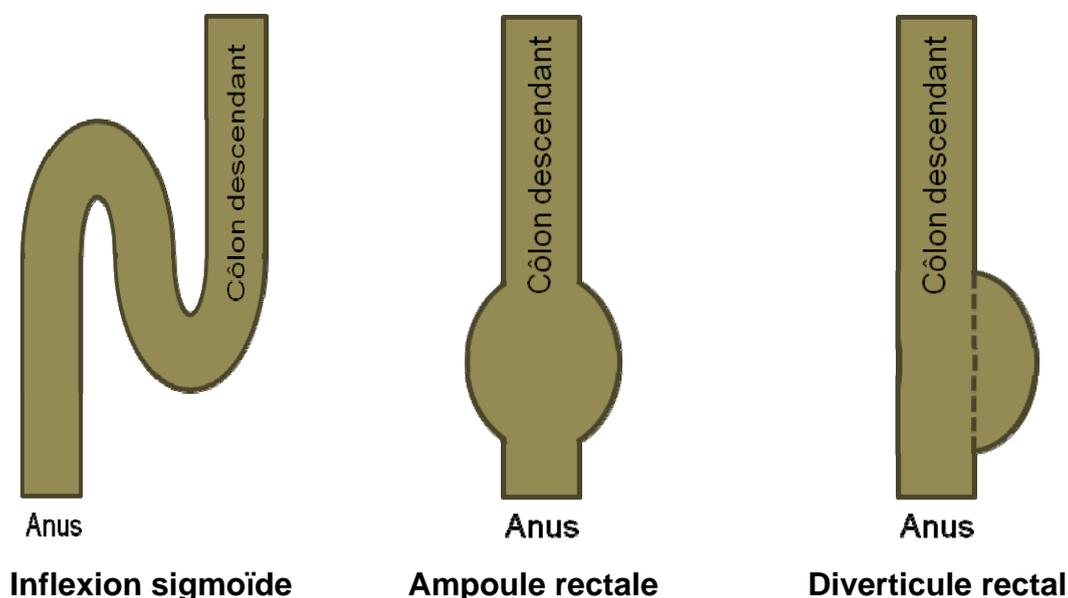


Figure 9 : Anomalies topographiques du côlon descendant et du rectum lors de hernie périnéale.

Au fur et à mesure, d'autres organes pelviens sont susceptibles de s'engager dans la hernie, surtout de part la laxité de leurs moyens de fixité. En outre, l'engagement de la prostate peut se compliquer de son engouement et, par là même, de son inflammation. Cette prostatite complique et aggrave la hernie périnéale. D'autre part, l'engagement de la vessie²⁸, suite à celui de la prostate ou non, provoque une plicature de l'urètre.

Ainsi, sous l'effet de la pression intra-abdominale et des mouvements du corps de l'animal, certains organes abdomino-pelviens s'engagent dans la hernie périnéale et se retrouve dans le tissu conjonctivo-adipeux rétro-péritonéal, sous la peau du périnée [8, 18, 21].

III.3 Symptomatologie

L'animal souffrant de hernie périnéale est le plus souvent présenté en consultation pour une « grosseur sous-cutanée périnéale » (*Confere* Figure 10). Cette masse est froide, non adhérente, dépressible et généralement réductible²⁹. La littérature rapporte une latéralisation de la hernie dans 59% des cas parmi lesquels 66% présente une hernie périnéale droite contre 34% pour le côté droit [8, 18].

La symptomatologie correspond, de manière non pathognomonique, aux viscères herniés.

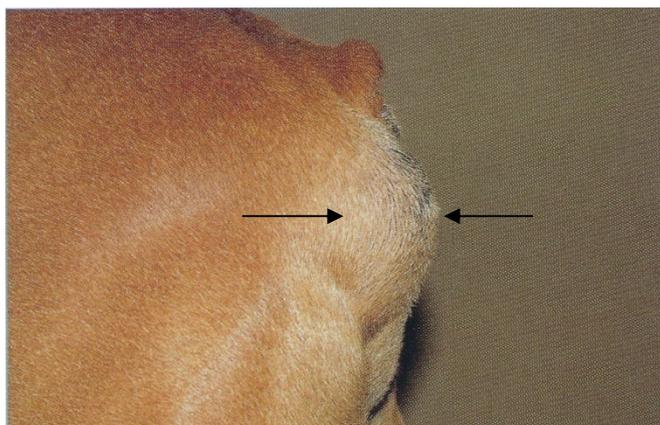


Figure 10 : Région périnéale d'un chien présenté pour hernie périnéale (d'après RODRÍGUEZ GÓMEZ J., et al. [46]).

²⁸ Phénomène appelé « rétroflexion vésicale ».

²⁹ Sauf en cas de fibrose du diaphragme pelvien lors de hernie périnéale chronique.

III.3.1 Symptomatologie gastro-intestinale

Lorsque le côlon et/ou le rectum sont engagés dans la hernie périnéale, les signes cliniques rapportés lors du recueil des commémoratifs sont une diarrhée, de la dyschésie, de la constipation et du ténesme, lesquels amplifient davantage le phénomène de hernie. D'autre part, ces symptômes peuvent être la conséquence d'un engouement prostatique et/ou d'une rétroflexion vésicale [8, 21].

En outre, une stimulation chronique du nerf vague (nerf crânien X) peut provoquer des vomissements et des nausées.

III.3.2 Symptomatologie uro-génitale

De par la topographie des organes uro-génitaux pelviens, la rétroflexion vésicale induit une plicature plus ou moins complète de l'urètre, ce qui peut se traduire par une dysurie, une strangurie, un globe vésical puis une oligo-anurie, pouvant alors entraîner une insuffisance rénale aiguë d'origine post-rénale [18].

L'engagement de la prostate provoque son inflammation, ce qui se traduit cliniquement par une hématospermie et des écoulements sanguins intermictionnels [8, 18, 25].

III.4 Examens paracliniques et diagnostic

Le diagnostic de hernie périnéale est essentiellement clinique. Toutefois, un examen radiographique ou échographique permettent d'explorer précisément les anomalies topographiques des appareils digestifs et uro-génitaux. Le but est de proposer un traitement chirurgical adapté et raisonné.

III.4.1 Examen radiographique

La radiographie sans préparation de la partie caudale de l'abdomen en incidences ventro-dorsale et latéro-latérale peut révéler un comblement par des selles du sac herniaire ainsi que la non visualisation de la vessie et/ou de la prostate sur le plancher de la cavité pelvienne.

La colographie par lavement baryté (sulfate de baryum) montre une radio-opacité du côlon et du sac herniaire en cas d'engouement du rectum (*Confere* Figure 11). Il est également possible, sur une radiographie de face, de visualiser une inflexion sigmoïde, un diverticule rectal ou encore une ampoule rectale.



Figure 11 : Colographie en incidence ventro-dorsale montrant une ampoule rectale chez un chien présentant une hernie périnéale droite (d'après RODRÍGUEZ GÓMEZ J., *et al.* [46]).

Une radiographie de contraste de l'appareil uro-génital caudal peut s'avérer infaisable en cas de plicature complète de l'urètre prostatique. Toutefois, le cas échéant, une uréthro-cystographie (*Confere* Figure 12) peut révéler une anomalie dans la topographie de la vessie et, de manière indirecte, de la prostate [46].

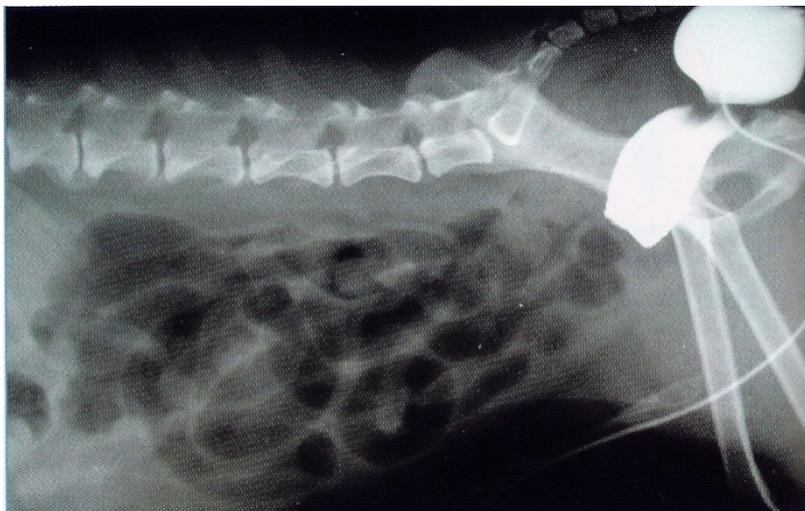


Figure 12 : Cystographie en incidence latéro-latérale montrant une rétroflexion vésicale chez un chien atteint de hernie périnéale (d'après RODRÍGUEZ GÓMEZ J., *et al.* [46]).

III.4.2 Examen échographique

L'échographie abdominale autorise, comme la radiographie, l'appréciation des anomalies topographiques des viscères abdomino-pelviens. En outre, le mode Doppler permet de visualiser les flux sanguins et ainsi d'estimer la viabilité des viscères engagés dans la hernie.

La limite de l'échographie, outre l'expérience de l'opérateur, réside essentiellement dans la fréquence et le type des sondes ultrasoniques utilisées par rapport à la profondeur de l'abdomen des animaux [46].

IV. Présentation des différents temps chirurgicaux dans le traitement de la hernie périnéale

IV.1 Considérations générales

IV.1.1 Principes du traitement chirurgical

Le traitement chirurgical comporte deux phases. La première, communément appelée « temps abdominal », consiste en la correction chirurgicale des anomalies

topographiques des viscères abdomino-pelviens. La seconde phase, dite « temps périnéal », comprend la herniorraphie *sensu stricto* [8, 18, 21].

IV.1.2 Planning des interventions chirurgicales : temps abdominal et temps périnéal

D'un point de vue chronologique, le temps abdominal précède toujours le temps périnéal. En effet, la correction des anomalies topographiques prépare déjà à la herniorraphie périnéale.

Les deux temps chirurgicaux sont en principe toujours séparés d'au moins cinq jours afin que le patient récupère totalement de sa première anesthésie générale [56].

IV.1.3 Anesthésie, réanimation peropératoire et préparation du patient

L'anesthésie générale de l'animal ne comporte aucune particularité quant aux techniques chirurgicales actuelles. Le protocole anesthésique doit s'adapter à l'état clinique du patient ; il comprend une narcose suffisante, une myorelaxation, une certaine sécurité et une valence analgésique [9, 45].

Naturellement, avant l'intervention, l'animal doit être à jeun depuis 12 heures. En outre, le côlon doit être préalablement vidangé afin de faciliter l'intervention chirurgicale.

IV.2 Temps abdominal

Le patient est placé sur la table d'opération en décubitus dorsal. Le site opératoire, comprenant la face ventrale de l'abdomen, est préparé selon les règles communes d'asepsie chirurgicale [8, 18, 56].

IV.2.1 Actes chirurgicaux habituels

Le patient subit d'abord une orchidectomie bilatérale anté-scrotale à testicules découverts. Par précaution, les conduits déférents doivent avoir la longueur la plus grande possible après ablation des testicules (*Vide infra*).

En ce qui concerne la colopexie, la voie d'abord classique est une laparotomie médiane ombilico-pubienne. Le côlon est délicatement ramené en direction crâniale. Le chirurgien doit s'assurer de sa linéarité. La pexie est de type musculo-musculeuse sur le flanc gauche de l'animal après rectification manuelle des anomalies topographiques du côlon [8, 56, 57].

IV.2.2 Actes chirurgicaux supplémentaires

D'autres actes chirurgicaux sont parfois nécessaires selon le degré de modification topographique du rectum et de l'engagement des viscères uro-génitaux.

Ainsi, une diverticulectomie rectale peut être envisagée en cas de diverticule rectal. De même, une recto-colectomie partielle peut s'avérer nécessaire lors d'inflexion sigmoïde du côlon avec adhérences importantes ou de dilatation rectale [57].

Lors de rétroflexion vésicale et/ou d'engagement de la prostate, leur fixation s'effectue par une déférentopexie, d'où l'intérêt de laisser les conduits déférents suffisamment longs. La déférentopexie peut également être pratiquée dans un but prophylactique [8, 57].

IV.3 Temps périnéal

Le temps périnéal réside en la herniorraphie, c'est-à-dire en la fermeture du trou herniaire. Une herniorraphie médiate, c'est-à-dire en suturant directement les deux lèvres du trou herniaire, expose l'animal à un risque non négligeable de récurrences. En effet, les forces de tension intéressant les sutures sont beaucoup trop fortes dans cette région.

L'animal est placé en décubitus ventral, en bout de table opératoire de sorte que les membres pelviens pendent dans le vide. La queue est contenue et

maintenue en position relevée pendant toute la durée de l'intervention. L'anus est transitoirement oblitéré par la pose d'une suture en bourse.

IV.3.1 Herniorraphie par pose d'un treillis synthétique irrésorbable

La technique de pose d'un treillis synthétique irrésorbable (*Confere* Figure 13) est possible mais aujourd'hui désuète. Le principe est de suturer une grille aux muscles coccygien et élévateur de l'anus déchirés.

Cette procédure nécessite un matériel spécifique et peut se compliquer de phénomènes d'allergie locale et, *a fortiori*, de rejet [46].

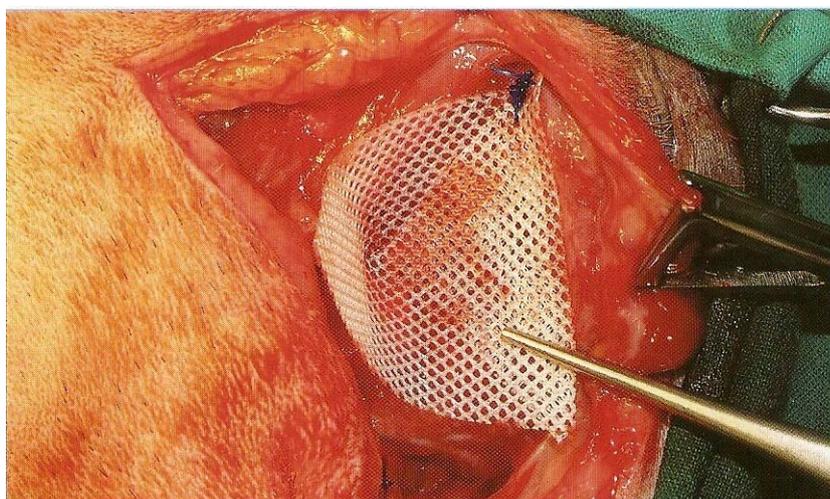


Figure 13 : Vue per-opératoire d'une herniorraphie par pose d'un treillis en polypropylène (d'après RODRÍGUEZ GÓMEZ J., *et al.* [46]).

