

**REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE**

**UNIVERSITE IBN KHALDOUN DE TIARET
INSTITUT DES SCIENCES VETERINAIRES
DEPARTEMENT DE SANTE ANIMALE**

**PROJET DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU
DIPLOME DE DOCTEUR VETERINAIRE**

SOUS LE THEME

***LE TRAITEMENT CHIRURGICAL DES
ORCHITES CHEZ LE BELIER
« CAS CLINIQUE »***

PRESENTE PAR:

Mr: KAHLOUCHE ABDENOUR

ENCADRE PAR:

DR: HAMDI .M



Remerciements

Avant de présenter le contenu de notre travail, nous tenons à remercier le dieu et toute personne ayant apporté son soutien pour l'élaboration du présent mémoire.

En particulier, Nous tenons à exprimer nos profondes gratitudee à **Dr : *Hamdi M*** pour avoir accepté de nous encadrer afin de réaliser notre travail ; pour leurs précieux conseils, et gentillesse.

Nous remercions également les membres du jury d'avoir accepté d'examiner ce travail

DEDICACES

Je dédie ce modeste travail à ceux qui méritent le plus de ma reconnaissance

Ma gratitude et mon grand amour à ceux qui m'ont apportés toujours soutien et bonheur de la vie:

A mes chers parents qui m'ont encouragé et soutenu pendant toutes mes études,

Mon père : **NOUREDDINE**

Pour toi très chère mère que dieu te garde en bonne santé toujours parce que C'est elle qui me poussé d'aller en avant toujours **YOUCEF SBA FATIMA**

A mes adorables frères : **ABDELHAFIDH, ABDERRAHMAN**, surtout le benjamin **KHALED**

A Mes très chers grands-parents **M'HAMED** et **MILOUDI KHEIRA** que dieu vous gardez en bonne santé toujours

A l'âme de mes grands-parents **YOUCEF SBA ALI** et **YOUCEF SBA BADRA**,
Dieu admettent eux au Paradis.

A Mes très chers **ONCLES** et **Tantes** et **leurs ENFANTS**

Au Docteurs vétérinaire : **LANKRI LACEN** et tous mes amis et toute ma grande famille.

KAHLOUCHE ABDENOUR

LISTE DES FIGURES

Figure 01 : Coupe horizontale du testicule gauche et de ses enveloppes d'après Barone (1990)

Figure 02 : Vue caudale du testicule et de l'épididyme gauche d'un taureau (d'après Barone, 1990)

Figure 03 : Appareil uro-génital d'un bélier (d'après Barone, 1990)

Figure 04 : Situation anatomique et structure hypothalamo-hypophysaire d'après Bonnes et al. (2005).

Figure 05 : Site d'injection et position de l'aiguille lors de l'anesthésie du testicule (Thurman et al., 1996)

Figure 06 : Site d'injection et position de l'aiguille lors de l'épidurale entre la 1ère et la 2ème vertèbre coccygienne (à gauche) ou entre la dernière vertèbre sacrale et la première coccygienne (à droite) (Guatteo et Holopherne, 2006)

Figure 07: Site d'injection et position de l'aiguille lors de l'épidurale entre la 1ère et la 2ème vertèbre coccygienne (à gauche) ou entre la dernière vertèbre sacrale et la première coccygienne (à droite) (Guatteo et Holopherne, 2006)

Figure 08: Pince de Burdizzo schématisée (Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation d'Ontario, 2007)

Figure 09 : Visualisation des sites de pose de la pince de Burdizzo (Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation d'Ontario, 2007).

Figure 10: Élasteur permettant la pose des élastiques (à gauche) (Ministère de l'agriculture et de l'alimentation d'Ontario, 2007) et outil permettant la pose d'une bande de Callicrate® (à droite) (Capucille et al., 2002).

Figure 11 : Site de pose de l'élastique ou de la bande en région du scrotum (Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation d'Ontario, 2007)

Figure 12 : Incision sur le 1/3 inférieur du scrotum (à gauche) ou au niveau de chaque testicule (à droite) (Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation d'Ontario, 2007)

Figure 13: Émasculateur (Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation d'Ontario, 2007)

LISTE DES PHOTOS

Photo 1 : orchite bilatérale d'un bélier

Photo2 : Le matériel chirurgical nécessaire

Photo3: La mise en place du champ opératoire et la désinfection du site d'injection

Photo4 : Anesthésie du premier cordon spermatique

Photo5 : Anesthésie de la ligne d'incision

Photo 6 : Préparation aseptique de la région inguinale et scrotale

Photo7 : Animal placé en décubitus latéral pour subir l'opération

Photo 8: Incision cutané

Photo 9: La dissection sous-cutanée

Photo10 : Isolement du premier cordon spermatique

Photo 11: Deuxième incision cutané parallèle à la première

Photo 12 : Les deux cordons spermatiques libérer

Photo 13 : Ecrasement du cordon spermatique

Photo 14 : Ligature transfixante du cordon spermatique

Photo 15 : Résection du cordon spermatique

Photo 16 : Les deux cordons spermatiques coupés

Photo 17: Elimination des deux testicules atteints avec le scrotum

Photo 18 : Suture de la peau avec des points simples

Photo 19 : Aspect des testicules après ablation

Photo 20 : Bélier après castration

Photo 21 : Œdème postopératoire excessif de la région inguinale

LISTE DES TABLEAUX

Tableau n°1 :L'examen général

Table des matières

REMERCIEMENTS

DEDICACES

LISTE DES FIGURES

LISTE DES PHOTOS

LISTE DES TABLEAUX

TABLE DES MATIERES

INTRODUCTION09

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I : Rappel anatomophysiologique de l'appareil génital du bélier

I - la section glandulaire	12
I-1- Les testicules	12
I-2- Les glandes annexes	13
I-2-1- Les vésicules séminales	14
I-2-2- La prostate	14
I-2-3- Les glandes bulbo-urétrales	14
II- la section tubulaire	14
II-1- Les épидidymes	14
II-2- Canal déférent	16
III- le sinus uro-génital	16
IV- La vascularisation des testicules	17
V- Bases physiologiques de la reproduction	18

I- Le système nerveux central	18
I-1- L'hypothalamus.....	18
I-2- L'hypophyse	20
I-3- La glande pinéale	21
II- Les testicules	21
II-1- La fonction	21
II-2- Description et régulation hormonale de la spermatogenèse	22
II-3- Régulation thermique du testicule	24

CHAPITRE II : Les affections testiculaires chez le bélier

I -Pathologies du scrotum	26
II -Pathologies du testicule	26
II-1- Dégénérescence testiculaire	26
II-2- Hypoplasie testiculaire	27
II-3- Cryptorchidisme (cryptorchidie)	27
II-4- Orchite	28
II-4-1- La Brucellose ovine	28
II-5- Pathologies de l'épididyme	28
II-5-1- Epididymite contagieuse du bélier	29
II-6- Spermastase	29
II-7- Tumeurs testiculaires	29
III -Pathologies diverses	29

CHAPITRE III : Différentes techniques d'anesthésie et de castration

I - Anesthésie loco-régionale	32
I-1- Définitions	32
I-2- Anesthésie locale	32
I-3- Monographies brèves de quelques molécules	33

I-4- Réalisation de l’anesthésie locale lors de la castration	34
II- Anesthésie épidurale	35
II-1- Réalisation de l’épidurale	35
II-2- Protocoles	36
III- Techniques de castration	37
III-1- Castration non sanglante	38
III-2- Castration chirurgicale ou sanglante	41
PARTIE EXPERIMENTALE	
I- Lieu d’expérimentation	45
II- Description du cas	45
III- Matériel chirurgical et consommables	46
III-1- Matériel chirurgical	46
III-2- Consommables	47
III-3- Méthode	47
A. Temps préopératoire	47
A-1- Anamnèse	47
A-2- l’Examen général	48
A-3- L’anesthésie locale	48
B. Le temps opératoire	50
C. Temps postopératoire	63
C-1- Suivi et soins post-opératoires	63
C-2- Complications Postopératoires	63
CONCLUSION	65
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUE	

INTRODUCTION

Les affections testiculaires peuvent survenir à tout moment de la vie de l'animal, elles peuvent d'être d'importance majeure à causes des répercussions néfastes sur la fertilité, pouvant mener à la stérilité et elles peuvent aussi être à l'origine des répercussions systémiques en affectant l'état général de l'animal.

La castration est définie comme « une opération ayant pour but de priver un individu de la faculté de se reproduire ». Ce terme est souvent employé dans le sens plus restreint d'ablation des deux testicules ou des deux ovaires, et l'on parle alors d'orchidectomie et d'ovariectomie, Respectivement. (GARNIER M, DELAMARE V, 2006).

Les principales indications de castration sont la préparation à l'engraissement d'animaux destinés à la boucherie, domestication des mâles, élimination de la reproduction de sujets mâles aux qualités insuffisantes (sélection zootechnique), porteurs d'affections héréditaires.

Les indications secondaires se présentent lors d'affection génitale mettant en jeu la survie d'un ou des testicules : orchite, épидидymite, tumeur testiculaire, traumatisme testiculaire.....ect.

Cette thèse concerne le traitement chirurgical des orchites chez le bélier, L'objectif de cette étude est de décrire les différentes techniques de castration chez les petits ruminants.

Dans un premier temps, une étude bibliographique comporte des éléments d'anatomie de l'appareil génital, des pathologies du male ainsi que les techniques d'anesthésie et de castration actuellement utilisées ainsi que les complications qui peuvent s'ensuivre, et dans un second temps une partie expérimentale qui décrit le traitement d'une orchite chez un bélier.