IV.3.2 Myoplastie par transposition du muscle obturateur interne

Le principe est de désinsérer partiellement le muscle obturateur interne de l'aile iliaque sur sa partie caudale. Sa partie libre est ainsi suturée d'une part au muscle coccygien ipsilatéral et, d'autre part, au muscle élévateur de l'anus ipsilatéral. Le but de cette transposition musculaire est de combler la perte de substance de la hernie (*Confere* Figure 14). D'autres transpositions musculaires, moins classiques sont également possibles [8, 21, 46].

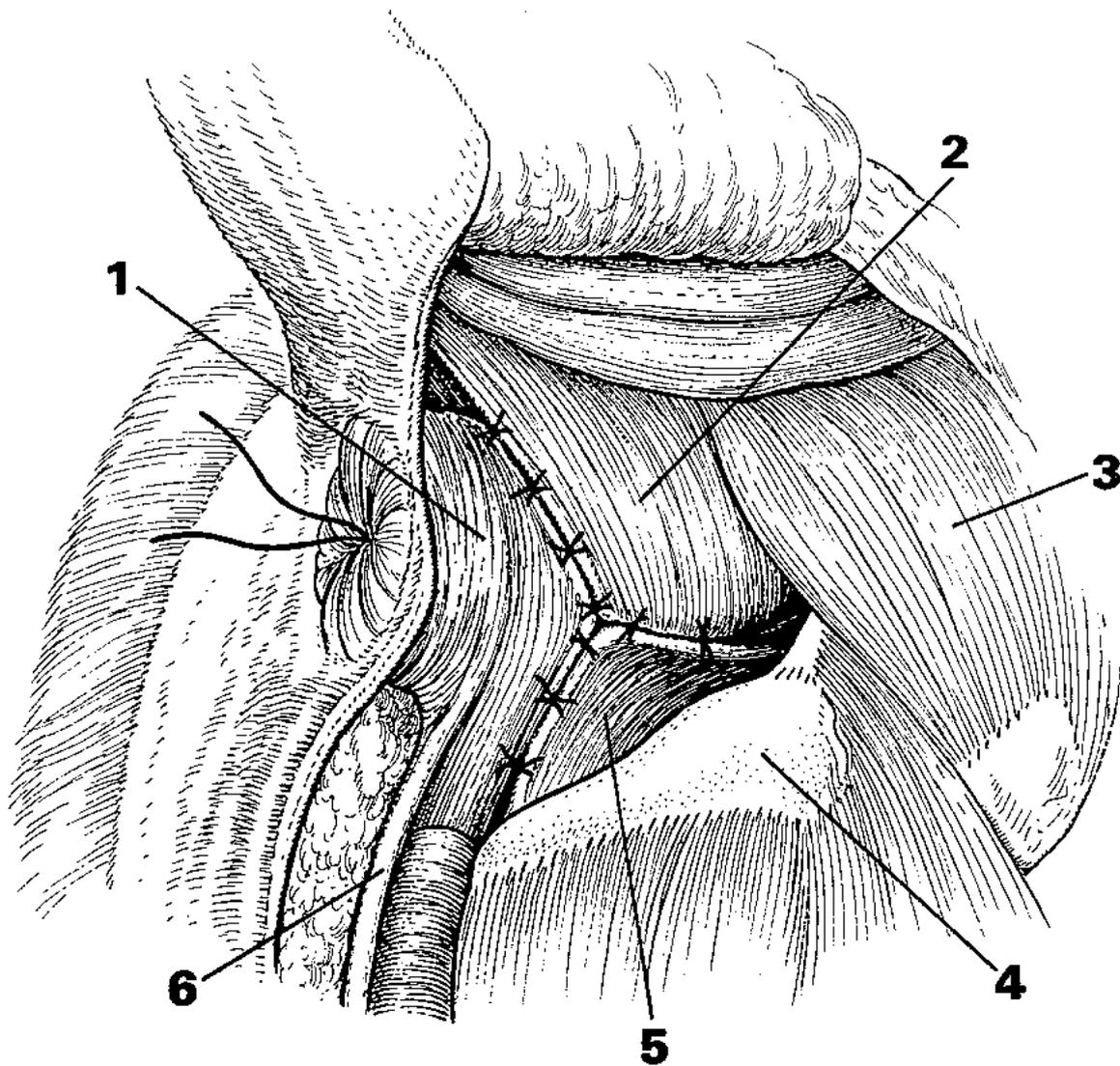


Figure 14 : Schéma montrant une vue peropératoire (vue caudo-latérale) d'une myoplastie par transposition du muscle obturateur interne (d'après SLATTER D., 2003 [8]).

Légende de la figure 14 :

1. Muscle sphincter anal externe
2. Muscle coccygien
3. Muscle fessier superficiel
4. Tubérosité ischiatique
5. Muscle obturateur interne (transposé)
6. Muscle rétracteur du pénis

IV.4 Prise en charge et suivi du patient

IV.4.1 Prise en charge hygiénique

Pendant la première semaine suivant le temps périnéal, l'animal reçoit une alimentation hyperdigestible.

IV.4.2 Prise en charge médicale

La prise en charge médicale peut nécessiter l'emploi d'antalgiques de pallier I ou II selon la douleur.

Les premiers jours suivant le temps abdominal, la stimulation du nerf vague peut provoquer des nausées et des vomissements, ce qui conduit à la mise en place temporaire d'une thérapie anti-émétique *via* l'administration de chlorhydrate de métoclopramide, de citrate de maropitant ou encore de chlorhydrate de métopimazine [21].

IV.4.3 Contrôle post-opératoire à 15 jours

Les 15 jours suivant le traitement chirurgical, la surveillance de l'état clinique de l'animal est assurée par le propriétaire, notamment par l'aspect des selles. Lors du contrôle post-opératoire, les points cutanés sont retirés après examen attentif des plaies chirurgicales. D'autre part, une palpation transrectale permettra de vérifier la topographie des viscères abdomino-pelviens.

IV.5 Complications possibles et récurrences

Les premiers jours après l'intervention, il est fréquent d'observer des troubles du transit colique, c'est-à-dire une diarrhée ou, *a contrario*, une constipation.

Lorsque la déférentopexie n'a pas été envisagée, la vessie peut secondairement basculer dans la cavité pelvienne, ce qui nécessitera une ré-intervention.

Les risques de récurrences sont rares. Les sutures cassent généralement par déchirure des muscles adjacents à cause d'une fibrose.

La littérature rapporte comme complications de l'incontinence fécale et/ou urinaire, l'infection des plaies chirurgicales ainsi que des boiteries des membres pelviens [8, 10, 21].

En outre, notons qu'une étude [10] ne montre aucun effet prophylactique significatif de la castration dans la récurrence d'une hernie périméale controlatérale à la première.

Partie II : Étude expérimentale

I. But de l'étude

Comme nous l'avons dit dans la première partie de cette étude, la castration définitive est un point-clé dans le traitement chirurgical de la hernie périnéale. Le but de notre étude est de proposer une technique de castration chirurgicale moins invasive et plus esthétique que la technique classique par laparotomie.

Notre étude a reçu l'agrément du comité régional d'éthique pour l'expérimentation animale de la région Midi-Pyrénées (dossier n°MP/02/23/05/08).

II. Matériel et méthode

II.1 Population

L'échantillon est composé de sept chiens de race Beagle et de phénotype mâle âgés de 2 ans pesant $13,47 \pm 2,30$ kg³⁰ (11,70 kg à 15,40 kg) au début de l'étude :

- chien A : 13,70 kg ;
- chien B : 15,40 kg ;
- chien C : 12,90 kg ;
- chien D : 13,20 kg ;
- chien E : 11,70 kg ;
- chien F : 14,20 kg ;
- chien G : 13,20 kg.

Tous les chiens étaient vaccinés (maladie de Carré, hépatite de Rubarth, parvovirose, leptospirose).

Pendant toute la durée de l'étude, les chiens ont exclusivement reçu une alimentation sèche commerciale journalière de type ROYAL CANIN MÉDIUM ADULT MATURE[®], 400 grammes de croquettes. L'eau est distribuée *ad libitum*.

³⁰ Moyenne $\pm 2 \times$ écart-type.

II.2 Durée de l'étude

Une semaine avant le début de l'étude, tous les chiens ont été vermifugés à l'aide de l'association milbémycine oxime et praziquantel (MILBÉMAX[®] Grands Chiens, laboratoire NOVARTIS SANTÉ ANIMALE).

La semaine suivante, tous les chiens ont subi une castration et une colopexie par laparoscopie dans le même temps chirurgical. Le protocole chirurgical concernant la castration sera décrit plus loin.

Peu avant l'intervention, après douze heures de jeûne, des échantillons de sang total, de plasma et de sérum ont été prélevés sur chaque chien en vue de réaliser les différents suivis nécessaires à l'évaluation de la technique (bilan biochimique et ionique, numération-formule sanguine, testostéronémie).

Les animaux sont euthanasiés 3,5 mois après l'intervention chirurgicale : ils sont d'abord anesthésiés avec du thiopental (NESDONAL[®], laboratoires MÉRIAL) à la dose de 10 mg.kg⁻¹ *via* un cathéter placé dans une veine céphalique, puis ils sont euthanasiés avec du pentobarbital (DOLÉTHAL[®], laboratoires VÉTOQUINOL) *ad hoc*. Ces opérations se sont déroulées sous la direction des Docteurs Sophie PALIERNE et Didier MATHON. Le scrotum est incisé, les testicules sont isolés et fixés individuellement dans une solution aqueuse de formaldéhyde à 10% puis envoyés au laboratoire d'histopathologie de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse sous la direction du Professeur Maxence DELVERDIER.

II.3 Matériel laparoscopique

La colonne de cœlioscopie comprend (*Confere* Figures 15A à 15D) :

- une caméra TriCCD STORZ MOD. ENDOVISION TRICAM SL[®] ;
- une écran SONY[®] 51 cm ;
- une numériseur d'images SONY DKR[®] 700 ;
- un magnétoscope DVD-HDD PANASONIC DMR-E100H[®] ;
- un insufflateur LAPFOW[®] 40, SMITH NEPHEW DYONICS[®] ;
- une optique de 10 mm STÖRZ HOPKINS[®] de 31 cm, vision directe à 0°.



Figure 15A : Colonne de cœlioscopie.

① Écran ; ② Numériseur d'images avec son optique ; ③ Bistouri électrique ; ④ Insufflateur ; ⑤ Bouteille de dioxyde de carbone ; ⑥ Source de lumière



Figure 15B : Détail de l'insufflateur.



Figure 15c : Canules de cœlioscopie.

- ① Pince à préhension ; ② Crochet à hémostase ; ③ Trocarts avec mandrins de Klemm ; ④ Ciseaux ;
 ⑤ Pince à clips vasculaires ; ⑥ Caméra

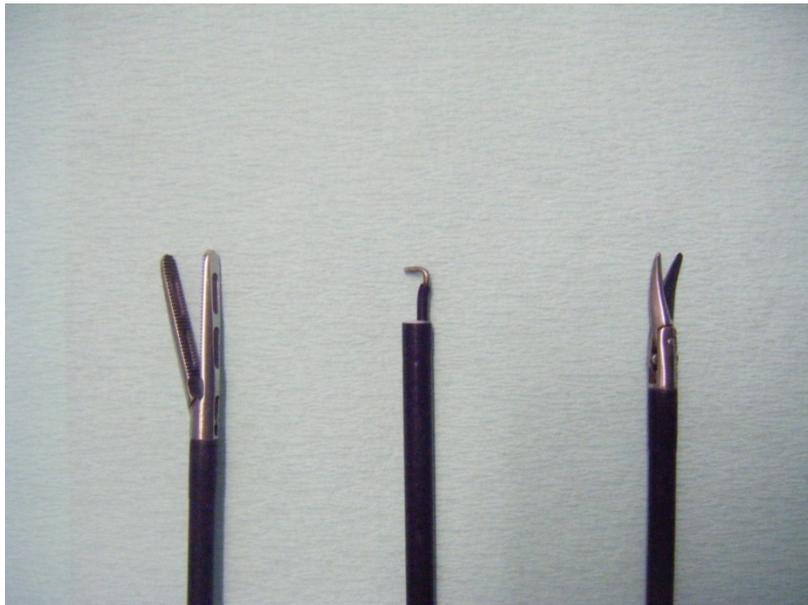


Figure 15d : Détails des instruments de laparoscopie.

II.4 Protocole pré-opératoire

Le patient est mis à jeun la veille de l'intervention chirurgicale à partir de 20 heures. Avant l'intervention, il est emmené au bloc chirurgical en surpression où il subit de prime abord une ponction veineuse sur tube sec *via* une veine jugulaire. Le sérum est récolté après décantation et centrifugation puis congelé ; il constituera par la suite de l'étude l'échantillon de référence.

D'autre part, la vessie est palpée par voie transabdominale. Au besoin, un sondage vésical (sonde de Folley) est réalisé afin de faciliter la recherche ultérieure des pédicules testiculaires (*Vide infra*).

II.5 Protocole anesthésique et surveillance peranesthésique

Un cathéter veineux de 22G est implanté dans une veine céphalique, après tonte et désinfection, puis branché à une perfusion de chlorure de sodium à 0,9% au débit de $5 \text{ mL.kg}^{-1}.\text{h}^{-1}$.

La prémédication est réalisée par une injection intraveineuse d'acépromazine (VÉTRANQUIL[®] 1%, laboratoire CÉVA Santé animale) à la dose de $0,05 \text{ mg.kg}^{-1}$. Un quart d'heure plus tard, le patient est induit avec du thiopental (NESDONAL[®], laboratoire MÉRIAL) préparé extemporanément à la dose de 10 mg.kg^{-1} par voie intraveineuse.

L'animal est dès lors intubé au moyen d'une sonde endotrachéale de taille 7.0 enduite de lidocaïne en gel (TRONOTHANE[®], laboratoires LISA-PHARM) connectée à une machine d'anesthésie par inhalation (MODUFLEX OPTIMAX ANESTHESIA[®], Moduflex Anesthesia Equipment, San Diego, USA). L'entretien de l'anesthésie générale est assuré par un mélange constitué de dioxygène au débit de $0,2 \text{ L.kg}^{-1}.\text{min}^{-1}$ et de vapeurs d'isoflurane (FORÈNE[®], laboratoire ABOTT, 1,5% en moyenne). Le circuit anesthésique utilisé est de type circulaire.

L'analgésie comprend une injection intraveineuse préopératoire lente de chlorhydrate de morphine (MORPHINE (CHLORHYDRATE) AGUETTANT[®], laboratoire AGUETTANT) à la dose de $0,2 \text{ mg.kg}^{-1}$.

La surveillance peranesthésique instrumentale (FUKUDA DENSHI mod. DS 7100-Dynascope[®], FUKUDA DENSHI, Inc., Redmond, USA) est assurée avec un capnomètre/capnographe, un électrocardiogramme en temps réel, un oxymètre de pouls, un suivi de la température corporelle centrale ainsi qu'un suivi non invasif des

pressions artérielles diastolique et systolique (méthode oscillométrique). D'autre part, le bon fonctionnement de l'appareil de surveillance est vérifié toutes les 5 minutes par le relevé des fréquences cardiaque et respiratoire *via* un stéthoscope œsophagien.