PARTIE

BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I : RAPPEL
ANATOMOPHYSIOLOGIQUE
SUR L'APPAREIL GENITALE DU
BELIER

L'appareil génital mâle est formé par l'ensemble des organes chargés de l'élaboration du sperme et du dépôt de celui-ci dans les voies génitales de la femelle où se réalise la fécondation (Barone, 1978).

En général, il comporte trois grandes parties, dont chacune possède son équivalent dans l'appareil génital femelle qui sont : la section glandulaire, la section tubulaire et le sinus urogénital.

I- la section glandulaire :

Comprenant deux gonades : « les testicules », et les glandes annexes.

I-1-Les testicules:

La région scrotale forme chez le bélier une masse ovoïde, bilobée, longuement et verticalement pendante sous la région inguinale et attachée à la paroi abdominale inférieure. Le testicule ou glande génitale est un organe pair, très mobile dans les bourses, plus sphéroïde chez le bélier que chez le taureau, il est aussi plus volumineux et plus pesant en proportion ; son poids unitaire varie de 170 à 300 grammes (Barone, 1978 ; Montane et al., 1978 ; Bonnes et al., 2005).

Sa taille, qui varie selon plusieurs facteurs (race, individus, stades physiologiques.....), est en moyenne de 10 cm de long, 6 cm de large, et 6 cm d'épaisseur ; le rapport poids du testicule/poids du corps chez le bélier est égal à 1/200 (Dadoune et Demoulin, 2001 ; Bonnes et al., 2005), ce rapport est élevé comparativement à d'autres espèces telles que : l'homme (1/1500), le lapin (1/700), ou le taureau (1/640) (Vaissaire, 1977 ; Dadoune et Demoulin, 2001).

Le testicule est protégé par des enveloppes superposées et d'origines très différentes.

En surface se trouve le scrotum, qui est constitué par :

- Une peau mince, souple, recouverte de jarre, et formant un sac commun aux deux testicules pourvu d'un sillon médian : le raphé.
- Le dartos peu épais, constitué de fibres musculaires lisses et de fibres élastiques, et formant un sac autour de chaque testicule.

En intermédiaire se trouve la tunique fibreuse : tissu conjonctif sous cutané, très mobile.

En profondeur se trouve le crémaster ; ce muscle joue un rôle important dans la thermorégulation testiculaire par ses contractions qui permettent d'éloigner ou de rapprocher les gonades du corps. Le crémaster est localisé du côté externe de l'enveloppe fibro-séreuse,

Rappel anatomophysiologique de l'appareil génital du bélier

cette dernière forme un sac allongé engainant le testicule, l'épididyme et le cordon testiculaire (Vaissaire, 1977 ; Barone, 1978 ; Bonnes et al, 2005).

Plus profondément chaque testicule est revêtu d'une capsule fibreuse, l'albuginée, qui s'enfonce dans la profondeur du testicule pour constituer le corps de Highmore, perforé par des vaisseaux, et le rete testis. Entre l'albuginée et le corps de Highmore sont tendues des cloisons ou septa, souvent incomplètes qui délimitent environ deux à trois cents lobules testiculaires, chacun contenant 1 à 4 tubes séminifères (Dadoune et Demoulin, 2001).

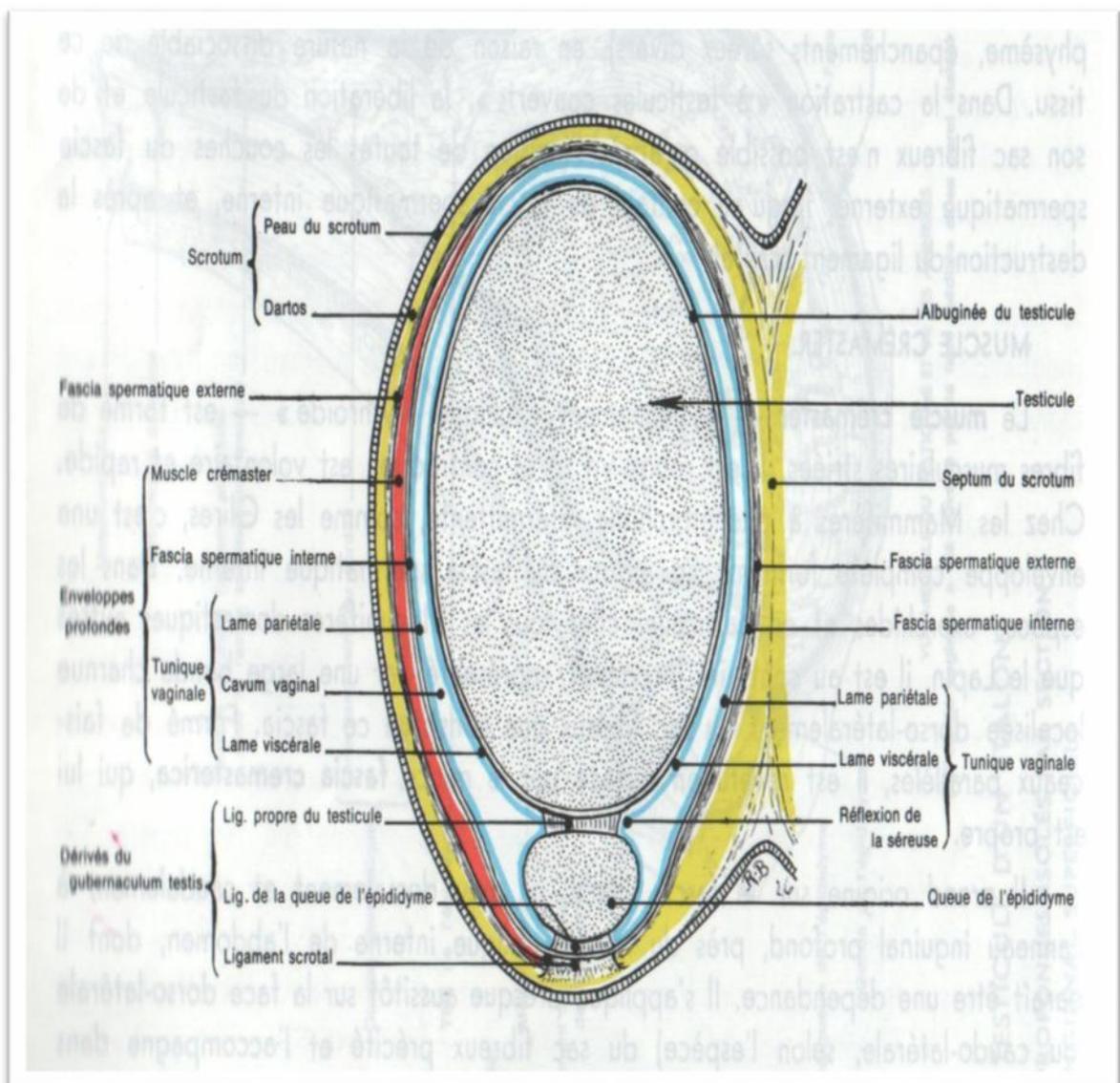


Figure 1 : Coupe horizontale du testicule gauche et de ses enveloppes d'après Barone (1990)

I -2- Les glandes annexes:

Elles sont chargées de l'élaboration du plasma séminal, qui assure la dilution, la nutrition et permet les mouvements des spermatozoïdes (Kolb, 1975). Mélangé aux spermatozoïdes, il constitue le sperme dans l'urètre (Luquet *et al.*, 1978 ; Setchell, 1991 ; Bonnes *et al.*, 2005).

I - 2 - 1 - Les vésicules séminales

Font suite au canal déférent, situées dorsalement et un peu latéralement à ce dernier, entre la vessie et le rectum (Barone, 1990). Elles déversent leurs sécrétions dans l'urètre par l'intermédiaire du conduit éjaculateur (Kolb, 1975 ; Barone, 1990 ; Bonnes *et al.*, 2005). Chaque glande vésiculaire est allongée, ovoïde, lobulée et son extrémité crâniale est libre et revêtu par le péritoine, qui descend plus au moins loin sur la partie moyenne de l'organe (Barone, 1990 ; Getty, 1975).

Leurs sécrétions constituent une grande partie du liquide séminale (60% du volume total du sperme) (Bonnes *et al.*, 2005). Il s'agit d'un liquide riche en fructose qui constitue une source d'énergie pour les spermatozoïdes selon (White et Wales (1961)) et (Bonnes *et al.* (2005)), en acide citrique et en prostaglandines (Setchell, 1991 ; Baril *et al.*, 2005).

-2-2-La prostate

De 3 à 5 centimètres d'épaisseur, elle est située dans la paroi de l'urètre pelvien, il n'y a pas de partie conglomérée (corps) de la prostate, mais la partie disséminée est très développée. Chez le bélier, elle ne s'étend pas à la face ventrale de l'urètre. Le liquide prostatique étant riche en acides aminés, enzymes, fructose et surtout en Zinc (rôle bactéricide), contribue d'une grande part dans la formation du sperme (Barone, 1978).

I-2-3-Les glandes bulbo-urétrales

Glande paire, appelée glande de Cowper, elle est peu volumineuse chez les petits ruminants, globuleuse, de taille d'une noisette et d'une largeur de 1cm (Barone, 1990 ; Setchell, 1991), étendu du revers médial de la tubérosité ischiatique à la face dorsale de la terminaison de l'urètre pelvien (Barone, 1990). Elle secrète un liquide clair visqueux à pH alcalin (pH=7,8) servant au nettoyage et à la lubrification de l'urètre juste avant l'éjaculation (Barone, 1978 ; Noakes *et al.*, 2001).

II- la section tubulaire : constituée par l'épididyme, et le canal déférent.

II-1-Les épидидymes:

Rappel anatomophysiologique de l'appareil génital du bœlier

L'épididyme (Figure 2) est un organe pair, allongé et solidarisé au testicule. Chaque épididyme reçoit de l'extrémité capitée du testicule les canalicules efférents et se continue à son extrémité opposée par le conduit déférent. L'épididyme contourne le testicule médialement, qu'il déborde par ses deux extrémités plus volumineuses. Il est constitué de trois parties : la tête, le corps et la queue. Chez le bœlier, la tête est large et plate et couvre le tiers dorsal du bord libre du testicule. La queue couvre d'abord l'extrémité caudée du testicule puis passe du côté médial où elle se poursuit par le conduit déférent qui s'abouche à l'urètre pelvien. Chez le bœlier, l'ampoule du conduit déférent mesure 6 à 7 cm sur 6 à 7 mm.

L'épididyme entretient des connexions avec le testicule. La tête de l'épididyme est en continuité de substance avec l'extrémité capitée du testicule et unie au testicule par le ligament de la tête de l'épididyme. La queue de l'épididyme est unie à l'extrémité caudée du testicule par le ligament propre du testicule. Enfin, entre ces extrémités, l'épididyme est détaché du testicule et repose sur sa face médiale.

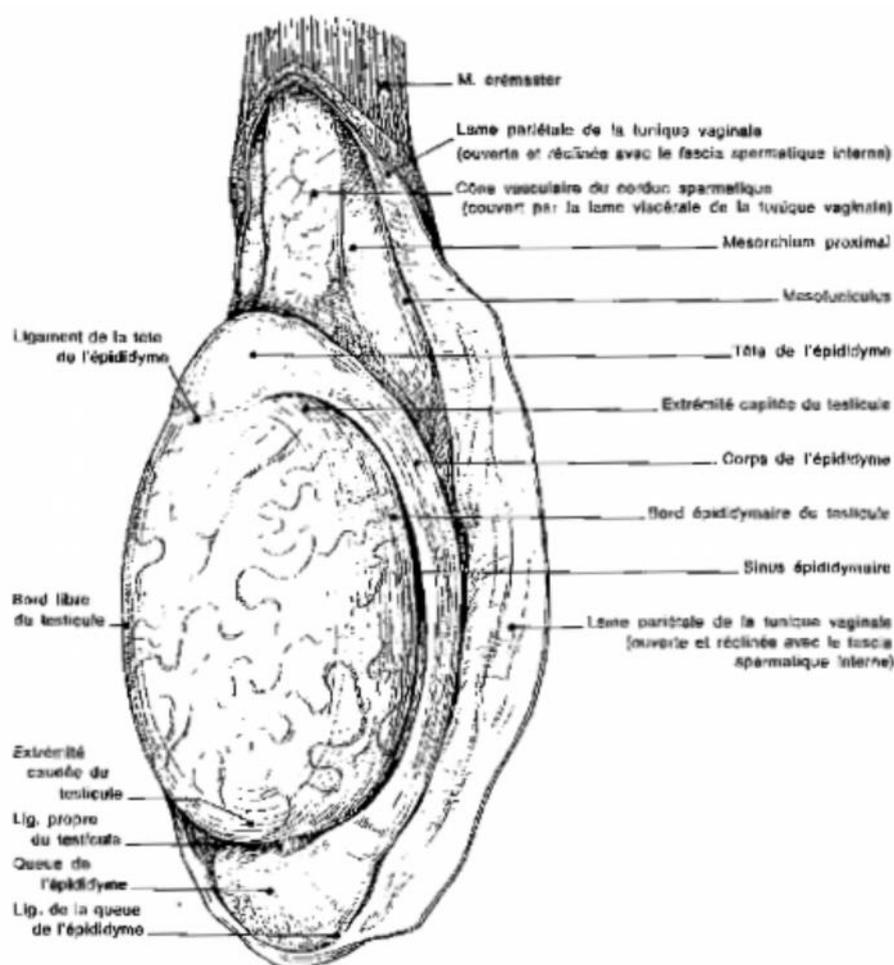


Figure 2 : Vue caudale du testicule et de l'épididyme gauche d'un taureau (d'après Barone, 1990)

II-2-Canal déférent :

Faisant suite au canal épидидymaire, ce canal s'engage dans le trajet inguinal où il contribue à former le cordon testiculaire, il pénètre dans la cavité abdominale et atteint la face dorsale de la vessie formant un très léger renflement pelvien avant de se jeter dans l'urètre (Barone, 1978 ; Bonnes et al., 2005).

III- le sinus uro-génital :

comprenant l'urètre et l'appareil copulateur

L'urètre est un long conduit impair servant à l'excrétion de l'urine et celle du sperme, il est divisé en deux parties anatomiquement distinctes (Barone, 1990):

- l'urètre pelvien logé dans le bassin,
- l'urètre extra-pelvien entièrement recouvert par l'albuginé et soutenu par deux cordons fibro- spongieux.

Le pénis est l'organe copulateur du mâle (Vaissaire, 1977). Il est de type fibro-élastique, mesurant 40 centimètres en moyenne, il porte a son extrémité un appendice vermiforme qui est spécifique a l'espèce ovine, sa structure tissulaire lui permet de s'éjecter au moment de l'accouplement et de déposer la semence dans les voies génitales femelles (Barone, 1990). Il est formé par l'urètre pelvien auquel sont annexés des muscles et des formations érectiles (Bonnes *et al.*, 2005).

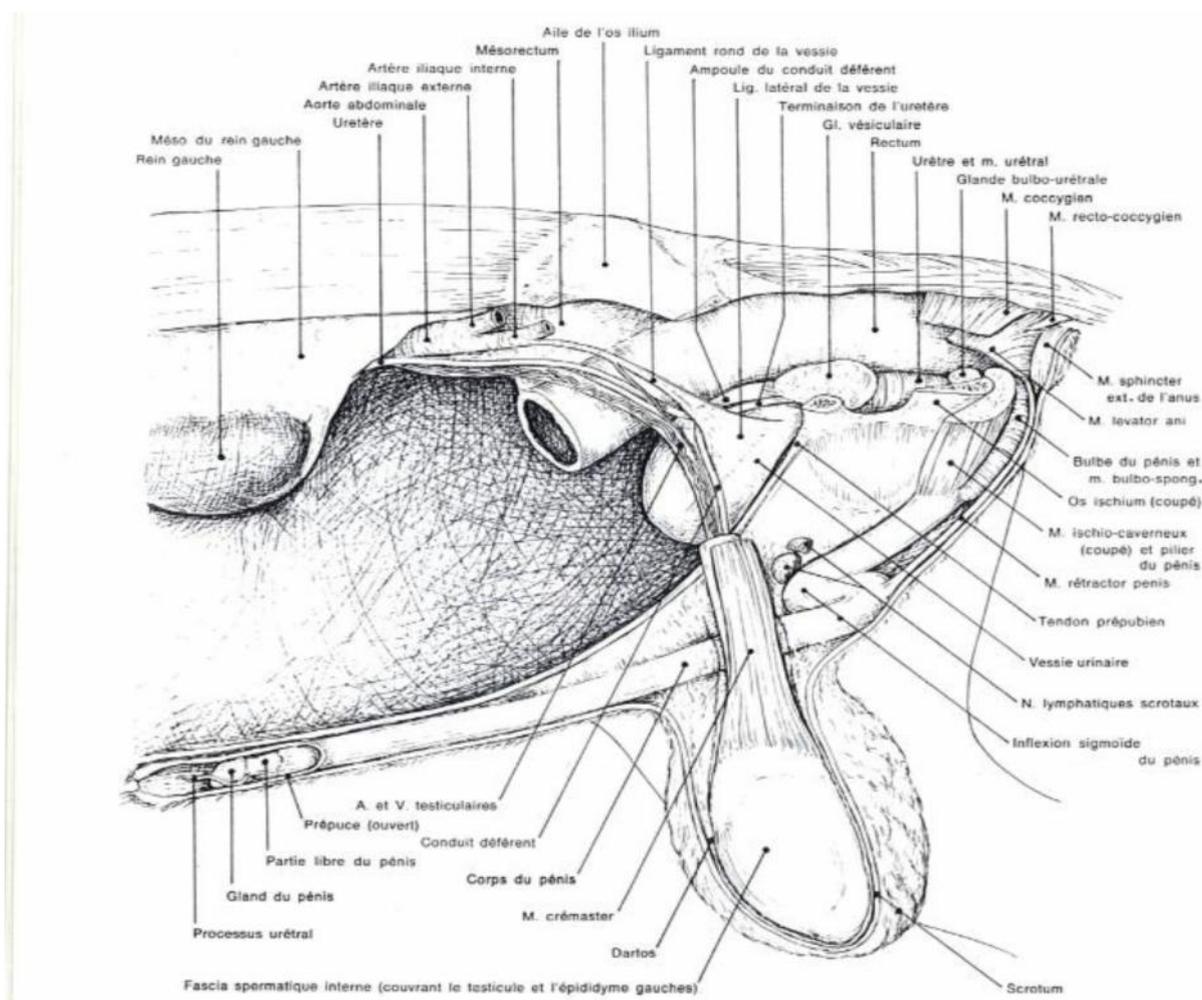


Figure 3 : Appareil uro-génital d'un bœlier (d'après Barone, 1990)

IV - La vascularisation des testicules :

Les vaisseaux du testicule sont constitués par l'artère et la veine testiculaires qui constituent le plexus pampiniforme.

L'artère testiculaire amène le sang au testicule. Elle constitue une part importante du cône vasculaire du cordon spermatique. Au niveau du bord libre du testicule, elle envoie des collatérales principales qui pénètrent dans la charpente fibreuse près du bord épидidymaire pour rejoindre le *mediastinum testis*.