Enfin, les cornées sont protégées de la dessiccation grâce à un topique oculaire hydratant (OCRY-GEL[®], laboratoires TVM).

II.6 Antibioprophylaxie

L'antibiothérapie prophylactique péri-opératoire est assurée par une injection intraveineuse de céfalexine (RILEXINE[®], laboratoire VIRBAC) à la dose de 30 mg.kg⁻¹ puis toutes les 2 heures si nécessaire au cours de l'intervention chirurgicale. En phase post-opératoire, il n'est pas prévu de continuer l'administration d'antibiotique.

II.7 Protocole opératoire

II.7.1 Préparation du site opératoire

La préparation du site opératoire doit être large à cause de la distension abdominale après insufflation intra-abdominale contrôlée de dioxyde de carbone.

La face ventrale de l'abdomen est tondu depuis l'aîne jusqu'en regard du processus xiphoïde du sternum. Latéralement, la tonte est menée jusqu'à la moitié de la distance ventro-dorsale.

Le lavage chirurgical dure 7 minutes et comprend une alternance d'une solution savonneuse de chlorhexidine à 5% et d'alcool éthylique à 70°. Ce lavage se clôture par l'application d'une solution hydro-alcoolique de chlorhexidine diluée à 1/5000.

Un champ à usage unique (Lohmann-Rauscher, Remiremont, France) fenêtré par le chirurgien est ensuite fixé à la peau de l'abdomen avec une colle chirurgicale en spray (KRUUSE ADHESIVE SPRAY[®], Kruuse, Langeskov, Danemark), avant d'être recouvert en regard de la zone opératoire par un champ adhésif transparent (OPRAFLEX[®], Lohmann-Rauscher, Remiremont, France) à inciser. Le chirurgien se tient du côté gauche de l'animal, l'aide opératoire se place du côté droit : il tient la

caméra et l'optique. La colonne vidéo est installée à l'arrière de l'animal dont la tête est accessible à l'anesthésiste pour la surveillance (Confere Figure 16).

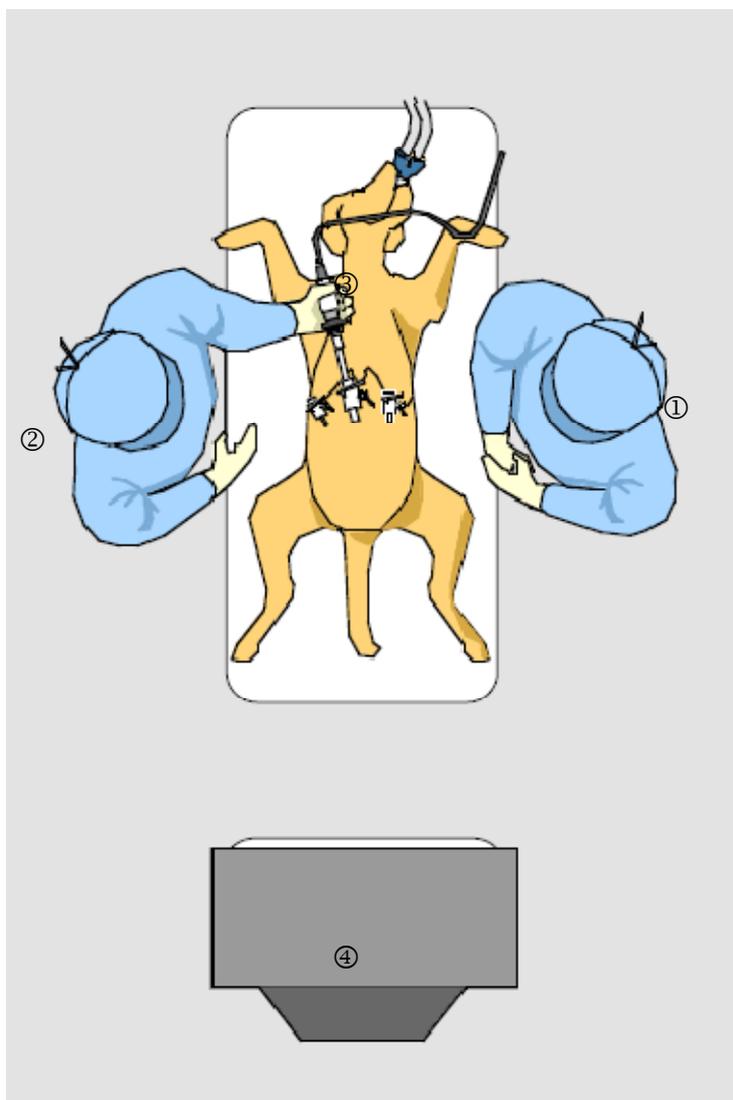


Figure 16 : Vue panoramique (du dessus) montrant le positionnement des chirurgiens et du matériel de laparoscopie.

① Chirurgien ; ② Aide opératoire ; ③ Optique ; ④ Colonne vidéo

II.7.2 Introduction des canules laparoscopiques

L'intervention débute avec une incision cutanée de 20 mm à l'aplomb de l'ombilic, suivie d'une dissection du conjonctif sous-cutané et de la ponction de la ligne blanche au bistouri, après que le chirurgien l'ait élevée verticalement à l'aide d'une pince. Une aiguille de Véress est mise en place dans la ponction de la ligne blanche, dirigée caudalement, dans le but de minimiser les risques de lacération des

viscères abdominaux. Le pneumopéritoine est obtenu avec du dioxyde de carbone *via* un insufflateur (LAPFLOW® 40, SMITH NEPHEW DYONICS, Andover, MS, USA) réglé pour entretenir une pression intra-abdominale de 10 à 12 cmH₂O. Lorsque le pneumopéritoine est obtenu, un trocart à pointe excentrée (ZEROCART®, STÖRZ, Tuttlingen, Allemagne) de 11 mm de diamètre (diamètre interne 10 mm) remplace l'aiguille de Véress sur la ligne blanche. Un laparoscope de 10 mm de diamètre est ensuite mise en place dans le trocart.

Deux incisions de 15 mm environ sont réalisées symétriquement de part et d'autre de l'incision ombilicale, 40 mm latéralement à celle-ci. Du côté droit, un autre trocart type ZEROCART® de 11 mm est mis en place sous contrôle laparoscopique, et du côté gauche, un trocart de 6 mm type ZEROCART® est positionné, lui aussi sous contrôle laparoscopique (*Confere* Figure 17A).



© E.N.V.T., service de pathologie chirurgicale

Figure 17A : Photographie peropératoire montrant la disposition des canules laparoscopiques. La tête du chien, cachée par les champs, se trouve à gauche sur la photographie. Le premier plan montre la pince à clips vasculaires placée dans un trocart. Le second plan montre l'optique insérée dans un autre trocart, connecté à l'insufflateur.

II.7.3 Visualisation des pédicules vasculaires des testicules

L'aire inguinale est repérée, le plus souvent sans avoir recours à une position de Trendelenburg. Une pince atraumatique (BOWEL GRASPER[®], STÖRZ, Tuttlingen, Allemagne) est introduite dans le port instrumental gauche. La vessie est réclinée du côté opposé et le pédicule testiculaire gauche (vaisseaux testiculaires, conduit déférent et sa vascularisation propre) est saisi. Une pince à clips pour laparoscopie (LIGACLIP[®] ERCA M /L, ETHICON, Cincinnati, Ohio, USA) est introduite par le port instrumental droit et deux clips en titane de 20 mm sont mis en place sur le pédicule testiculaire gauche (*Confere* Figure 17B à 17D), à environ 20 mm l'un de l'autre. La pince à clips est retirée. Un trocart de 6 mm est placé dans la lumière du trocart de 11mm du côté droit et des ciseaux sont introduits dans la cavité abdominale. Le pédicule est alors cautérisé (8 W, 1 s) et sectionné avec les ciseaux connectés à un bistouri électrique (ERBOTOM T 400 C[®], ERBE, Tübingen, Allemagne) entre les deux clips.

Le pédicule testiculaire droit est traité de manière identique. La position des instruments dans les ports instrumentaux est la même que pour le côté gauche.



© E.N.V.T., service de pathologie chirurgicale

Figure 17B : Photographie montrant une vue peropératoire de la cavité pelvienne. La droite et la gauche sont inversées. Le ventre du chien est situé vers le haut de la photographie. On visualise la vessie (*), l'anneau inguinal profond droit (flèche blanche) et le pédicule testiculaire droit (flèche noire). Le pédicule testicule comporte (de la gauche vers la droite de la photographie) : la veine testiculaire droite, l'artère testiculaire droite, le nerf honteux externe droit et le conduit déférent droit.

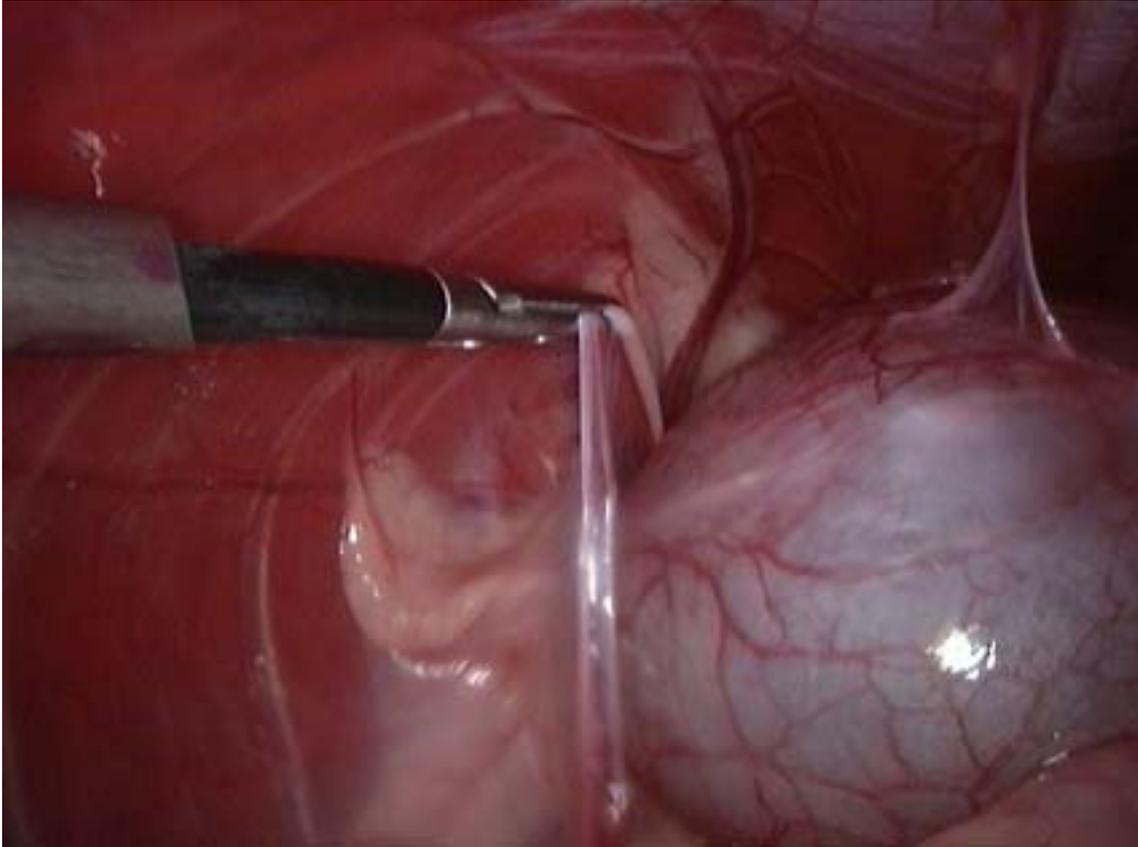


Figure 17c : Photographie peropératoire montrant la préhension du pédicule testiculaire droit. La droite et la gauche sont inversées. Le ventre du chien est situé vers le haut de la photographie. On visualise la vessie (à la droite de la photographie) et le pédicule testiculaire droit maintenu dans la pince à préhension.

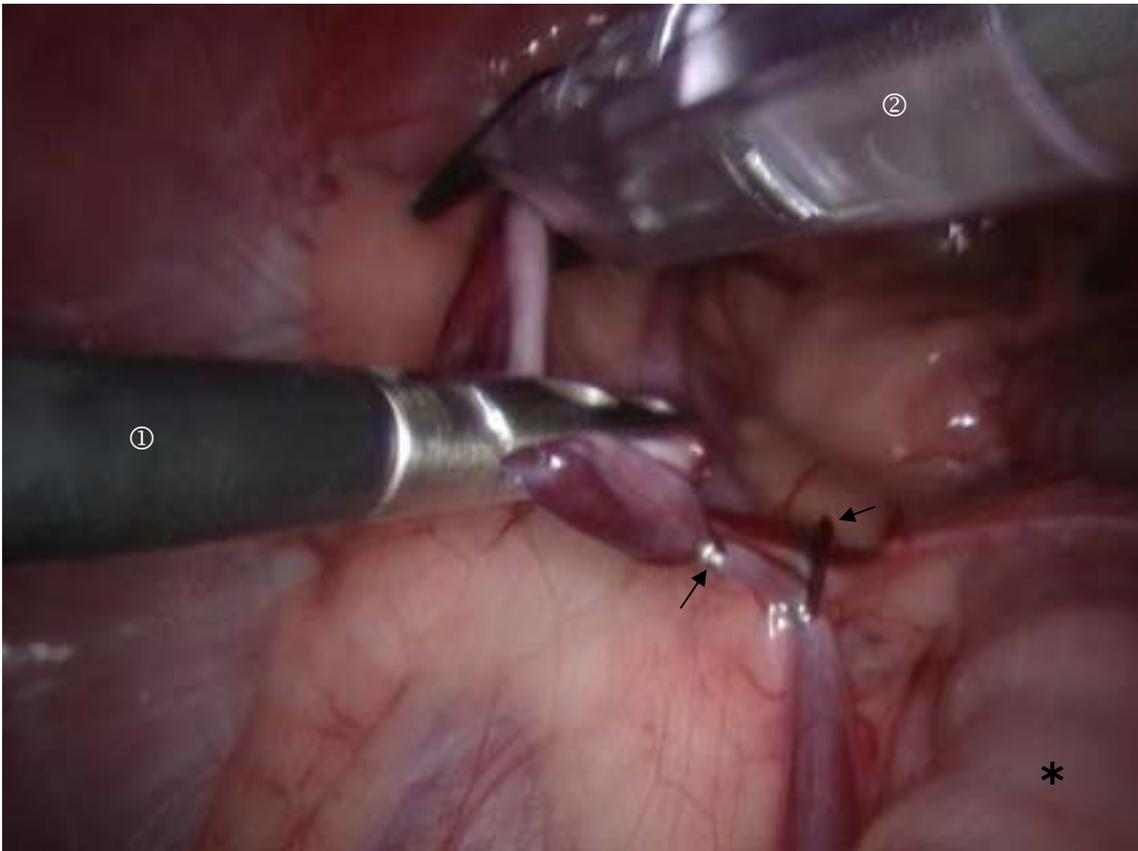


Figure 17D : Photographie peropératoire montrant la pose de clips vasculaires sur le pédicule testiculaire droit. La droite et la gauche sont inversées. Le ventre du chien est situé vers le haut de la photographie. On visualise le pédicule testiculaire droit saisi par la pince à préhension (①) et le côlon descendant (*). La pince à clips vasculaires (②) achève la pose de clips (flèches noires) sur le pédicule testiculaire.

II.7.4 Colopexie par voie transabominale

Le chirurgien utilise ensuite la même pince (BOWEL GRASPER[®], STÖRZ, Tuttlingen, Allemagne) pour saisir le côlon par son bord anti-mésentérique *via* le port instrumental gauche. Le segment de côlon concerné est tiré crânialement et amené au contact de la paroi abdominale gauche, environ 4 cm latéralement à la ligne blanche. À cet endroit, cinq points de cautérisation du péritoine pariétal (sur une même ligne crânio-caudale, distants d'environ 5 mm) sont réalisés avec le crochet hémostatique connecté au bistouri électrique *via* le port instrumental droit.

Une incision cutanée est pratiquée en regard de ces points de cautérisation ; le repérage est facilité par la lumière du laparoscope, visible à travers la paroi. L'aiguille à section ronde (5/8) d'un fil de polydioxanone décimale 3 (PDS[®],

ETHICON, Cincinnati, Ohio, USA) est introduite à travers la plaie cutanée dans la cavité abdominale à l'endroit du point de cautérisation le plus caudal. Cette aiguille est manipulée depuis l'extérieur avec un porte-aiguille classique. Le chirurgien charge ensuite le côlon sur l'aiguille sous contrôle laparoscopique, puis manœuvre l'aiguille de façon à perforer la paroi dans le sens inverse et faire émerger l'extrémité de l'aiguille dans la plaie cutanée (*Confere* Figure 18). Les deux chefs de ce point trans pariétal sont rassemblés et maintenus à l'extérieur avec une pince hémostatique.

Quatre autres points trans pariétaux similaires sont mis en place à l'aplomb la ligne de cautérisation en respectant un écart d'environ 5 mm entre chacun d'entre eux. Le chirurgien met ensuite tous les brins en tension en même temps et noue les cinq points successivement. La plaie cutanée est ensuite refermée. Le tissu conjonctif sous-cutané est suturé en surjet avec un fil d'acide polyglycolique tressé décimale 2 (VICRYL[®], ETHICON, Cincinnati, Ohio, USA), ce qui enfouit les nœuds des cinq points trans pariétaux. Les points cutanés sont réalisés avec un monofilament de polyamide décimale 3 (ETHILON[®], ETHICON, Cincinnati, Ohio, USA).

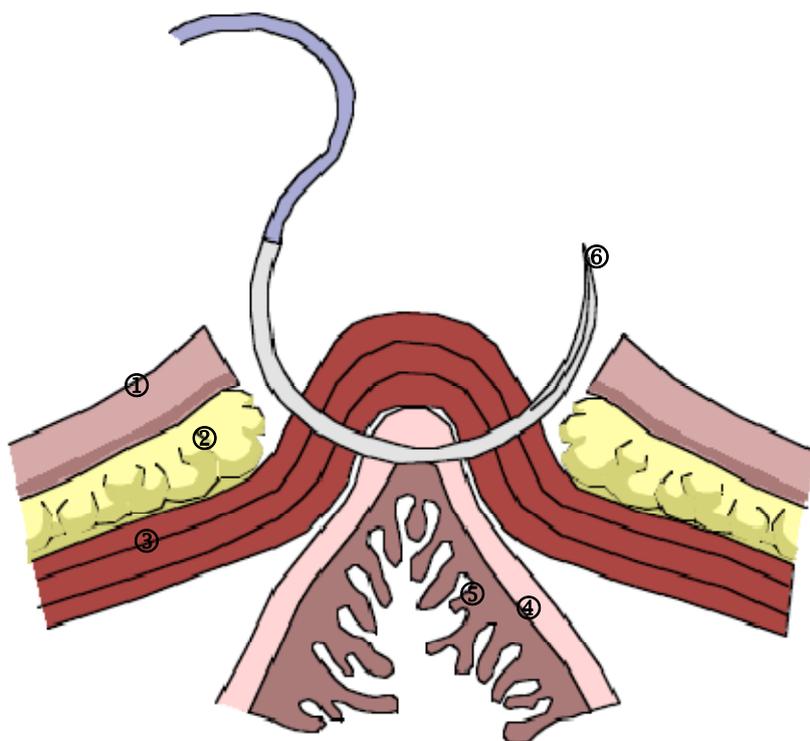


Figure 18 : Coupe transversale schématique de la colopexie par voie transabdominale.

① Peau ; ② Tissu conjonctif sous-cutané ; ③ Paroi musculaire abdominale ; ④ Séreuse, musculuse et sous-muqueuse du côlon ; ⑤ Muqueuse du côlon ; ⑥ Aiguille

II.7.5 Suture des sites d'entrée laparoscopique

Un fil d'ETHILON® décimale 3 est utilisé pour suturer les ports instrumentaux. Pour le port optique, un point de VICRYL® est placé sur la ligne blanche avant la suture cutanée. Pendant le réveil, les quatre sutures sont recouvertes d'un pansement adhésif (HYPAFIX TRANSPARENT®, BSN MÉDICAL, Le Mans, France).

II.8 Suivi post-opératoire

Chaque chien reçoit une dose de 0,2 mg.kg⁻¹ de chlorhydrate de morphine après arrêt de l'anesthésie générale et des examens cliniques réguliers sont effectués jusqu'au réveil complet de l'animal. Une évaluation régulière de la douleur postopératoire est assurée à l'aide de l'échelle de Melbourne [20]. Les animaux dont le score est supérieur à 4 reçoivent des injections complémentaires de morphine.

Chaque animal reçoit huit heures après son réveil complet quelques croquettes et un peu d'eau. L'alimentation et la boisson sont distribuées normalement dès le lendemain de l'intervention.

II.9 Dosage de la testostérone sérique

Des échantillons sanguins sont prélevés *via* une des deux veines jugulaires et récoltés sur tubes secs à :

- J₀ : avant intervention chirurgicale ;
- J₇ : 7 jours après intervention chirurgicale ;
- J₆₀ : 60 jours après intervention chirurgicale.

Les tubes sont ensuite mis à décanter pendant une heure puis centrifugés à 2000 tours par minute pendant 5 minutes. Environ 1 millilitre de sérum est ensuite extrait et conservé dans des eppendorfs étiquetés à -20°C.

Enfin, les échantillons sont envoyés par colis postal isotherme sous couvert du froid dans un laboratoire spécialisé. La testostérone sérique est dosée par RIA³¹ [48].

II.10 Dosage de la concentration sérique en CRP

Le sérum est prélevé et traité dans les mêmes conditions que celui utilisé pour doser la testostérone (*vide supra*). Ce sérum est prélevé à :

- T₀ : avant intervention chirurgicale ;
- T₀ + 6h : 6 heures après intervention chirurgicale ;
- T₀ + 24h : 24 heures après intervention chirurgicale ;
- T₀ + 72h : 72 heures après intervention chirurgicale ;
- T₀ + 168h : 168 heures (soit 7 jours) après intervention chirurgicale ;
- T₀ + 336h : 336 heures (soit 14 jours) après intervention chirurgicale.

Enfin, les échantillons sont envoyés par colis postal isotherme sous couvert du froid dans un laboratoire spécialisé. La protéine C-réactive sérique est dosée par ELISA par le laboratoire Vébiotel³². Les dosages ont été réalisés grâce au kit KONELAB CRP+® (Thermo Electron Oy, Vantaa, Finlande). Les valeurs usuelles de l'espèce canine sont inférieures à 10 mg.L⁻¹.

II.11 Suivi échographique des testicules

Le suivi morphométrique des testicules par échographie (*Confere* Annexe 2) a été exclusivement réalisé par le Docteur Catherine LAMOUR-LAYSSOL à l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse à :

- J₀ : 2 jours avant l'intervention chirurgicale ;
- J₅ : 5 jours après l'intervention chirurgicale ;
- J₂₆ : 26 jours après l'intervention chirurgicale ;
- J₄₇ : 47 jours après l'intervention chirurgicale ;
- J₆₈ : 68 jours après l'intervention chirurgicale.

Ce suivi porte sur trois mesures (*Confere* Figure 19) :

- la longueur : sens crânio-caudal ;

³¹ Radio-Immuno-Assay.

³² 41 bis, rus Aristide Briand. 94110 ARCUEIL.

- la hauteur : sens dorso-ventral ;
- la profondeur : sens médio-latéral.

La mesure de ces dimensions permet d'estimer le volume testiculaire en lui attribuant une forme ellipsoïde, selon l'étude de NUDELMANN *et al.* [38], ce qui nous

donne comme formule : $\tilde{V} = \pi \times \frac{\text{Hauteur} \times \text{Profondeur} \times \text{Longueur}}{6}$.

Ce suivi est de plus complété par une étude de la vascularisation des testicules et de leurs enveloppes, par échographie en mode Doppler.

Toutes les mesures ont été effectuées avec une sonde linéaire de 5 MHz sur l'échographe KONTRON SONOACE® 8000.

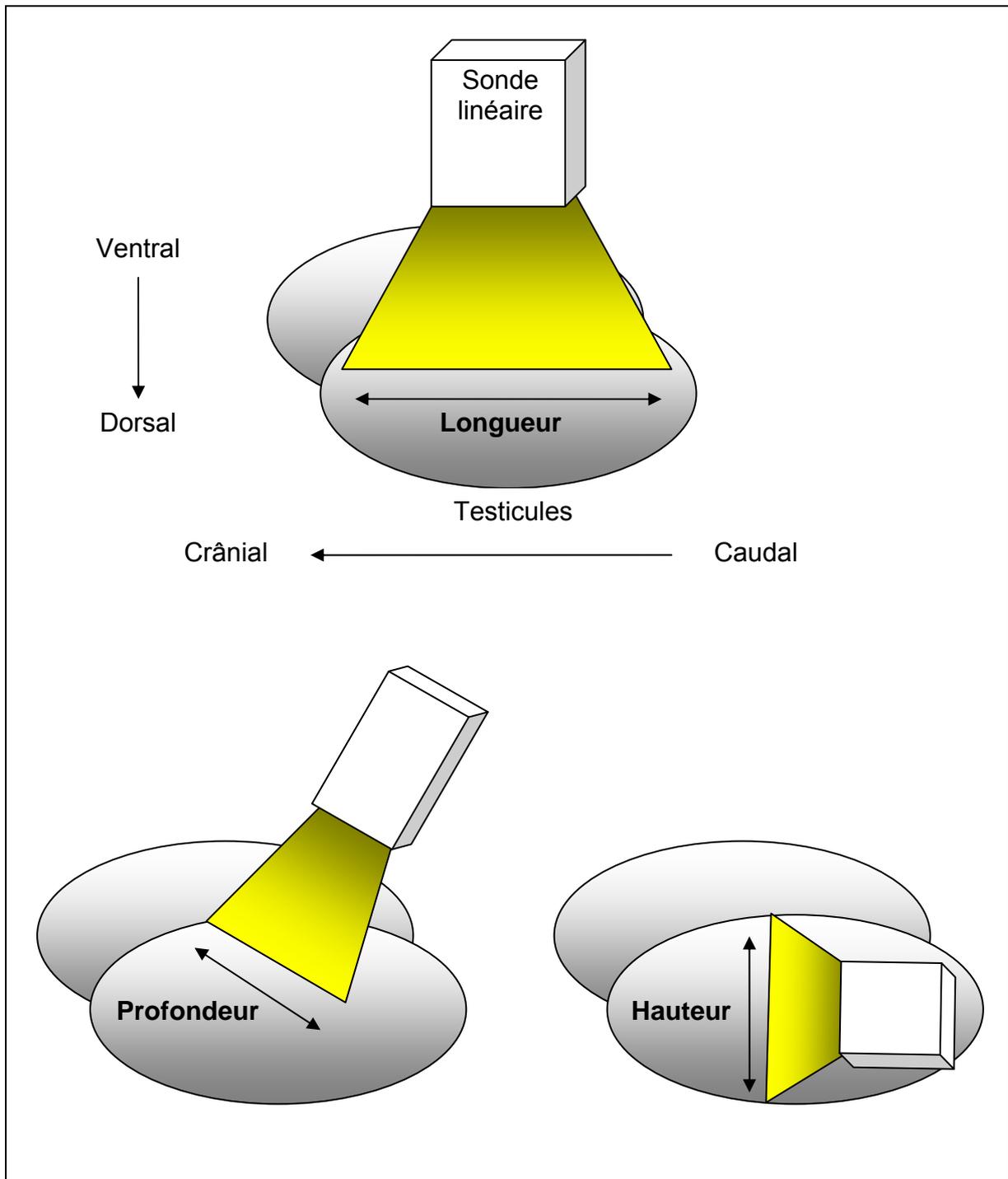


Figure 19 : Mesures échographiques réalisées.

II.12 Analyse histopathologique

L'étude histopathologique a été menée au laboratoire d'anatomopathologie et d'histopathologie de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse, sous la direction du Professeur Maxence DELVERDIER.

Les quatorze testicules ont été soumis à une étude histopathologique. Chaque testicule avec la partie adjacente de l'épididyme et le conduit déférent ont été préalablement placés et fixés dans une solution neutre de formaldéhyde à 10%.

Après fixation, les tissus ont été figés dans des blocs de paraffine, sectionnés en tranches de 4 µm d'épaisseur et colorés à l'hématoxyline et à l'éosine (H & E) pour être analysés sous microscopie photonique. Les lésions ont été examinées et gradées en minimales (+), moyennes (++), modérées (+++), marquées (++++) et sévère (+++++).

III. Résultats

III.1 Évaluation peropératoire

III.1.1 Évaluation du protocole anesthésique

Un protocole anesthésique adéquat pour toute laparoscopie doit éviter dans la mesure du possible les agents susceptibles d'induire une splénomégalie par séquestration de sang, comme les phénothiaziques et les barbituriques.

Cependant, notre choix s'est porté sur les médicaments peu onéreux et utilisés couramment en pratique vétérinaire. Notons que la splénomégalie induite par notre protocole anesthésique ne gêne pas le chirurgien dans la mesure où la région explorée et opérée est la cavité pelvienne.

Quant à l'analgésie, nous avons constaté que la castration par laparoscopie ne nécessite pas d'administration post-opératoire régulière de traitement antalgique. Les chiens étaient réveillés complètement, c'est-à-dire en quadrupédie, une heure en moyenne après l'arrêt de l'anesthésie générale. De plus, les fuites thermiques du corps du patient induites par la technique chirurgicale sont minimales du fait de la petitesse des incisions, ce qui induit une hypothermie modérée et fugace.