La veine testiculaire se constitue à distance du testicule, généralement à l'extrémité du cône vasculaire, à proximité de l'anneau inguinal profond.

Le plexus pampiniforme se situe à la sortie du testicule. Les mailles des veines testiculaires enserrant les circonvolutions de l'artère et assurent le refroidissement du sang

artériel avant son arrivée au testicule. A ce niveau, le bélier présente de nombreuses anastomoses artérioveineuses.

V- Bases physiologiques de la reproduction :

Le système reproducteur a pour fonction principale de veiller à la perpétuation de l'espèce, d'où son importance. Même si le système reproducteur n'est pas indispensable à la vie de l'animal, il est parfaitement intégré dans l'ensemble des organes corporels, et son fonctionnement correct nécessite une activité normale de tout l'organisme et plus particulièrement du système endocrinien.

I- Le système nerveux central

Chez les mammifères, les processus de reproduction sont contrôlés par le système nerveux central, au niveau duquel les informations qui ayant pour origine les différents stimuli externes (visuel, auditif, tactile ou olfactif) sont analysées puis traduites par l'hypothalamus en un signal humoral qui sera transmis à la glande pituitaire. Cette dernière répond par la sécrétion d'hormones gonadotropes qui assurent la régulation des hormones testiculaires (Karsch, 1984).

Le cerveau par toutes les perceptions agit sur le fonctionnement hormonal et donc sur toute l'activité sexuelle. Les perceptions telles que la vue, l'ouïe et l'odorat, perçu par le cerveau supérieur (le cortex), excitant l'hypothalamus à la fois par les fibres nerveuses et par une hormone "la sérotonine", ces stimulations sont indispensables à "la mise en condition" des mécanismes sexuels (Soltner, 2001).

La fonction de reproduction est réglée par un système hormonal au sein duquel l'hypothalamus et l'hypophyse jouent un rôle essentiel (figure 3), le fonctionnement des gonades est contrôlé par les hormones gonadotropes de l'hypophyse dont la sécrétion elle-même est sous l'influence de facteurs hypothalamiques (Bonnes *et al.*, 2005). L'hypothalamus est en étroite connexion fonctionnelle avec l'hypophyse qui exerce sur lui une influence tantôt excitatrice tantôt inhibitrice, cette association est désignée sous le nom du complexe "hypothalamo-hypophysaire"(Kolb, 1975)

I.1-L'hypothalamus

L'hypothalamus apparait comme un véritable chef d'orchestre du système hormonal (Bonnes *et al.*, 2005). Dans le sens antéropostérieur, il s'étend entre le chiasma optique et la commissure vers l'avant, et les corps mamillaires vers l'arrière. Latéralement, l'hypothalamus est limité par un plan passant par la capsule interne et en haut par un

plan passant par le sillon de Monro et les segments antérieurs du corps strié (Gayrard, 2007).

Il limite les parois inférieures et latérales du troisième ventricule de l'encéphale (Barone, 2004). Il est constitué d'un ensemble de neurones particuliers ; qui sont à la fois des cellules nerveuses et des cellules sécrétrices (cellules neurosécrétrices) (figure 3) et reçoivent des stimulations venues des centres nerveux supérieurs (Bonnes *et al.*, 2005), réagissant ainsi par la libération d'hormones (Kolb, 1975 ; Bonnes *et al.*, 2005), qui à leurs tours agissent sur l'activité sécrétoire de l'hypophyse (Barone, 2004). Les cellules neurosécrétrices sont regroupées en noyaux (Stabenfeldt, 1992).

Certains noyaux sont constitués de neurones de grande taille dont les axones se prolongent dans la posthypophyse et forment la voie hypothalamo-posthypophysaire. D'autres noyaux regroupent des neurones de plus petite taille dont les terminaisons viennent au contact de système vasculaire porte et permettent ainsi une connexion hypothalamo-antéhypophysaire (Bonnes *et al.*, 2005).

Chaque noyau hypothalamique regroupe des neurones spécialisés dans la sécrétion d'une même neurohormone. On appelle neurohormones ou neurosécrétions tous les facteurs ou hormones de nature protidique synthétisés par les neurones hypothalamiques, ces substances sont élaborées dans le corps cellulaire des neurones et emballées dans des vésicules, cheminent dans les axones situés à proximité soit du système vasculaire porte pour gagner l'antéhypophyse, soit du réseau capillaire de la posthypophyse (Bonnes *et al.*, 2005).

Au sein de l'hypothalamus ont été individualisés un certain nombre de noyaux : supraoptique, paraventriculaire, infundibulaire et les noyaux accessoires. Ces noyaux sont les lieux d'élaboration des hormones hypothalamiques (Gayrard, 2007).

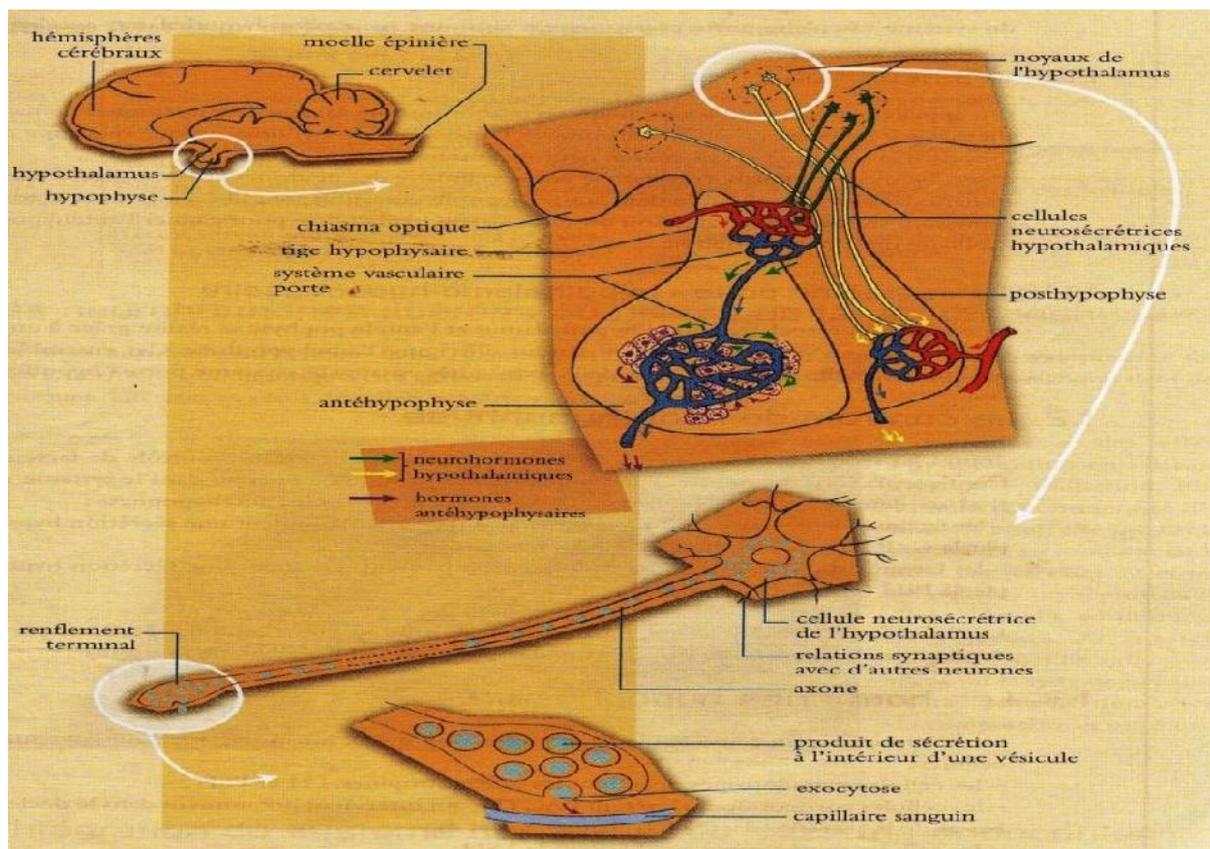


Figure 4: Situation anatomique et structure hypothalamo-hypophysaire d'après Bonnes et al. (2005).

I.2-L'hypophyse

L'hypophyse ou glande pituitaire est une petite glande, située à la base de la cavité crânienne. Elle résulte de l'union d'une partie glandulaire, l'antéhypophyse ou adénohypophyse (responsable de la sécrétion du follicle-stimulating hormone FSH et du luteinizing hormone LH), et d'une expansion de l'encéphale, la posthypophyse ou neurohypophyse : cet ensemble est lié à l'hypothalamus par la tige hypophysaire ou bien lobe intermédiaire (Karch, 1984 ; Hanzen, 1988 ; Johnson, 1991; Stabenfeldt, 1992).

L'adénohypophyse comporte trois parties : le lobe antérieur ou distal, le lobe intermédiaire et le lobe tubéral qui enveloppe l'éminence médiane et une partie de la tige infundibulaire (Karsch, 1984). La neurohypophyse est formée essentiellement de tissu nerveux richement vascularisé ou on distingue des petites cellules névrologiques et des fibres nerveuses amyéliniques dont les corps cellulaires se trouvent au niveau des noyaux supraoptiques et paraventriculaires de l'hypothalamus (Vaissaire, 1977).

La connexion vasculaire entre l'hypothalamus et l'antéhypophyse se réalise grâce

à un réseau capillaire qui permet au sang venant de l'hypothalamus d'irriguer l'antéhypophyse. Cet ensemble veineux inhabituel qui comporte des capillaires à ses deux extrémités est appelé « système porte » hypothalamo-hypophysaire (Bonnes *et al.*, 2005).