III.1.2 Évaluation de l'intervention chirurgicale

La durée moyenne de l'intervention, couplée à une technique de colopexie par voie transabdominale est de 50 minutes, depuis la première incision jusqu'à la dernière suture. La recherche des pédicules testiculaires nous a semblée aisée et rapide, à condition que la vessie eût été vidée avant l'intervention, par miction naturelle, par sondage ou encore par cystocentèse.

Nous n'avons observé aucune complication per-opératoire ni post-opératoire, depuis l'intervention jusqu'à l'euthanasie des chiens.

III.2 Suivi post-opératoire

III.2.1 Résultats cliniques et échographiques

La palpation des testicules montre cliniquement leur induration quelques jours après l'intervention.

L'étude morphométrique par échographie (*Confere* Figures 20A et 20B) montre une diminution progressive du volume estimé de chaque testicule (*Confere* Figures 21A et 21B, et Annexe 1). Le suivi échographique montre une disparition des structures échographiques internes des testicules (raphé médian et parenchyme testiculaire).

Par ailleurs, l'étude en mode Doppler montre une absence complète de vascularisation du parenchyme testiculaire 5 jours après l'intervention chirurgicale.



Figure 20A : Échographie montrant une coupe dorsale du testicule gauche du chien F à J₀. Le parenchyme testiculaire est d'échogénicité homogène avec une ligne hyperéchogène en son centre correspondant au raphé médian.



Figure 20B : Échographie montrant une coupe dorsale du même testicule (figure 20A) à J₇₀. Le testicule est plus petit. Son parenchyme est hétérogène à dominante hyperéchogène. On ne distingue plus le raphé médian.

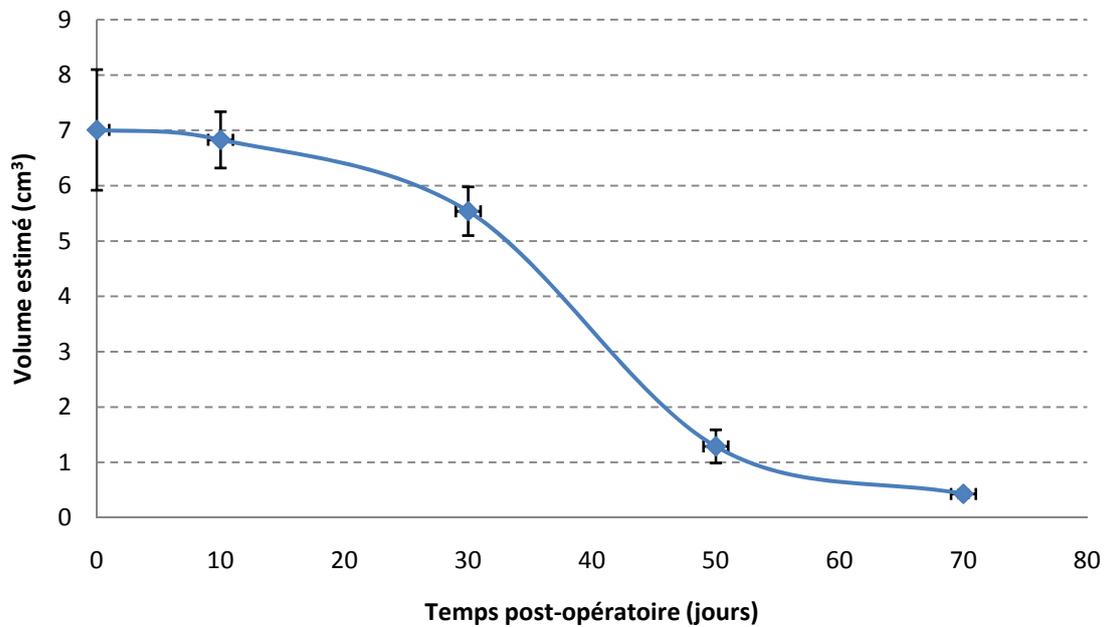


Figure 21A : Évolution post-opératoire du volume estimé du testicule droit. Les barres verticales matérialisent les écarts-types.

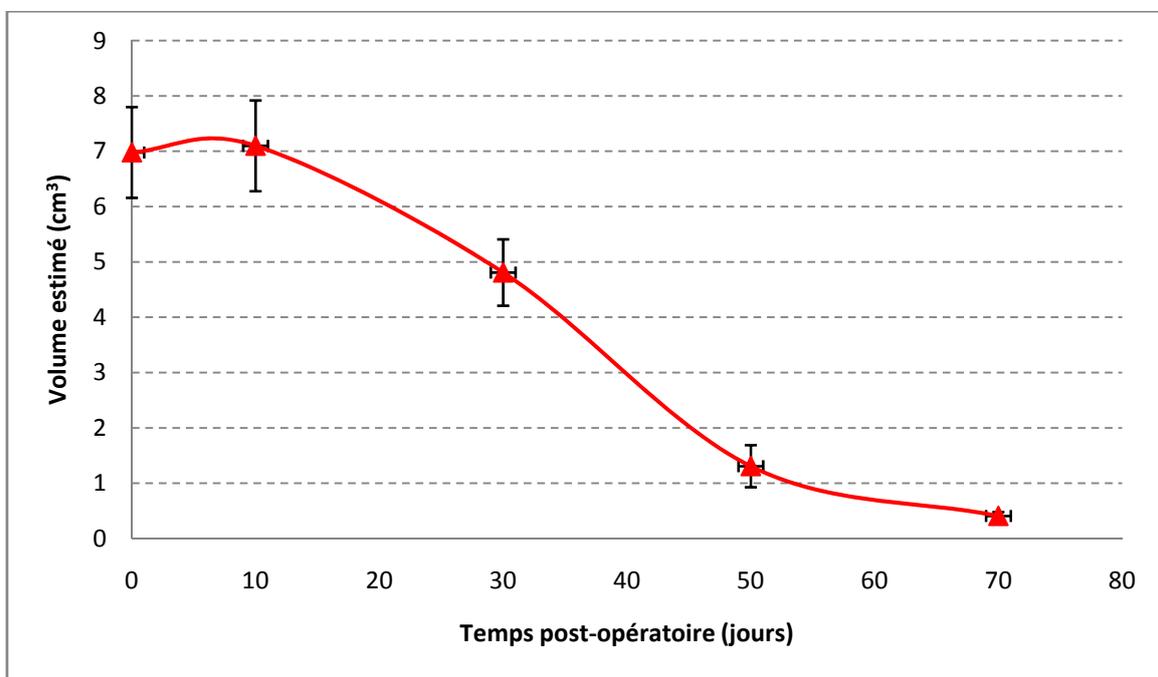


Figure 21B : Évolution post-opératoire du volume estimé du testicule gauche. Les barres verticales matérialisent les écarts-types.

III.2.2 Résultats biochimiques

III.2.2.1 Dosage de la testostéronémie

Tableau 1 : Statistiques obtenues sur les sept chiens à J₀, J₇ et J₆₀. Les données sont en nanogrammes par millilitre (ng.mL⁻¹).

	J ₀	J ₇	J ₆₀
Moyenne	5,94	< 0,10	< 0,10
Écart-type	3,76	0,10	0,10
Valeur inférieure	2,04	< 0,10	< 0,10
Valeur supérieure	12,02	0,10	< 0,10

Nota : « < 0,10 ng.L⁻¹ » signifie inférieur au seuil de détection de la méthode utilisée.

Les résultats de dosages de la testostéronémie (*Confere* Tableau 1, et Annexe 2) montrent une baisse statistiquement significative dès le septième jour post-opératoire de la concentration sérique en testostérone pour les sept chiens.

III.2.2.2 Dosage de la concentration plasmatique en CRP

Tableau 2 : Dosage de la concentration sérique en CRP. Statistiques obtenues sur les sept chiens à T₀, T₀ + 6h, T₀ + 24h, T₀ + 72h, T₀ + 168h et T₀ + 336h. Les données sont en milligrammes par litre (mg.L⁻¹).

	T ₀	T ₀ + 6h	T ₀ + 24h	T ₀ + 72h	T ₀ + 168h	T ₀ + 336h
Moyenne	3,00	5,29	16,29	22,71	17,29	8,29
Écart-type	1,15	1,70	6,68	6,90	3,40	4,72
Minimum	2,00	3,00	6,00	14,00	13,00	4,00
Maximum	5,00	8,00	25,00	33,00	21,00	18,00
Médiane	3,00	5,00	16,00	23,00	18,00	8,00

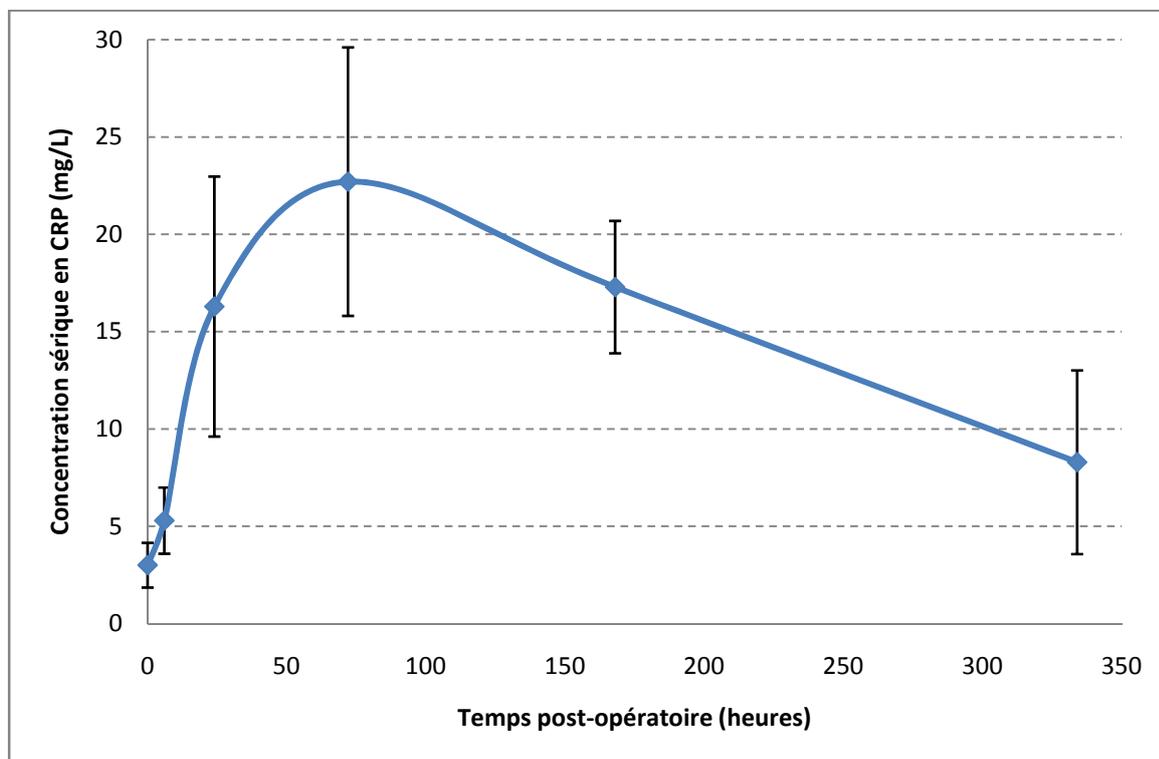


Figure 22 : Graphique représentant la cinétique moyenne de la concentration sérique en protéine C-réactive des sept chiens. Les barres verticales matérialisent les écarts-types.

L'étude de l'évolution de la concentration sérique en CRP (*Confere* Annexe 3) montre un processus inflammatoire qui commence quelques heures après l'intervention chirurgicale. Le maximum est atteint dès la soixante-douzième heure puis baisse progressivement (*Confere* Tableau 2, et Figure 22). Notons que la concentration sérique en protéine C-réactive reste dosable jusqu'au minimum 15 jours après l'intervention chirurgicale.

III.2.3 Suivi histopathologique

Les lésions identifiées à l'analyse histopathologique sont les mêmes pour les quatorze testicules.

Le parenchyme testiculaire montre une quasi complète disparition des tubes séminifères, remplacés par une fibrose modérée et une fine trame de fibres

collagéniques (*Confere* Figure 23A). Le tissu interstitiel contient des macrophages ; toutes les cellules de Leydig ont disparu.

La tunique albuginée est fine et montre une revascularisation modérée par pénétration de capillaires émergents des artères épидидymaires (*Confere* Figure 23B). La lumière de l'épididyme ne contient aucun spermatozoïde ; elle est comblée par un important tissu fibreux (*Confere* Figure 23c).

Le cordon spermatique est envahit par une fibrose modérée et une légère infiltration macrophagique.

L'analyse histopathologique est compatible avec une ischémie testiculaire complète. Le parenchyme testiculaire ne contient plus de cellules germinales, ni de cellules de Leydig ni de cellules de Sertoli.

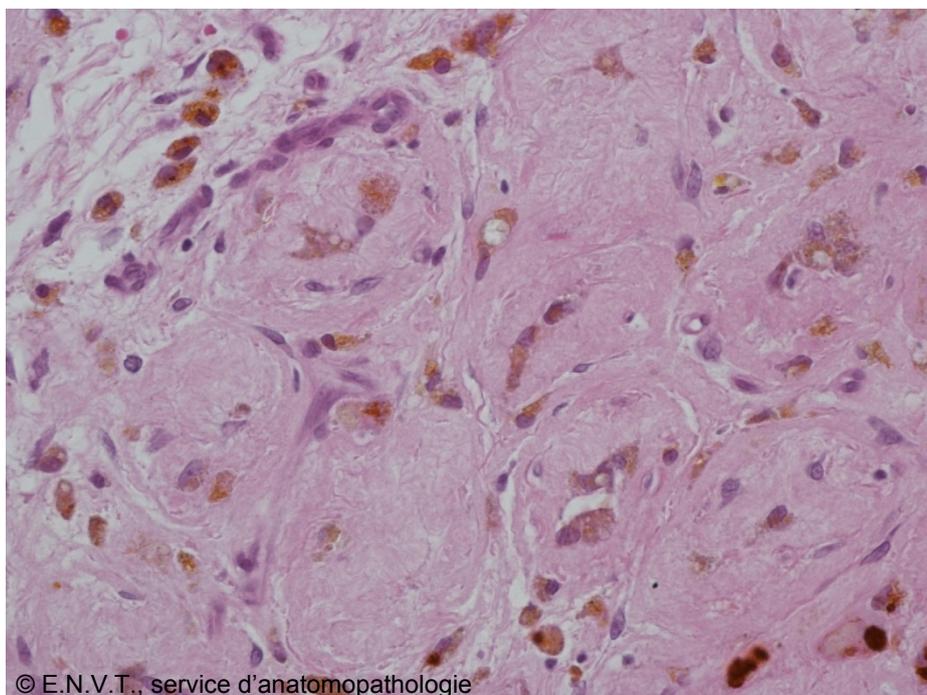
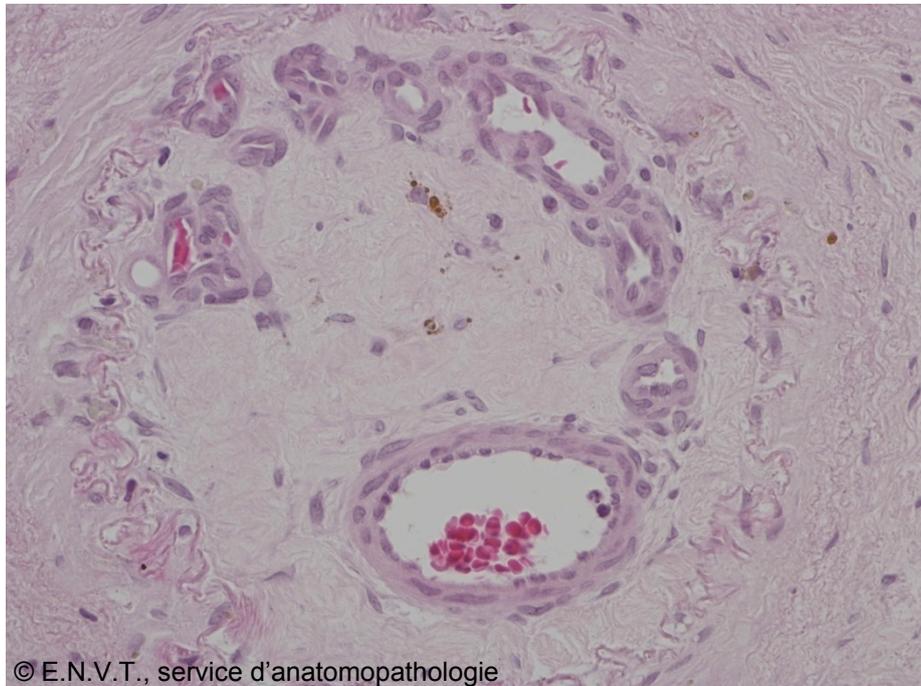


Figure 23A : Coupe histologique de testicule de chien (H & E, x400). La photographie montre une disparition des tubes séminifères et une fibrose généralisée. Les cellules contenant une pigmentation brune dans le tissu interstitiel sont des macrophages.



© E.N.V.T., service d'anatomopathologie

Figure 23b : Coupe histologique de testicule de chien (H & E, ×400). La photographie montre une revascularisation par pénétration de capillaires émergents des artères épидидymaires.



© E.N.V.T., service d'anatomopathologie

Figure 23c : Coupe histologique d'épididyme de chien (H & E, ×40). La photographie montre l'absence de spermatozoïde. Un important tissu fibreux remplace le tissu interstitiel.

IV. Discussion

En premier lieu, nous tenons à signaler le fait que notre protocole chirurgical est réalisable sans difficulté pour un chirurgien familiarisé avec la coelioscopie.

Elle dure environ 50 minutes et permet de réaliser deux interventions (castration et colopexie) dans un même temps opératoire. Aucune complication post-opératoire n'a été observée.

La technique classique par coeliotomie oblige la réalisation de deux voies d'abord – l'une anté-scrotale pour l'orchidectomie, et l'autre ombilico-pubienne pour la colopexie – ce qui implique la préparation de deux zones opératoires différentes. De plus, la laparoscopie est moins invasive et moins algogène que la laparotomie [13, 30]. La petitesse des incisions amoindrit considérablement les risques de hernie abdominale ou d'éventration [22]. La récupération post-opératoire de l'animal est beaucoup plus rapide et moins douloureuse, comparée à une laparotomie classique [13].

Une technique de castration par dévascularisation testiculaire par électrocautérisation avait déjà été publiée auparavant [38, 57] mais uniquement dans un contexte de convenance ; nous l'avons utilisée et combinée dans un but thérapeutique. Nous avons procédé différemment de NUDELMANN [38], car à la coagulation au bistouri électrique, nous avons ajouté la mise en place de clips vasculaires et nous avons sectionné le pédicule *in fine*.

Une autre étude, outre-Atlantique, [23] utilisait la coelioscopie pour réaliser une cryptorchidectomie.

La technique que nous décrivons permet l'hémostase et la section des artères et veine testiculaires ainsi que du nerf honteux externe, commandant la sensibilité du testicule correspondant. Notre étude utilise donc un procédé indolore, vérifié lors de la palpation des testicules au cours des divers examens cliniques réalisés.

La réalisation du temps abdominal par voie classique (colopexie par laparotomie et castration à testicules découverts) sur 20 cas³³ de hernies périnéales chez le chien à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse par des chargés de consultation et des résidents en chirurgie a duré en moyenne 95 ± 23 minutes³⁴.

³³ Données non publiées.

³⁴ Moyenne \pm écart-type.

Il convient maintenant de discuter quant à l'efficacité de notre technique chirurgicale.

Tout d'abord, le suivi de la testostéronémie par une méthode de dosage validée et reconnue montre son effondrement irrémédiable dès le septième jour post-opératoire. Nous n'avons constaté aucune remontée de la testostéronémie, dans les limites de la technique de dosage utilisée. Par ailleurs, notons qu'une étude [28] a montré que la testostérone était très stable dans le sérum, ce qui conditionne la crédibilité de nos résultats de dosage de la testostéronémie.

D'autre part, le suivi échographique des testicules, effectué par un seul opérateur expérimenté, montre une diminution du volume testiculaire et une perte des structures internes du testicule, notamment du raphé médian. Une étude Doppler a confirmé la perte de vascularisation du parenchyme testiculaire dès 48 heures après l'intervention.

Ces méthodes « indirectes » sont corroborées par une étude histopathologique, laquelle montre une ischémie complète des testicules avec absence de cellules de Leydig et de Sertoli ainsi que de figures de spermatogenèse. En outre, nous soulignons la présence de néovascularisation périphérique à partir de l'épididyme. En revanche, nous n'avons observé aucune revascularisation du parenchyme testiculaire, comme ce qui a été rapporté dans la littérature concernant l'espèce équine [54].

Afin d'étudier le caractère invasif de notre technique, nous nous sommes penchés sur la cinétique de la protéine C-réactive (ou CRP, *vide supra*).

La CRP est une protéine de l'inflammation aiguë, lors de laquelle sa concentration sérique peut être multipliée par 100. Elle est synthétisée par les hépatocytes sous l'effet de certains médiateurs pro-inflammatoires, comme les interleukines 1 et 6, l'interféron γ et le TNF α ³⁵.

D'un point de vue moléculaire, la CRP est constituée de 5 sous-unités d'environ 20 kDa chacune, lui conférant ainsi un poids moléculaire de l'ordre de 100 kDa. Bien qu'elle soit proche de la protéine C-réactive humaine, la CRP canine possède deux sous-unités glycosylées. Cette différence interspécifique est

³⁵ *Tumor Necrosis Factor α* .

importante à considérer dans la mesure où les méthodes de dosage sérique de la CRP font appel à la biologie moléculaire humaine.

Il existe plusieurs méthodes de dosage de la protéine C-réactive canine validées en médecine vétérinaire, comme les techniques ELISA, *immunoturbimetric assay*, réalisée par des automates, et *time-resolved fluorometry* (TRFIA).

En outre, il a été démontré une corrélation positive entre la concentration sérique en CRP et l'intensité des dégâts tissulaires causés par une intervention chirurgicale. Signalons enfin qu'une étude [40] a montré que la sécrétion de protéine C-réactive ne bénéficie d'aucune influence circadienne. La concentration sérique basale en CRP est en moyenne de 0 à 16 mg.L⁻¹.

Par conséquent, la cinétique de la concentration sérique en CRP nous a paru judicieuse dans l'étude du caractère invasif de notre technique chirurgicale. En effet, d'après CERON [11] et ECKERSALL [17], l'activité plasmatique de la CRP reflète assez fidèlement l'intensité de la réponse inflammatoire suscitée par une intervention chirurgicale. En pareil cas, la concentration de la CRP peut atteindre plus de 90 fois sa valeur basale [11].

Le suivi de la CRP sérique montre dans cette étude une concentration sérique environ sept fois supérieure à la concentration basale, 72 heures après l'intervention chirurgicale. La concentration sérique en protéine C-réactive baisse ensuite progressivement mais reste détectable par la méthode de dosage utilisée.

En se référant aux conclusions de l'analyse histopathologique, il est possible d'envisager que la résorption de produits de nécrose du parenchyme testiculaire *via* le drainage lymphatique et la néovascularisation des enveloppes testiculaires ait pu contribuer à entretenir une inflammation systémique subclinique pendant la période d'involution testiculaire, et donc une sécrétion entretenue, mais faible, de CRP. Des observations similaires ont été rapportées en 2005 concernant une technique d'ovario-hystérectomie par laparoscopie dans l'espèce canine [15].

Cependant, gardons à l'esprit que l'étude de la cinétique de la protéine C-réactive reste inscrite dans le cadre d'une castration ainsi que d'une colopexie dans un même temps opératoire.

Enfin, avant d'étudier les autres techniques alternatives de castration, il nous reste à aborder les limites de notre démarche expérimentale.

Dans un souci de rigueur scientifique, nous tenons à préciser que les divers examens ont toujours été réalisés par les mêmes personnes expérimentées selon un protocole préalablement établi.

La première limite identifiée réside dans l'âge des sujets de notre protocole expérimental, lequel ne correspond pas avec les données épidémiologiques concernant la hernie périnéale. Cependant, le but était d'étudier une technique de castration et non une technique de herniorraphie périnéale, ce qui permet de s'affranchir de l'âge des sujets. En outre, le jeune âge de nos chiens permet d'apprécier en toute objectivité l'arrêt des fonctions testiculaires.

Certains auteurs rapportent une revascularisation testiculaire après destruction d'une partie du pédicule testiculaire [16]. Ce risque existe mais semble minime ; d'autre part, insistons sur le fait qu'aucune technique quelle qu'elle soit n'admet de risque nul.

Nous n'avons observé aucun phénomène de revascularisation testiculaire dans notre étude (*Vide supra*, Partie II, § III.2.3).

La rémanence testiculaire a été mise en évidence après une castration laparoscopique similaire à celle que nous avons effectuée, mais dans une autre espèce, *i.e.* le cheval [54].

Comme nous l'avons déjà évoqué, la laparoscopie nécessite l'expérience du chirurgien. En effet, dans la mesure où la réalité, en trois dimensions, est retransmise sur un écran en deux dimensions, l'appréciation des distances devient erronée et demande de l'habitude et une aptitude à se représenter les objets en trois dimensions.

La coelioscopie n'est pas, actuellement, très développée en France, par rapport aux autres pays européens et aux États-Unis d'Amérique. Le matériel est très onéreux et nécessite de ce fait un investissement financier important [30, 52]. En conséquence, les actes sous coelioscopie sont facturés plus cher que les actes chirurgicaux effectués par laparotomie.

D'un point de vue technique, la coelioscopie nécessite une expérience. Ainsi, elle n'a véritablement sa place que dans une structure spécialisée, libérale ou hospitalo-universitaire.

Les avantages de la coelioscopie sont multiples. C'est en effet une technique beaucoup moins invasive que la coeliotomie. Ainsi, les pertes thermiques sont minimales, ce qui réduit les risques anesthésiques. Notons que la douleur inhérente à la coelioscopie est bien moindre, ce qui a pour avantage de réduire l'utilisation des antalgiques et d'autoriser une récupération post-opératoire rapide de l'animal [13, 22, 30].

L'aspect progressif de la dégénérescence testiculaire est un point important dans la gestion de la clientèle et la psychologie du client [38]. En effet, le propriétaire est parfois réticent envers la castration, qu'il voit trop souvent comme une « mutilation ».

Nous identifions trois inconvénients majeurs de la coelioscopie. En effet, elle exige une certaine expérience du chirurgien et son coût nécessite un investissement financier important qu'il faut pouvoir amortir. Le diamètre des canules de laparoscopie impose, de manière subjective, une taille limite minimale de l'abdomen du patient ; une contre-indication relative de la coelioscopie se porte ainsi sur les races naines et petites [13, 26, 52]. Dans une étude à paraître³⁶, des gastropexies laparoscopiques ont été réalisées sur des chiens de 7,8 à 9 kg sans difficulté particulière.

Il existe des risques spécifiques de la coelioscopie [24, 44, 52]. L'introduction des canules peut engendrer une lacération des viscères abdominaux, en particulier de la rate [22, 41].

D'autre part, certains auteurs ont rapporté dans la littérature des incidents, somme toute rares, quant à l'insufflation, comme une intoxication au dioxyde de carbone [24]. Si la pression intra-abdominale est mal maîtrisée et/ou trop forte, la distension des mésos peut induire une gêne voire une douleur viscérale [22].

D'autres auteurs ont rapporté l'embolie gazeuse et l'emphysème sous-cutané. En outre, par précaution, le chirurgien doit toujours se préparer à une éventuelle laparotomie [30].

Un autre risque réside dans l'utilisation d'un bistouri électrocoagulateur dans la cavité abdominale. La présence éventuelle et aléatoire d'arcs électriques entre le bistouri et les clips métalliques peut causer des brûlures aux organes situés à proximité [16, 41].

³⁶ MATHON D.

Outre l'orchidectomie pré-scrotale à testicules découverts, il existe d'autres techniques de castration définitives, chirurgicales et chimiques.

La vasectomie, qui consiste en l'ablation d'une partie des conduits déférents, n'a aucun intérêt dans le traitement chirurgical de la hernie périnéale dans la mesure où le but est d'induire une azoospermie tout en conservant la fonction endocrinienne du testicule.

Les anti-androgènes sont des progestatifs (médroxyprogestérone, osatérone...). Ils empêchent la fixation de la testostérone sur les récepteurs androgéniques présents dans tout l'organisme.

L'utilisation de tels médicaments sur le long terme n'est pas conseillée car elle est susceptible de causer de nombreux effets secondaires, comme un syndrome de féminisation. D'autre part, certaines études de médecine humaine menées sur des chiens [50] et sur des êtres humains [5] ont montré un risque élevé de diabète insulino-résistant et de maladies cardio-vasculaires [6].

D'un point de vue pratique, leur utilisation requiert un ajustement régulier des doses ainsi qu'une surveillance, ce qui implique un investissement financier encore plus important que la coelioscopie sur le long terme.

La castration définitive médicale est possible *via* l'injection intra-testiculaire d'agents sclérosants, comme le sulfate de zinc ou le chlorure de calcium [29, 43], très répandue outre Atlantique. L'atrophie testiculaire induite par les agents sclérosants apparaît plus longue à se mettre en place (environ 2 à 3 semaines) que celle induite par la dévascularisation chirurgicale [29].

Aucun médicament de la sorte n'a actuellement d'autorisation de mise sur le marché en France.