L'hypophyse est une glande qui produit des substances libérées dans la circulation générale, assurée par 5 différents types de cellules (somatotropes, corticotropes, mammotropes, thyrotropes et gonadotropes) qui sécrètent 6 hormones (l'hormone de croissance ou somatotropine GH, la corticotropine (ACTH), la prolactine (PRL), la thyrotropine (TSH) et les gonadotropines: LH et FSH) (Kolb, 1975; Bonnes *et al.*, 2005; Gayrard, 2007).

I.3-La glande pinéale

La glande pinéale ou épiphyse doit sa nomination à sa forme en cône de pin (Barone, 2004) et se trouve appendue à la partie postérieure du 3^{ème} ventricule en avant des tubercules quadrijumeaux (Vaissaire, 1977). Véritable glande endocrine, elle est pourvue de cellules caractéristiques : les pinéalocytes ou endocrinocytes pineaux, qui constituent des neurocytes photorécepteurs, fonctionnant comme tels chez les vertébrés inférieurs, ont perdu chez les mammifères leurs prolongements récepteurs mais restent indirectement sensibles aux variations de la photopériode (Barone, 2004).

Sous le contrôle de l'hypothalamus, de la formation réticulaire et du système sympathique, les pinéalocytes excitées par les terminaisons de fibres provenant du ganglion cervical crânial, interviennent par la sécrétion de la mélatonine en période d'obscurité (Barone, 2004). D'ailleurs, l'ablation des fibres sympathiques, juste après la naissance inhibe l'augmentation nocturne de la mélatonine (Ebling et Foster, 1989). Cette hormone régit les rythmes circadiens et les variations saisonnières du fonctionnement de l'appareil génital (Barone, 2004).

II- Les testicules

II-1-La fonction :

Elle est double: endocrine et exocrine :

- Fonction endocrine: production de testostérone par les cellules de Leydig, cette hormone stimule la spermatogenèse, la maturation des organes génitaux, l'apparition des caractères sexuels secondaires, suscite l'émergence de la libido, et participe au rétrocontrôle

hormonal hypothalamo-hypophyso-gonadique; outre la testostérone, les cellules de Leydig sécrètent de l'estradiol, en quantité variables selon les espèces (Robel, 2003).

- Fonction exocrine: production de spermatozoïdes dans les tubules séminifères. Associés aux sécrétions des glandes annexes, ils constituent le sperme, émis lors de l'éjaculation (Parapanov et Vargas, 2009).

II -2-Description et régulation hormonale de la spermatogenèse :

La spermatogenèse se déroule au niveau de l'épithélium des tubes séminifères, le démarrage de celle-ci s'effectue à la puberté qui se caractérise par l'augmentation du volume testiculaire suite à l'augmentation de la longueur et du diamètre des tubules et la formation de la lumière dans ces derniers.

Les spermatozoïdes sont formés à partir des spermatogonies, l'épithélium bordant les tubes est essentiellement constitué de grandes cellules pyramidales appelées cellules de Sertoli, qui les supportent et les nourrissent, d'un tissu interstitiel renfermant l'innervation et l'irrigation du tube ainsi que d'îlots de petites cellules dites de Leydig.

Le développement des spermatogonies en spermatozoïdes est organisé selon un ordre spatial et temporel rigoureux ; l'entrée en spermatogenèse de différents îlots de spermatogonies se fait en effet de façon régulière et cyclique : tous les 10 jours chez le bélier. Un cycle complet dure par ailleurs 49 jours, toujours chez le bélier.

Chaque cycle implique trois divisions successives de spermatogonies en spermatocytes de 1^{er} puis de 2^{ème} ordre et enfin en spermatides qui vont mûrir pour devenir des spermatozoïdes libres en se détachant du compartiment apical des cellules de Sertoli (Gilles et al., 2006).

Ces différentes étapes sont sous contrôle de l'axe gonadotrope, classiquement hiérarchisé sur le modèle de la figure n°1. La gonadolibérine, ou GnRH (Gonadotropin-Releasing Hormone), de l'hypothalamus contrôle la sécrétion de deux gonadotrophines hypophysaires, la LH (Luteinizing Hormone), ou ICSH (Interstitial Cell Stimulating Hormone), et la FSH (Follicle Stimulating Hormone), qui agissent en retour de façon trophique sur les gonades.

La LH intervient essentiellement en contrôlant la production de testostérone des cellules de Leydig, alors que la FSH agit directement sur les cellules de Sertoli qui jouent un rôle important dans le contrôle du métabolisme et de la différenciation des cellules germinales. En effet sous l'influence de FSH, elles sécrètent différents composés intervenant dans la nutrition

Rappel anatomophysiologique de l'appareil génital du bélier

des cellules de la lignée germinale, ainsi que de nombreux facteurs spermatogénétiques et endocrines, parmi lesquels :

- Une inhibine ou une activine, inhibant ou activant, selon le cas, en rétroaction la production des gonadotrophines hypophysaires ainsi que les productions des cellules de Leydig ;

- Un facteur de liaison des androgènes : ABP (Androgènes Binding Protein), liant la testostérone et assurant son maintien en concentration élevée dans les fluides tubulaires et épидидymaires ;

Différents facteurs de croissance et de différenciation des spermatogonies tels que : les FGF et β (Fibroblast Growth Factor), l'IGF1 (Insulin-like Growth Factor), et l'Interleukine II, etc. (Gilles et al., 2006 ; Silverthorn et al., 2007).

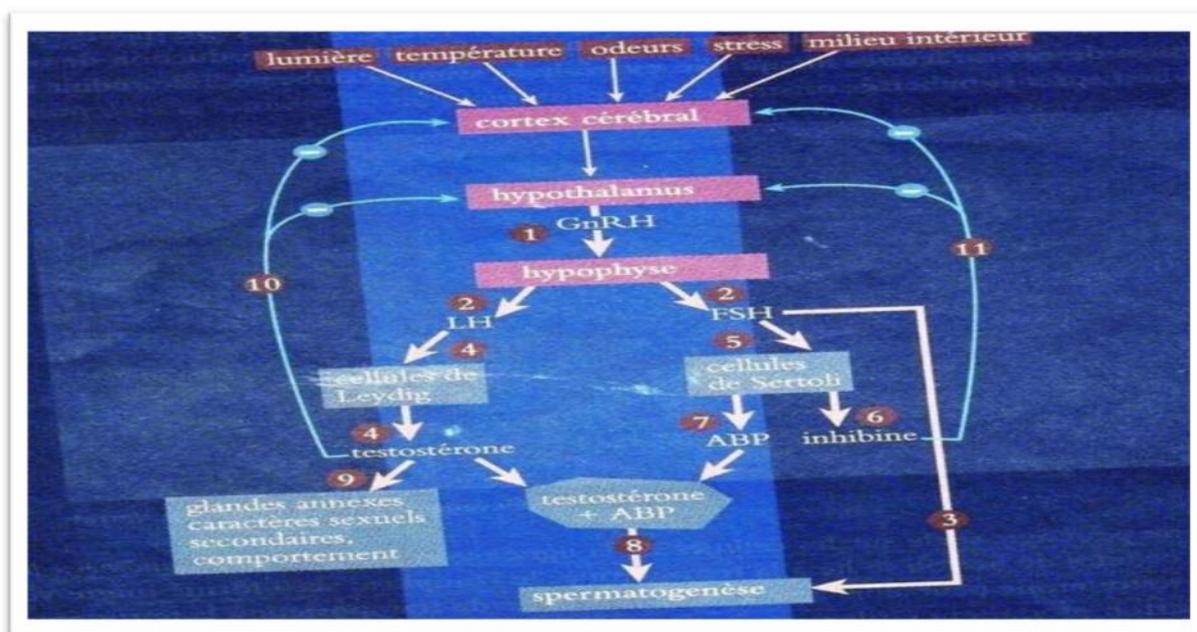


Figure 5 : La régulation hormonale de la fonction sexuelle du mâle d'après Bonnes et al. (2005).

Légende : Sous l'action de divers facteurs extérieurs ou intérieurs, l'hypothalamus sécrète la GnRH (1) et stimule la production par l'hypophyse de FSH et LH (2); qui assurent la régulation de la production des stéroïdes, la FSH agit directement sur les cellules germinales dont elle active la multiplication (3); la LH stimule la production de testostérone par les cellules de Leydig (4). La FSH agit sur les cellules de Sertoli (5) qui produisent l'inhibine (6) et l'ABP (7) ; le complexe testostérone-ABP agit sur les spermatocytes en activant la méiose et sur les spermatozoïdes en stimulant la spermiogénèse (8); la testostérone agit par ailleurs sur l'appareil reproducteur, les caractères sexuels secondaires et le comportement sexuel (9) ; la régulation des effets positifs de FSH et LH sur l'activité sexuelle mâle est assurée par un contrôle en retour de testicule sur le complexe hypothalamo-hypophysaire. Ce rétrocontrôle négatif qui contribue à diminuer la production des

hormones gonadotropes est assuré par la testostérone pour la LH (10) et par l'inhibine pour la FSH (11).

II.3- Régulation thermique du testicule :

Chez le bélier, espèce exorchide, les testicules descendent dans le scrotum à partir de la 12^{eme} semaine de la vie foetale (Gayraud,2007) ; la température au niveau scrotal est plus basse que celle du corps de 3 à 5°C ; Ainsi la spermatogénèse ne peut se dérouler complètement qu'à cette température, et si elle atteint la température du reste du corps, pendant seulement quelques heures, l'animal devient stérile environ 14 jours plus tard (Dadoune et Demoulin, 2001; Boukhliq, 2002).

Cette position extra abdominale est modulable par le jeu du crémaster ; à basse température, le testicule remonte jusque dans le trajet inguinal alors que le relâchement scrotal est complet pour les températures élevées. De plus, le sang artériel est refroidi par des échanges à contre courant au niveau du plexus pampiniforme formé par les veines testiculaires. En outre, la peau du scrotum chez le bélier est riche en glandes sudoripares, et contient également quelques thermorécepteurs qui mettent en route les mécanismes corporels de thermorégulation, un échauffement du scrotum chez cet animal déclenche une polypnée thermique (Ruckebusch, 1981 ; Boukhliq, 2002).

**CHAPITRE II : Les
affections testiculaires chez
le bélier**

I- Pathologies du scrotum :

La conformation normale du scrotum peut se trouver altérée par diverses pathologies. L'élargissement unilatéral du sac scrotal avec distension ipsilatérale du cordon testiculaire est parfois le signe d'une *hernie inguinale*. Semblable distension sera observée avec maintien de la mobilité testiculaire dans le sac scrotal en cas d'accumulation d'un transsudat (*hydrocèle*) ou de sang (*hématocèle*) dans la gaine vaginale. Gonflement, douleur et augmentation de la température peuvent être révélateurs d'*orchite*, de *péri orchite* (vaginalite) ou d'*épididymite* uni ou bilatérale. Dans ce dernier cas, l'inflammation peut entraîner une distorsion du scrotum à l'endroit atteint. Une déformation du cordon testiculaire peut traduire la présence d'un *dépôt de graisse* excessif ou d'un varicocèle c'est-à-dire de la présence de dilatation variqueuse des veines du plexus pampiniforme. Cette affection rare chez les animaux a été décrite chez le taureau, l'étalon et le chien. Elle peut trouver son origine dans une compression mécanique de la gaine vaginale suite à un néoplasme ou une hernie. Il s'ensuit un gonflement du cordon testiculaire qui peut également résulter de l'extravasation d'un transsudat séreux dans la gaine vaginale (hydrocèle). Une réduction de la mobilité testiculaire est le signe d'adhérences entre ce dernier et la gaine vaginale. La peau du scrotum peut être le signe d'une inflammation. Celle-ci sera le plus souvent d'origine biologique impliquant *Dermatophilus congolensis*, *Besnoitia besnoiti*, *Chorioptes bovis*, *Haematopinus eurysternus*, *Linognathus pedalis*. Un œdème important de la paroi scrotale peut être observé en cas d'atteinte par *Eperythrozoon*. Habituellement, ces inflammations cutanées ne sont pas de nature à interférer avec la spermatogenèse. La présence de gelures, surtout si elles s'accompagnent de cicatrices, peut perturber la fonction normale du testicule (Hanzen et al , 2009-2010).

II- Pathologies du testicule :

II-1- Dégénérescence testiculaire

Elle peut être uni ou bilatérale, temporaire ou permanente. Les causes en sont nombreuses : hyperthermie locale ou générale (température ambiante excessive, maladies hyperthermisantes, décubitus permanent, orchite contra latérale, irritation du scrotum par des révulsifs parfois appliqués sur les jarrets), affections aiguës ou chroniques, intoxications endogènes ou exogènes, inanition, gerçures, coups, excès sexuel, troubles de l'acclimatation, troubles de la thermorégulation scrotale imputable parfois à un raccourcissement du cremaster qui rapproche ce faisant les testicules de la paroi abdominale, facteurs immunologiques, endocriniens, toxiques (cadmium, mercure, organochlorés, sulfate de cuivre, phénothiazine). Parmi les causes biologiques, on a impliqué différents germes tels *Actinomyces pyogenes* et *bovis*, *Escherichia coli*, *Hemophilus somnis*, *Salmonella*, *Nocardia*, *Streptococcus* et *Staphylococcus*, *Brucella* et le bovine herpes virus III.

Cliniquement, à la palpation, le testicule présente une consistance diminuée qui peut s'accompagner d'une réduction de taille. Au stade chronique, le testicule s'atrophie, devient

fibreux voire calcifié et sa consistance augmente. A l'examen échographique, on peut constater la présence de dépôts calciques hyperéchogènes dans les tubes séminifères. L'oligospermie voire l'azoospermie sont de règle. Elles s'accompagnent d'une réduction de la mobilité individuelle conséquence possible de l'augmentation du pourcentage de formes anormales en particulier de la tête et de la pièce intermédiaire du spermatozoïde. L'éjaculat renferme davantage de cellules géantes. Le pronostic dépendra de la cause, de la durée de l'affection et de sa gravité. Il peut être précisé au moyen d'une biopsie testiculaire. Ce moyen prophylactique est cependant délicat à employer et peut être lui-même la cause de la pathologie. Un délai de 60 jours est nécessaire pour une récupération complète en cas d'amélioration. Le traitement sera si possible étiologique. Il visera également à réduire les effets de l'inflammation. La castration unilatérale doit parfois être envisagée. Les traitements hormonaux sont le plus souvent sans effet. Si elle fait suite à une orchite, la dégénérescence testiculaire sera traitée au moyen d'antibiotiques à large spectre, anti-inflammatoires non stéroïdiens, de repos sexuel, d'hydrothérapie voire de castration unilatérale (Hanzen et al, 2009-2010).

II-2-Hypoplasie testiculaire :

L'hypoplasie testiculaire est provoquée par un gène autosomal récessif à pénétrance incomplète. Elle a été dans quelques cas associée à un caryotype anormal (61XXY : syndrome de Klinefelter chez l'homme). Son diagnostic sera basé sur la taille des testicules mais aussi sur l'examen du sperme (hypoconcentration, nombreuses formes anormales) et l'examen histologique. Cette pathologie doit être distinguée de l'atrophie et de la dégénérescence testiculaire, ces deux affections pouvant faire suite à une malnutrition, à une inflammation chronique ou à une atteinte thermique. Lors d'hypoplasie, le testicule n'atteint jamais une taille fonctionnelle.

Histologiquement, les tubes séminifères présentent en coupe une circonférence régulière. Celle-ci est irrégulière en cas de dégénérescence. L'hypoplasie est souvent unilatérale, le testicule gauche étant plus souvent atteint que le droit en cas d'atteinte unilatérale, la fonction spermatique et la libido peuvent être normales. En cas d'atteinte bilatérale, le sperme est oligo ou azoospermique mais l'instinct sexuel peut être conservé. Lors de la puberté on observera une asymétrie de la taille des testicules (Hanzen et al, 2009-2010).

II-3- Cryptorchidisme (cryptorchidie) :

C'est l'absence de descente d'un (monorchidie) ou des deux testicules (cryptorchidie) dans le sac scrotal, le testicule étant retenu dans la cavité abdominale ou arrêté dans le trajet inguinal. Le ou les testicules concernés sont le plus souvent hypoplasiques. Normalement la descente testiculaire est acquise à partir de la 12^{ème} semaine de la vie foetale chez le *bélier*, entre 100 et 120 jours de gestation chez le *taureau* et à l'approche de la naissance chez l'*étalon*. Divers facteurs lui ont été associés : anomalie chromosomique, manque d'androgènes et de GnRH, déficience du gubernaculum testis. Normalement, la descente testiculaire

comprend deux phases : la première est indépendante des androgènes : le changement de position transabdominale du testicule résulte de la croissance du fœtus ; la seconde ou phase inguinoscrotale est davantage dépendante des androgènes, des nerfs génito- fémoraux et du gubernaculum(Hanzen et al , 2009-2010).

II-4- Orchite :

L'inflammation du testicule peut avoir pour origine celle de la tunique vaginale (vaginalite) ou de l'albuginée (peri-orchite voire du péritoine. Elle peut également être d'origine hémotogène. Elle est d'origine traumatique ou plus souvent bactérienne (*Brucella* spp, *Actinomyces pyogenes*, *Escherichia coli*, *Hemophilus* spp...). Elle sera uni ou bilatérale. Dans le premier cas, la réaction inflammatoire peut induire des réactions thermiques dans le testicule contralatéral. En cas d'inflammation induite par des mycobactéries ou *Nocardia*, l'orchite peut avoir un aspect granulomateux(Hanzen et al , 2009-2010).

II-4-1- La Brucellose ovine :

Due le plus souvent à *Brucella melitensis*, . Il faut bien distinguer la brucellose ovine due à *Brucella melitensis* de l'« épидидymite contagieuse du bélier », qui est causée par *Brucella ovis*. Elle est moins répandue dans le monde que l'infection à *Brucella abortus*. Elle suit la répartition de l'élevage ovin, avec une forte présence sur le pourtour de la Méditerranée. Les pays d'élevage intensif comme l'Australie, la Nouvelle-Zélande, et l'Afrique du sud en sont indemnes (ACHA N.Pedro, SZYFRES Boris, BLANCOU Jean, CHERMETTE, ENV FRANÇAISES (enseignants de maladies contagieuses) La Brucellose. Edition 2003.

II-5- Pathologies de l'épididyme :

Cliniquement, le diagnostic d'*épididymite* est posé par l'identification manuelle d'un gonflement, d'une douleur voire d'une fibrose de l'épididyme. Elle s'accompagne d'altérations du sperme (réduction de la mobilité, augmentation des formes anormales, présence de globules rouges et de pus). Elle peut s'accompagner d'une obstruction du canal déférent, de granulomes inflammatoires, d'adhérences, d'hydrocèle, et d'une atteinte du tissu testiculaire. Divers germes ont été rendus responsables d'une inflammation de l'épididyme : *Brucella*, *E.coli*, *Proteus* spp, *Actinomyces pyogenes*, *pseudotuberculosis*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Mycoplasma bovis*, *Mycobacterium tuberculosis*, *Streptococcus*, *Staphylococcus*, *Hemophilus*, *Salmonella*, *Chlamydia psittaci*.