CONCLUSION

L'absence de rémanence testiculaire, confirmée par des études biochimique, échographique et histologique, démontre l'efficacité de notre technique par laparoscopie. Cependant, soulignons le fait que des cas de néovascularisation du parenchyme testiculaire ont été rapportés dans la littérature, dans l'espèce équine. L'effondrement de la testostéronémie est rapide et irréversible, autorisant également une réduction du volume de la prostate.

La morbidité post-opératoire immédiate est faible. En effet, un traumatisme chirurgical réduit et une inflammation légère rendent la période de convalescence courte, ce qui est particulièrement intéressant pour un sujet entrant dans le cadre épidémiologique de la hernie périnéale. De plus, notre technique de castration, combinée à une colopexie par coelioscopie, constitue un gain de temps appréciable pour le chirurgien et pour le chien (réduction du temps d'anesthésie).

Cependant, notre étude, menée sur sept chiens, nécessite, dans une deuxième phase, d'être menée sur une cohorte plus importante d'animaux. Les résultats obtenus permettent d'imaginer un traitement de la hernie périnéale exclusivement par vidéo-chirurgie. En outre, il est également possible d'associer la castration par laparoscopie à d'autres gestes de vidéo-chirurgie de convenance, comme une gastropexie préventive³⁷.

L'anesthésie est standard et ne nécessite aucun matériel spécifique de réanimation (ventilation mécanique, par exemple). La simplicité de notre technique³⁸ et l'utilisation de peu de consommables permettent aux praticiens qui font l'investissement de matériel de vidéo-chirurgie de le valoriser et de l'amortir facilement.

³⁷ Particulièrement intéressant chez les races canines prédisposées au syndrome de dilatation-torsion de l'estomac.

³⁸ Soulignons le fait que l'utilisation d'un tel matériel nécessite des connaissances et des compétences solides en vidéo-chirurgie.

BIBLIOGRAPHIE

1- BARONE R.

Anatomie comparée des mammifères domestiques. Tome 2. Arthrologie et myologie. 3^{ème} Éd., Paris : Vigot, 1989, 986 pages.

2- BARONE R.

Anatomie comparée des mammifères domestiques. Tome 3. Splanchnologie I : Appareil digestif et appareil respiratoire. 3^{ème} Éd., Paris : Vigot, 1996, 853 pages.

3- BARONE R.

Anatomie comparée des mammifères domestiques. Tome 4. Splanchnologie II : Appareil uro-génital. Fœtus et ses annexes. Péritoine et topographie. 3^{ème} Éd., Paris : Vigot, 1990, 951 pages.

4- BARONE R.

Anatomie comparée des mammifères domestiques. Tome 5. Angiologie. 3^{ème} Éd., Paris : Vigot, 1996, 904 pages.

5- BASARIA S.

Androgen deprivation therapy, insulin resistance, and cardiovascular mortality: an inconvenient truth. *J. Androl.*, 2008, **29**, 5, 534 – 539.

6- BASARIA S., MULLER D.C., CARDUCCI M.A., *et al.*

Hyperglycemia and insulin resistance in men with prostate carcinoma who receive androgen-deprivation therapy. *Cancer.*, 2006, **106**, 3, 581 – 588.

7- BASINGER R.R., ROBINETTE C.L., SPAULDING K.A.

Prostate. In: SLATTER D. Textbook of small animal surgery. Volume 2, 3rd Ed. Philadelphia: WB Saunders Company, 2003, 1542 – 1557.

8- BELLENGER C.R., CANFIELD R.B.

Perineal hernia. In: SLATTER D. Textbook of small animal surgery. Volume 1, 3rd Ed. Philadelphia: WB Saunders Company, 2003, 487 – 498.

9- BRUNSON D.B., SHORT C.E.

Anaesthesia for small animal geriatric patient. *Cornell Vet.*, 1978, **68**, 7, 15 – 22.

10- BURROWS C.F., HARVEY C.E.

Perineal hernia in the dog. *J. Small Anim. Pract.*, 1973, **14**, 315 – 332.

11- CERON J.J., ECKERSALL P.D., MARTYNEZ-SUBIELA S.

Acute phase proteins in dogs and cats: current knowledge and future perspectives. *Vet. Clin. Pathol.*, 2005, **34**, 85 – 89.

12- CUNNINGHAM J.G.

Reproductive physiology of the male. In: BRINSKO S.P. Textbook of veterinary physiology. 2nd Ed., Philadelphia: WB Saunders Company, 1997, 499 – 507.

13- DAVIDSON E.B., MOLL H.D., PAYTON M.E.

Comparison of laparoscopic ovariohysterectomy and ovariohysterectomy in dogs. *Vet. Surg.*, 2004, **33**, 1, 62 – 69.

14- DESAI. R.

An anatomical study of the canine male and female pelvic diaphragm and the effect of testosterone on the status of levator ani of male dog., *J. Am. Anim. Hosp. Assoc.*, 1982, **18**, 195 – 202.

15- DEVITT C.M., COX R.E., HAILEY J.J., *et al.*

Duration, complications, stress, and pain of open ovariohysterectomy versus a simple method of laparoscopic-assisted ovariohysterectomy in dogs. *J. Am. Vet. Med. Assoc.*, 2005, **227**, 921 – 927.

16- DIXIT V.P.

Effects of vas deferens clipping on the testicular function in dogs. *Ind. J. Med. Res.*, 1979, **69**, 75 – 82.

17- ECKERSALL P.D., CONNER J.G., PARTON H.

An enzyme-linked immunosorbent assay for canine C-reactive protein. *Vet. Rec.*, 1989, **124**, 490 – 491.

18- ETTINGER S.J.

Textbook of small animal internal medicine. Volume 1. 6th Ed. Philadelphia: WB Saunders Company, 2003.

19- EVANS H.E.

Anatomy of the dog. 3rd Ed., Philadelphia: WB Saunders Company, 1993, 1113 pages.

20- FIRTH A.M., HALDANE S.L.

Development of a scale to evaluate postoperative pain in dogs. *J. Am. Vet. Med. Assoc.*, 1999, **214**, 5, 651 – 659.

21- FOSSUM T.W.

Small animal surgery. 3rd Ed., Saint Louis: Mosby, 2007, 1728 pages.

22- FREEMAN L.J.

Veterinary endosurgery. Saint Louis: Mosby, 1998, 276 pages.

23- GALLHAGER L.A., FREEMAN L.J., TRENKA-BENTHIN S., *et al.*

Laparoscopic castration for canine cryptorchidism. *Vet. Surg.*, 1992, **21**, 5, 441 – 412.

24- GILROY B.A., ANSON L.W.

Fatal air embolism during anesthesia for laparoscopy in a dog. *J. Am. Vet. Med. Assoc.*, 1987, **190**, 5, 552 – 554.

25- HAYES H.M., WILSON G.P., TARONE R.E.

The epidemiologic features of perineal hernia in 771 dogs. *J. Am. Anim. Hosp. Assoc.*, 1978, **14**, 703 – 708.

26- JOHNSON G.F.

Laparoscopy in small animals. In: ANDERSON N.V., *Veterinary gastroenterology*. 2nd Ed., Philadelphia: Lea & Febiger, 1992, 78 – 85.

27- KNOBIL E., NEILL J.D., *et al.*

The physiology of reproduction. Volume 1. New York: Raven Press, 1988, 1480 pages.

28- KNOL B.W., DIELMAN S.J., BEVERS M.M., *et al.*

Effects of methods used for blood collection on plasma concentrations of luteinising hormone, testosterone, and cortisol in male dog. *Veterinary Quarterly*, 1992, **14**, 4, 126 – 129.

29- KOGER L.M.

Calcium chloride castration. *Mod. Vet. Res.*, 1978, **59**, 119 – 121.

30- LECŒUR C., BECK A.

Intérêts et applications de la laparoscopie. *Point Vétérinaire*, 2003, **34**, 233, 12 – 13.

31- LIPOWITZ A.J., SCHWARTZ A., WILSON G.P., *et al.*

Testicular neoplasm and clinical concomitant changes in dog. *J. Am. Vet. Med. Assoc.*, 1973, **163**, 12, 1364 – 1368.

32- MANN F.A., BOOTHE H.W., AMOSS M.S., *et al.*

Serum testosterone and estradiol 17-beta concentrations in 15 dogs with perineal hernia. *J. Am. Vet. Med. Assoc.*, 1989, **194**, 1578 – 1580.

33- MANN F.A., NONNEMAN D.J., POPE E.R., *et al.*

Androgen receptors in the pelvic diaphragm muscles of dogs with and without perineal hernia. *Am. J. Vet. Res.*, 1995, **56**, 1, 134 – 139.

34- MERCHAV R., FEUERMANN Y., SHAMAY A., *et al.*

Expression of relaxin receptor LRG7, canine relaxin, and relaxin-like factor in the pelvic diaphragm musculature of dogs with and without perineal hernia. *Vet. Surg.*, 2005, **34**, 5, 476 – 481.

35- MISCHKE R., MEUER D., HOPPEN H.O., *et al.*

Blood plasma concentrations of oestradiol-17 β , testosterone and testosterone/oestradiol ratio in dogs with neoplastic and degenerative testicular diseases. *Res. Vet. Sci.*, 2002, **73**, 3, 267 – 272.

- 36- NIU Y.-J., MA T.-X., ZHANG J., *et al.*
Androgen and prostatic stroma. *Asian J. Androl.*, 2003, **5**, 19 – 26.
- 37- NORMAN A.W., LITWACK G.
Hormones. 2nd Ed. San Diego: Academic Press, 1997.
- 38- NUDELMANN N., BOULOUHA L., ROUSSEAU A., *et al.*
Dégénérescence testiculaire par dévascularisation. Application chirurgicale pratique chez le chien. *Rec. Méd. Vét.*, 1998, **174**, 7 – 8, 133 – 139.
- 39- ODELL W.D.
The Leydig cell. In: DeGROOT L.J., *et al.* Endocrinology. Volume 3. 2nd Ed., Philadelphia: WB Saunders Company, 1989, 2137 – 2145.
- 40- OTABE K., SUGIMOTO T., JINBO T., *et al.*
Physiological levels of C-reactive protein in normal canine sera. *Vet. Res.*, 1998, **22**, 77 – 85.
- 41- PHILLIPS J.M.
Complications in laparoscopy. *Int. J. Gynaecol. Obstet.*, 1977, **15**, 2, 157 – 162.
- 42- PINEDA M.H.
Male reproductive system. In: PINEDA M.H., DOOLEY M.P. Veterinary endocrinology and reproduction. 5th Ed. Iowa: Blackwell Publishing Company, 2003, 239 – 282.
- 43- PINEDA M.H., REIMERS T.J., FAULKNER L.C., *et al.*
Azoospermia in dogs induced by injection of sclerosing agents into the caudae of the epididymides. *Am. J. Vet. Res.*, 1977, **38**, 1, 831 – 838.
- 44- RICHTER K.P.
Laparoscopy in dogs and cats. *Vet. Clin. North Am.*, 2001, **31**, 4, 707 – 727.
- 45- ROBERTSON S.A.
Newer diagnostic and surgical techniques and their impact on anaesthesia. *Vet. Clin. North Am.*, 1999, **29**, 3, 665 – 682.

- 46- RODRÍGUEZ GÓMEZ J., GRAUS MORALES J., MARTÍNEZ SAÑUDO M.J.
Atlas de chirurgie périnéale du chien et du chat. Rueil-Malmaison : Éd. du Point Vétérinaire, 2007, 39 – 64.
- 47- RUBERTE J., SAUTET J.
Atlas d'anatomie du chien et du chat. Volume 3 : Abdomen, bassin et membre pelvien. Barcelona: Multimédica, 1998, 136 pages.
- 48- SALUTINI E., GHILARDUCCI P., BIAGI G.
Il dosaggio radio-immunologico del testosterone plasmatico nel cane maschio in giovane età. *Annali della facoltà di medicina veterinaria di Pisa*, 1978, **30**, 245 – 275.
- 49- SANTEN R.J., SAMOJLIK E., DEMERS L., *et al.*
Adrenal of male dog secretes androgens and estrogens. *Am. J. Physiol., Endocrinol. Metab.*, 1980, **239**, 2, 109 – 112.
- 50- SLOAN J.M., OLIVER I.M.
Progesterone-induced diabetes in the dog. *Diabetes*, 1975, **24**, 4, 337 – 344.
- 51- SMITH J.
Canine prostatic disease: a review of anatomy, pathology, diagnosis, and treatment. *Theriogenology*, 2008, **70**, 375 – 383.
- 52- VIGUIER É.
La laparoscopie et son évolution en chirurgie vétérinaire. *Point Vétérinaire*, 1999, **30**, 196, 17 – 23.
- 53- VON THISSEN H.J., RAHLFS I.
Zur Perinealhernie des Hundes – eine Erfolgskontrolle in 154 (72) Fällen. *Kleintierpraxis*, 1986, **31**, 4, 167 – 169.
- 54- VOERMANS M., RIJKENHUIZEN A.B., VAN DER VELDEN M.A.
The complex blood supply to the equine testis as a cause of failure in laparoscopic castration. *Equine Vet. J.*, 2006, **38**, 1, 35 – 39.

55- WAINMAN P., SHIPOUNOFF G.C.

The effects of castration and testosterone propionate on the striated perineal musculature in rat. *J. Endocrinol.*, 1941, **29**, page 975.

56- WEAVER A.D., OMAMEGBE J.O.

Surgical treatment of perineal hernia in the dog. *J. Small Anim. Pract.*, 1981, **22**, 749 – 758.

57- WILSON D.G.

Current applications of hernia repair. In: WILSON D.G. Recent advances in laparoscopy and thoracoscopy. Ithaca: I.V.I.S. 2001, A1112.0401.

ANNEXE 1

Suivi morphométrique des testicules par échographie

Tableau 3A : Mesures échographiques des testicules droits des sept chiens au cours de la période post-opératoire. La longueur, la hauteur et la profondeur sont données en centimètres (cm).