Chez le *bélier*, les conduits efférents de l'épididyme peuvent être obturés. La cause en est congénitale. Les spermatozoïdes ne peuvent plus progresser et meurent, libérant de l'acide mycolique engendrant une réaction granulomateuse (*granulome spermatique*), le plus souvent dans la tête de l'épididyme voire dans le testicule lui-même, semblable à celle observée lors de mycobactériose(Hanzen et al , 2009-2010).

II-5-1- Epididymite contagieuse du bélier :

C'est une maladie due à *Brucella ovis*, touchant exclusivement les ovins, et qui se caractérise par l'évolution chez le bélier d'une inflammation chronique de l'épididyme aboutissant à une baisse importante de fertilité.

Elle est très largement répandue dans le monde, et son importance est uniquement économique, à cause de la baisse du taux de naissance qu'elle entraîne au niveau du troupeau.

L'inflammation est souvent localisée à la queue de l'épididyme, et est unilatérale dans 70% des cas. Une phase d'inflammation aiguë entraîne d'abord une altération de la qualité du sperme et une baisse de fertilité. Puis l'inflammation chronique provoque une induration d'évolution très lente de la queue de l'épididyme, engendrant à la longue sa déformation et s'accompagnant d'une baisse progressive de la fertilité. La guérison spontanée est exceptionnelle, et des complications infectieuses sont possibles. Chez la brebis, l'infection est souvent inapparente en raison du faible taux de multiplication des bactéries.

Les béliers infectés peuvent excréter le germe dans leur sperme pendant très longtemps et la transmission se fait par voie vénérienne le plus souvent. L'urine peut également être source de contamination (ACHA N.Pedro, SZYFRES Boris, BLANCOU Jean, CHERMETTE, ENV FRANÇAISES (enseignants de maladies contagieuses) La Brucellose. Edition 2003.

II-6- Spermastase :

Encore appelée spermatocèle, cette pathologie consiste en l'oblitération partielle ou totale des voies spermatiques conduisant à une azoospermie d'origine excrétoire ; D'origine traumatique infectieuse ou le plus souvent héréditaire, cette affection est assez fréquente chez le *bouc* mais connue également chez le *bélier* et le *taureau*. Lors de spermastase, la tête et la queue de l'épididyme sont fortement grossis et bosselés. Leur section libère un caséum sec, blanc. Le tissu testiculaire est sclérosé (Hanzen et al , 2009-2010).

II-7- Tumeurs testiculaires :

Rares chez les animaux de rente, elles sont plus fréquentes chez le chien, espèce pour laquelle on a décrit des séminomes (atteinte des cellules germinales), sertoliomes (tumeur la plus fréquente : atteinte des cellules de Sertoli) et leydigomes (atteinte du tissu interstitiel). Chez l'*étalon*, on a décrit des tératomes c'est-à-dire une atteinte des cellules primordiales. Elles renferment des poils et de l'os. La majorité d'entre elles concernent des testicules cryptorchides. Parfois, la tumeur peut concerner l'albuginée (mésothéliome) ou le cordon spermatique (lymphome) (Hanzen et al , 2009-2010).

III. Pathologies diverses

La *hernie inguinale* est d'origine inconnue dans l'espèce bovine. On a néanmoins suggéré que le dépôt excessif de graisse sur la tunique vaginale puisse constituer un facteur prédisposant chez des sujets soumis à l'engraissement. L'origine traumatique a également été

avancée. Le côté gauche est plus souvent concerné que le côté droit. Chez l'*étalon*, elle pourrait résulter d'une augmentation de la pression intra abdominale.

ETIOLOGIE :

Une pression abdominale importante et un anneau inguinal large sont à l'origine de la descente des organes dans le scrotum. Il s'agit très souvent d'une aggravation d'une hernie inguinale.

Elles peuvent être congénitales ou acquises. Cependant les formes congénitales sont assez rares. Certains facteurs favorisent leur apparition :

- Combats entre mâles
- Age, avec un relâchement des muscles obliques abdominaux.
- Période de lutte, lors du chevauchement des femelles.

TRANSMISSION :

- Il existerait peut-être une origine génétique dans l'apparition d'hernie scrotale chez les ovins, qui reste à être complètement expliquée.

L'hydrocèle résulte d'une accumulation d'un transsudat entre les parois de la tunique vaginale. Elle est la conséquence de troubles vasculaires locaux ou d'une hypoprotéinémie. L'hydrocèle se caractérise par un épanchement liquidien clairement délimité dans la bourse. L'hydrocèle peut déjà se développer au stade embryonnaire (= hydrocèle congénitale) ou plus tard (= hydrocèle acquise).

L'hématocèle résulte d'une rupture des vaisseaux du plexus pampiniforme. La cavité scrotale se remplit de sang c'est l'hémorragie au sein des 2 feuillets de la vaginale.

La funiculite La funiculite désigne toute inflammation impliquant un cordon anatomique elle consiste en un épaissement le plus souvent d'origine inflammatoire du cordon testiculaire. L'épididyme peut parfois également être atteint.

La présence d'*adhérences* sur l'albuginée n'est pas chose rare chez le *taureau*. Leur signification pathologique n'est pas démontrée. Elles pourraient résulter de gerçures ou de lésions traumatiques. Si elles sont importantes, elles peuvent interférer avec une mobilité normale des testicules (Hanzen et al , 2009-2010).

CHAPITRE III :
Différentes techniques
d'anesthésie et de castration

I - Anesthésie loco-régionale

1. Définitions

L'anesthésie locale ou régionale est une perte temporaire de la sensibilité et de la motricité sur une partie restreinte du corps. L'anesthésie loco-régionale a donc des effets limités sur l'organisme. L'anesthésie locale bloque la transmission de l'influx nerveux grâce à une injection dans les tissus du site chirurgical (Ravary, 2000). L'anesthésie régionale bloque la transmission de l'influx nerveux grâce à une injection péri-neurale (Ravary, 2000). Dans les deux cas, les réactions sensibles et motrices sont inhibées.

2. Anesthésie locale

Mécanisme d'action

Les anesthésiques locaux diminuent la perméabilité membranaire des axones aux cations, en particulier au sodium. Le mécanisme d'action est le suivant (Booth Heavner)

- les anesthésiques locaux se fixent sur des sites de liaison, à l'intérieur des canaux sodiques
- ils inhibent l'ouverture de ces canaux
- la dépolarisation neuronale est diminuée
- on observe ainsi une diminution de l'excitabilité des neurones pouvant aller jusqu'à

l'impossibilité de générer ou transmettre un potentiel d'action.

L'action des anesthésiques locaux sur les neurones s'effectue du côté

intracellulaire. Elle repose sur les deux étapes suivantes (Mutschler et Derendorf)

- la traversée de la membrane lipidique, possible uniquement sous leur forme non ionisée.
- leur liaison puis leur action sur les canaux sodiques, possible uniquement sous leur forme ionisée.

On comprend donc l'extrême importance du pH du milieu et de la constante de dissociation (pK_a) du couple formé par la forme non ionisée et la forme ionisée. Pour preuve, la très mauvaise efficacité des anesthésiques locaux sur les tissus inflammatoires ou encore pire abcédés. La glycolyse anaérobie et la formation d'acide lactique au sein de ce type de tissus entraînent une baisse du pH du milieu, et donc une prédominance de la forme ionisée, ce qui

empêche la diffusion et la pénétration membranaire des anesthésiques locaux (Mutschler et Derendorf, Ritchie et Greene).

3. Monographies brèves de quelques molécules :

La lidocaïne :

Introduite en 1944 en médecine vétérinaire, chimiquement, il s'agit de la N-diéthylaminoacétyl-2,6-xylidine hydrochloride. Elle est extrêmement stable en solution. Ces solutions peuvent être stérilisées et conservées indéfiniment, sans risque de toxicité ou de perte d'activité (Hall et al.2001).

Comparée à la procaine, son délai d'action est plus court, sa durée d'action plus longue et son efficacité meilleure. Sa diffusion tissulaire est excellente ce qui rend l'adjonction de hyaluronidase inutile. Son activité sur les muqueuses ou encore la cornée est très bonne (Hall et al.2001).

Rapidement absorbée, elle atteint sa concentration sanguine maximale environ 30 à 45 minutes après l'injection. Sa vitesse d'absorption peut être divisée par deux en ajoutant de l'adrénaline (Hall et al.2001).

A peine 10 % de la molécule est excrétée de manière inchangée dans l'urine, le reste est principalement métabolisé par le foie (Booth et al 1988).

Mépipivacaïne :

Très proche de la lidocaïne, elle est cependant moins toxique. Elle est particulièrement utilisée pour le diagnostic des boiteries en médecine équine : en effet les oedèmes au point d'injection sont bien moins fréquents et moins importants (Hall et al.2001).

Bupivacaïne

La bupivacaïne a un délai d'action plus long que la lidocaïne. En revanche, sa durée d'action est deux fois plus longue et elle est quatre fois plus efficace que la lidocaïne (ainsi on obtient le même bloc nerveux en utilisant une solution à 0,5 % de bupivacaïne ou une solution à 2 % de lidocaïne). Enfin, elle est extrêmement bien tolérée par les tissus. Ces qualités en font une molécule de choix en matière d'analgésie postopératoire (Hall et al.2001).

4. Réalisation de l'anesthésie locale lors de la castration

Site d'injection et technique

Lors de la castration, on peut anesthésier le site d'incision, de pose de la pince ou de l'élastique. Il est possible d'y associer une anesthésie des testicules ou du cordon spermatique.