TESTICULE DROIT						
Nom chien	Identification	Jour	Acquisition	Longueur	Hauteur	Profondeur
A	2FJD115	0	1	2.91	1.47	2.26
	2FJD115	0	2	2.98	1.49	2.34
	2FJD115	10	1	2.89	1.91	2.32
	2FJD115	10	2	2.77	1.84	2.19
	2FJD115	30	1	2.42	1.84	2.08
	2FJD115	30	2	2.53	1.72	1.98
	2FJD115	50	1	1.44	0.87	1.11
	2FJD115	50	2	1.60	0.88	1.10
	2FJD115	70	1	1.37	0.49	0.90
	2FJD115	70	2	1.35	0.52	0.85
B	2FGX331	0	1	3.19	1.85	2.32
	2FGX331	0	2	3.39	1.82	2.23
	2FGX331	10	1	3.02	1.81	2.27
	2FGX331	10	2	2.98	1.88	2.43
	2FGX331	30	1	2.88	1.89	2.16
	2FGX331	30	2	2.93	1.77	2.03
	2FGX331	50	1	2.22	1.03	1.25
	2FGX331	50	2	2.18	0.95	1.26
	2FGX331	70	1	1.70	0.68	0.85
	2FGX331	70	2	1.64	0.67	0.82
C	2FEK783	0	1	3.34	2.07	2.15
	2FEK783	0	2	3.25	1.99	2.58
	2FEK783	10	1	2.99	2.14	2.18
	2FEK783	10	2	2.96	1.97	2.58
	2FEK783	30	1	2.76	1.86	2.26
	2FEK783	30	2	2.84	1.79	2.36
	2FEK783	50	1	1.93	1.29	1.36
	2FEK783	50	2	1.86	1.21	1.35
	2FEK783	70	1	1.29	0.75	0.96
	2FEK783	70	2	1.35	0.73	0.80
D	2FGX380	0	1	2.80	1.41	2.13
	2FGX380	0	2	2.79	1.69	2.00
	2FGX380	10	1	2.45	1.66	1.88
	2FGX380	10	2	2.30	1.70	1.99
	2FGX380	30	1	1.90	1.47	1.85
	2FGX380	30	2	2.02	1.45	1.80
	2FGX380	50	1	1.72	1.12	1.37
	2FGX380	50	2	1.72	1.03	1.36
	2FGX380	70	1	1.17	0.68	0.98
	2FGX380	70	2	1.24	0.59	0.86
E	2FJD023	0	1	2.49	1.43	1.69
	2FJD023	0	2	2.61	1.53	1.80
	2FJD023	10	1	2.77	1.72	2.05
	2FJD023	10	2	2.77	1.75	2.12
	2FJD023	30	1	2.68	1.58	1.87
	2FJD023	30	2	2.49	1.54	1.90
	2FJD023	50	1	1.69	0.78	1.03

	2FJD023	50	2	1.55	0.58	1.13
	2FJD023	70	1	1.24	0.52	0.78
	2FJD023	70	2	1.27	0.51	0.71
F	2FJD137	0	1	3.26	1.72	2.00
	2FJD137	0	2	3.22	1.63	1.99
	2FJD137	10	1	3.14	1.84	2.36
	2FJD137	10	2	3.31	1.75	2.42
	2FJD137	30	1	2.72	1.63	2.02
	2FJD137	30	2	2.85	1.58	1.92
	2FJD137	50	1	1.92	1.19	1.21
	2FJD137	50	2	1.93	1.14	1.26
	2FJD137	70	1	1.51	0.64	0.88
	2FJD137	70	2	1.70	0.60	0.89
G	2FDD559	0	1	3.50	1.77	2.31
	2FDD559	0	2	3.57	1.84	2.34
	2FDD559	10	1	3.10	1.54	2.22
	2FDD559	10	2	3.26	1.65	2.39
	2FDD559	30	1	2.89	1.58	2.09
	2FDD559	30	2	2.88	1.58	2.11
	2FDD559	50	1	1.90	1.05	1.55
	2FDD559	50	2	2.12	1.13	1.37
	2FDD559	70	1	1.60	0.64	0.98
	2FDD559	70	2	1.53	0.64	0.92

Tableau 3B : Mesures échographiques des testicules gauches des sept chiens au cours de la période post-opératoire. La longueur, la hauteur et la profondeur sont données en centimètres (cm).

TESTICULE GAUCHE						
Nom chien	Identification	Jour	Acquisition	Longueur	Hauteur	Profondeur
A	2FJD115	0	1	3.21	1.63	2.21
	2FJD115	0	2	3.16	1.64	2.20
	2FJD115	10	1	2.93	2.14	2.34
	2FJD115	10	2	2.85	2.24	2.32
	2FJD115	30	1	2.67	1.37	1.77
	2FJD115	30	2	2.58	1.71	1.96
	2FJD115	50	1	1.58	0.87	1.37
	2FJD115	50	2	1.44	0.78	1.31
	2FJD115	70	1	1.28	0.52	0.92
	2FJD115	70	2	1.26	0.59	1.02
B	2FGX331	0	1	3.35	1.96	2.45
	2FGX331	0	2	3.24	1.95	2.48
	2FGX331	10	1	2.99	1.65	2.31
	2FGX331	10	2	2.95	1.87	2.15
	2FGX331	30	1	2.75	1.64	2.10
	2FGX331	30	2	3.00	1.69	1.99
	2FGX331	50	1	2.12	0.85	1.35
	2FGX331	50	2	1.90	0.91	1.19
	2FGX331	70	1	1.62	0.61	0.92
	2FGX331	70	2	1.70	0.63	0.91
C	2FEK783	0	1	3.02	1.73	2.27
	2FEK783	0	2	2.99	1.92	2.22
	2FEK783	10	1	3.08	2.06	2.34
	2FEK783	10	2	3.06	2.19	2.34
	2FEK783	30	1	2.58	1.87	2.12
	2FEK783	30	2	2.69	1.96	2.16
	2FEK783	50	1	1.84	1.31	1.56

	2FEK783	50	2	1.90	1.28	1.59
	2FEK783	70	1	1.29	0.66	0.79
	2FEK783	70	2	1.14	0.62	0.90
D	2FGX380	0	1	2.74	1.91	1.90
	2FGX380	0	2	2.60	1.73	2.05
	2FGX380	10	1	2.58	1.76	2.04
	2FGX380	10	2	2.61	1.85	2.00
	2FGX380	30	1	2.01	1.43	1.73
	2FGX380	30	2	1.93	1.44	1.80
	2FGX380	50	1	1.33	0.83	1.24
	2FGX380	50	2	1.22	0.90	1.22
	2FGX380	70	1	1.29	0.64	0.81
	2FGX380	70	2	1.21	0.52	0.74
E	2FJD023	0	1	2.47	1.50	1.83
	2FJD023	0	2	2.63	1.50	1.85
	2FJD023	10	1	2.96	1.83	2.21
	2FJD023	10	2	2.75	1.82	2.20
	2FJD023	30	1	2.83	1.31	1.98
	2FJD023	30	2	2.96	1.47	1.95
	2FJD023	50	1	1.79	0.49	1.38
	2FJD023	50	2	1.96	0.66	1.17
	2FJD023	70	1	1.46	0.44	0.71
	2FJD023	70	2	1.60	0.45	0.81
F	2FJD137	0	1	3.35	1.63	2.09
	2FJD137	0	2	3.68	1.76	1.96
	2FJD137	10	1	3.38	1.95	2.27
	2FJD137	10	2	3.11	1.99	2.41
	2FJD137	30	1	2.62	1.46	1.94
	2FJD137	30	2	2.41	1.41	1.97
	2FJD137	50	1	2.11	1.14	1.40
	2FJD137	50	2	1.91	1.14	1.27
	2FJD137	70	1	1.50	0.70	0.79
	2FJD137	70	2	1.56	0.68	0.98
G	2FDD559	0	1	3.39	1.88	2.06
	2FDD559	0	2	3.49	1.75	2.15
	2FDD559	10	1	3.28	1.62	2.22
	2FDD559	10	2	3.25	1.79	2.27
	2FDD559	30	1	2.93	1.48	1.94
	2FDD559	30	2	2.90	1.45	2.00
	2FDD559	50	1	1.95	1.08	1.25
	2FDD559	50	2	2.09	1.16	1.33
	2FDD559	70	1	1.66	0.69	0.79
	2FDD559	70	2	1.67	0.64	0.84

ANNEXE 2

Résultats de dosage de la testostérone sérique

Tableau 4 : Testostéronémies des sept chiens à J₀, J₇ et J₆₀. Les résultats sont donnés en nanogrammes par millilitre (ng.mL⁻¹).

Nom du chien	J ₀	J ₇	J ₆₀
A	2,16	< 0,10	< 0,10
B	12,02	0,10	< 0,10
C	6,27	< 0,10	< 0,10
D	9,75	< 0,10	< 0,10
E	5,07	0,10	< 0,10
F	4,28	< 0,10	< 0,10
G	2,04	< 0,10	< 0,10

Nota : « < 0,10 » signifie inférieur au seuil de détection de la méthode utilisée.

ANNEXE 3

Résultats de dosage de la protéine C-réactive (CRP) sérique

Tableau 5 : Concentrations sériques en CRP des sept chiens à T₀, T₀ + 6h, T₀ + 24h, T₀ + 72h, T₀ + 168h et T₀ + 336h. Les données sont exprimées en milligrammes par litre (mg.L⁻¹).

	Temps post-opératoire (heures)					
	0	6	24	72	168	336
Chien A	2,00	4,00	19,00	29,00	13,00	8,00
Chien B	2,00	5,00	16,00	23,00	18,00	4,00
Chien C	4,00	8,00	14,00	16,00	21,00	4,00
Chien D	3,00	5,00	11,00	25,00	21,00	9,00
Chien E	3,00	3,00	6,00	14,00	13,00	18,00
Chien F	2,00	5,00	25,00	19,00	16,00	8,00
Chien G	5,00	7,00	23,00	33,00	19,00	7,00
<i>Moyenne</i>	3,00	5,29	16,29	22,71	17,29	8,29
<i>Écart-type</i>	1,15	1,70	6,68	6,90	3,40	4,72
<i>Minimum</i>	2,00	3,00	6,00	14,00	13,00	4,00
<i>Maximum</i>	5,00	8,00	25,00	33,00	21,00	18,00
<i>Médiane</i>	3,00	5,00	16,00	23,00	18,00	8,00

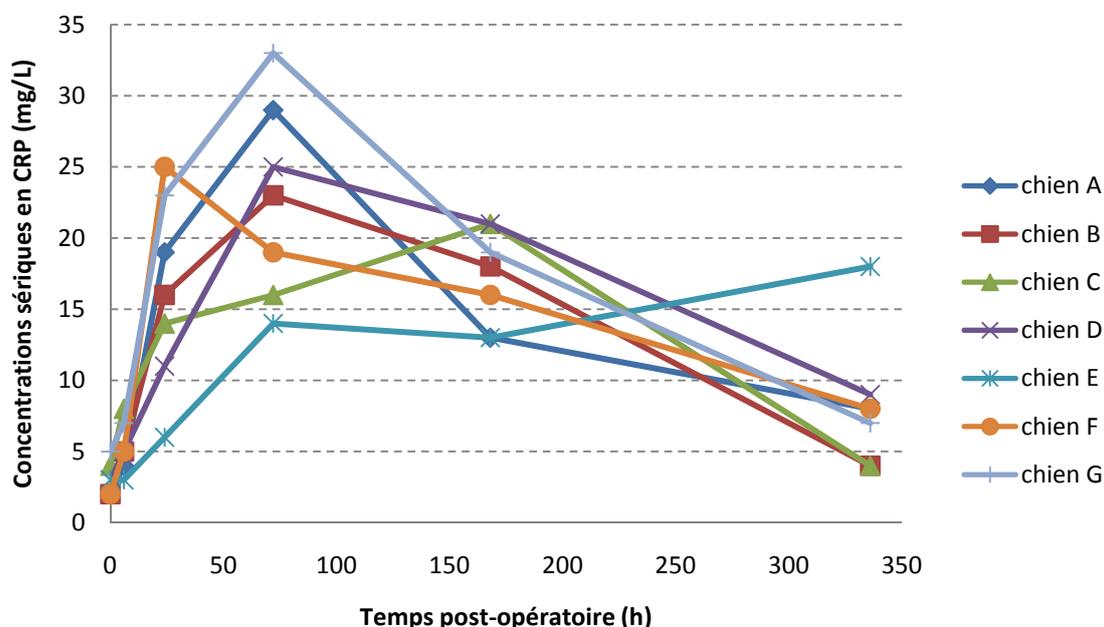


Figure 24 : Graphique traduisant les données du tableau 5.

AGREMENT ADMINISTRATIF

Je soussigné, A. MILON, Directeur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, certifie que

Mr COLSON Arnaud

a été admis(e) sur concours en : 2003

a obtenu son certificat de fin de scolarité le : **12 JUIN 2008**

n'a plus aucun stage, ni enseignement optionnel à valider.

AGREMENT SCIENTIFIQUE

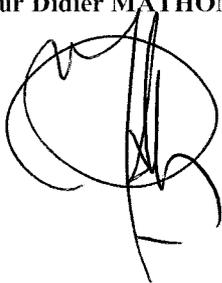
Je soussigné, Monsieur Didier MATHON, Maître de Conférences de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, autorise la soutenance de la thèse de :

Mr COLSON Arnaud

intitulée :

«Traitement de la hernie périnéale chez le chien mâle : Evaluation d'une technique de castration par laparoscopie. »

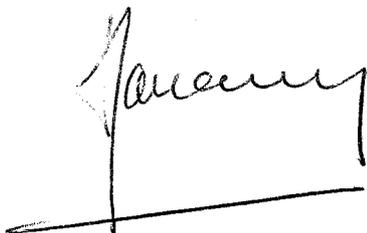
**Le Professeur
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
Docteur Didier MATHON**



**Vu :
Le Directeur
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
Professeur Alain MILON**



**Vu :
Le Président de la thèse :
Professeur Jean-Pierre SARRAMON**



**Vu le :
Le Président
de l'Université Paul Sabatier
Professeur Gilles FOURTANIER**



TOULOUSE, 2009

NOM : COLSON

Prénom : Arnaud

TITRE : Traitement de la hernie périnéale chez le chien mâle : évaluation d'une technique de castration par laparoscopie.

RÉSUMÉ : La hernie périnéale affecte le plus souvent le chien mâle non castré d'âge moyen. La testostérone joue un rôle important dans la physiopathologie de cette affection ; c'est pourquoi, la castration est une phase essentielle du traitement chirurgical de la hernie périnéale. La castration par laparoscopie semble être un moyen efficace et peu invasif. La technique chirurgicale par laparoscopie présentée ici a été étudiée sur un lot de 7 chiens pendant plus de 3 mois. Elle consiste en une section des pédicules testiculaires par électrocoagulation, ce qui induit une atrophie testiculaire et un effondrement quasi immédiat de la testostéronémie. Elle peut être couplée à une colopexie transabdominale par laparoscopie. Même si elle nécessite du matériel onéreux et de l'expérience, l'absence de douleur post-opératoire et l'amointrissement des risques chirurgicaux permettent d'en envisager l'application en routine clinique.

MOTS-CLÉS : chien, hernie périnéale, laparoscopie, technique chirurgicale, castration.

ENGLISH TITLE : Treatment of perineal hernia in male dogs: assessment of laparoscopic castration.

ABSTRACT: Perineal hernia is most common in entire male middle-aged dogs. Testosterone plays an important part in the pathophysiology of this disease; that is why castration is an essential time of the surgical treatment of perineal hernia. Laparoscopic castration seems to be an efficient and not very invasive tool. The laparoscopic surgical procedure described here was studied on 7 male dogs for more than 3 months. It consists in cutting the testicular pedicles by electrosurgery, which induces testicular atrophy and a near decrease of the testosteronemia. It can be coupled up with a transabdominal laparoscopic colopexy procedure. Even if it requires expensive material and experience, the lack of postoperative pain and the decrease of surgical risks lead to plan its use in routine clinics.

KEY WORDS: dog, perineal hernia, laparoscopy, surgical technique, castration.