L'anesthésie de la ligne d'incision du scrotum, du site de pose de l'élastique ou de la pince de Burdizzo, est réalisée en sous-cutané, en tirant bien sur la peau du scrotum.

L'anesthésie des testicules est réalisée en introduisant l'aiguille au centre du testicule vers la queue de l'épididyme avec un angle de 30° (figure 19) (Skarda, 1986). L'injection du produit dans le stroma testiculaire est douloureuse car le tissu est très peu élastique (Hodgkinson et Dawson, 2007). L'anesthésie passe rapidement du testicule vers le cordon spermatique via les vaisseaux lymphatiques (Skarda, 1987). L'effet maximal de l'anesthésie a lieu 10 minutes plus tard

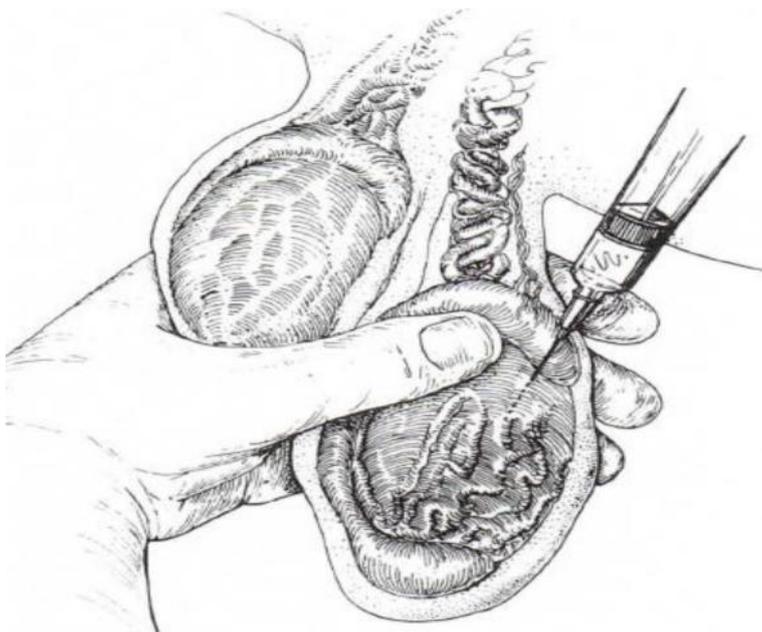


Figure 5 : Site d'injection et position de l'aiguille lors de l'anesthésie du testicule (Thurman et al., 1996)

Pour anesthésier le cordon spermatique, on tient le testicule et le cordon spermatique avec la main libre et on pique dans le cordon spermatique latéralement, près du corps de l'animal et

perpendiculairement à ce cordon. Il faut vérifier l'absence de ponction veineuse avant d'injecter car le cordon spermatique est très vascularisé. Cette technique d'anesthésie est moins douloureuse que l'injection dans le testicule et l'anesthésique agit plus rapidement (Hodgkinson et Dawson, 2007).

Lors de la castration à la pince ou à l'élastique, il faut injecter l'anesthésique local de façon aseptique car une contamination augmente le risque d'abcès dans le tissu devitalisé (Hodgkinson et Dawson, 2007).

II- Anesthésie épidurale :

1. Réalisation de l'épidurale :

Site d'injection et technique :

L'épidurale repose sur l'injection d'un produit dans la cavité périurale du canal rachidien. Cela permet d'atteindre les nerfs rachidiens provenant de la moelle épinière (Guatteo et Holopherne, 2006). Le produit gagne les zones situées caudalement à l'injection et, dans une moindre mesure, les zones situées crânialement (Ravary, 2000).

L'injection se fait dans l'espace entre la dernière vertèbre sacrale et la première coccygienne ou entre la 1^{ère} et la 2^{ème} vertèbre coccygienne (figure 6). Bouger la queue de haut en bas permet de mieux visualiser cet espace. En insérant une aiguille dans cet espace, on ne risque pas d'endommager la moelle car celle-ci se termine aux vertèbres lombaires 6 et 7. Après avoir rasé la zone, on introduit l'aiguille selon un angle de 30 à 90° par rapport à la peau (figure 6). On recherche ensuite l'aspiration d'une goutte d'anesthésique déposée sur l'aiguille.

L'aspiration de la goutte d'anesthésique est due à la pression négative de l'espace extradural.

L'injection de l'anesthésique ne doit pas présenter de résistance (Hodgkinson et Dawson, 2007).

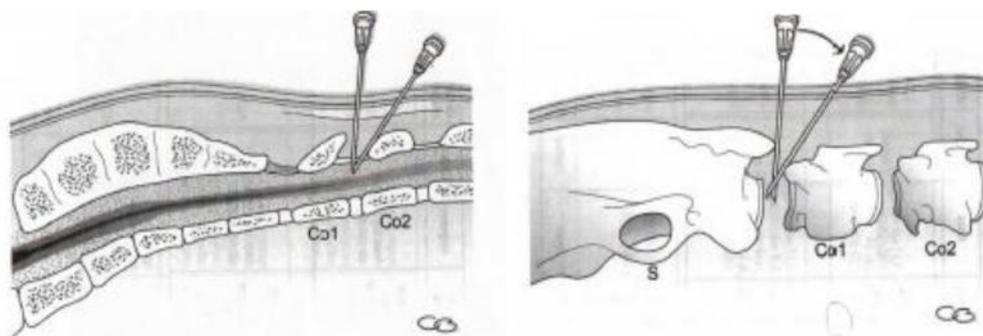


Figure 6 : Site d'injection et position de l'aiguille lors de l'épidurale entre la 1ère et la 2ème vertèbre coccygienne (à gauche) ou entre la dernière vertèbre sacrale et la première coccygienne (à droite) (Guatteo et Holopherne, 2006)

2. Protocoles :

Selon le volume d'anesthésique injecté, on parle d'épidurale basse ou haute. L'épidurale basse (faible volume) ne provoque pas de paralysie au niveau des membres postérieurs. C'est celle qui peut être utilisée lors des castrations.

La lidocaïne ou la xylazine peuvent être utilisées seules ou en association. Associer les deux molécules permet de diminuer le délai d'action et d'augmenter la durée d'action. Le délai d'action de l'association des deux molécules est de 3 à 4 minutes et la durée d'action de 2 à 5 heures (Grubb *et al.*, 2002 ; Guatteo et Holopherne, 2006). La synergie observée pourrait être due à l'effet vasoconstricteur de la xylazine (et donc à une moindre élimination de l'anesthésique) ou au fait que l'action analgésique des alpha-2 agonistes renforce le bloc nerveux des anesthésiques (Grubb *et al.*, 2002).

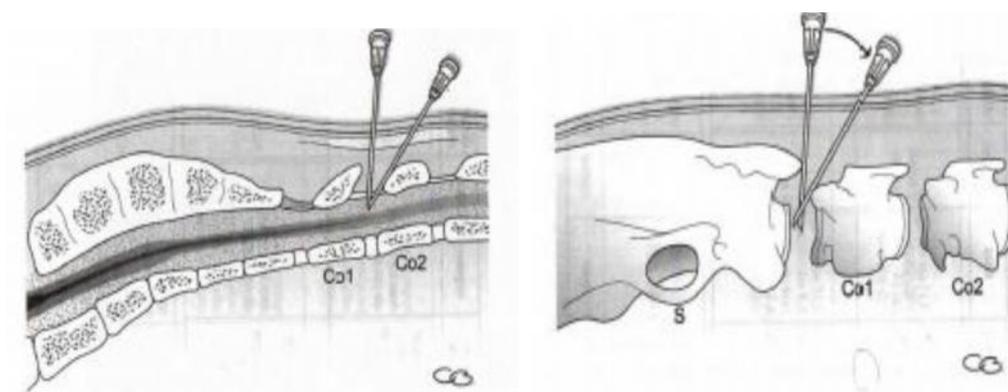


Figure 7 : Site d'injection et position de l'aiguille lors de l'épidurale entre la 1ère et la 2ème vertèbre coccygienne (à gauche) ou entre la dernière vertèbre sacrale et la première coccygienne (à droite) (Guatteo et Holopherne, 2006)

III. Techniques de castration :

La castration permet d'obtenir des animaux plus dociles pour l'élevage en mettant fin à la production d'hormones mâles. De plus, ceci permet de répondre à l'attente des consommateurs en produisant une viande plus tendre (Berthelot *et al.*, 1988).

Les béliers peuvent théoriquement être castrés à n'importe quel âge. Certains éleveurs préfèrent castrer leurs animaux après la puberté, afin de bénéficier de l'effet de la testostérone qui permet une croissance plus rapide des agneaux. La perte de poids est plus importante après castration sur les animaux ayant déjà été imprégnés par la testostérone. En effet, ces agneaux subissent une apoptose massive des cellules cibles de la testostérone, présentes notamment en masse dans les muscles du cou. Ainsi, il a été montré que les agneaux castrés très jeunes avaient le même poids final à âge égal que ceux castrés après la puberté. Castrer plus tard ne permet donc pas d'obtenir des béliers plus lourds (Berthelot *et al.*, 1988).

III.1. Castration non sanglante :

III.1.1 *Castration à la pince de Burdizzo :*

III.1.1.1 Principe :

La méthode de castration à la pince de Burdizzo repose sur l'écrasement de chaque cordon spermatique à travers le scrotum par une pince (figure 9). La castration résulte de l'interruption de la circulation sanguine vers les testicules, ce qui entraîne l'atrophie des tissus testiculaires. Le scrotum ayant une plus forte résistance à l'écrasement reste intact (Capucille *et al.*, 2002).

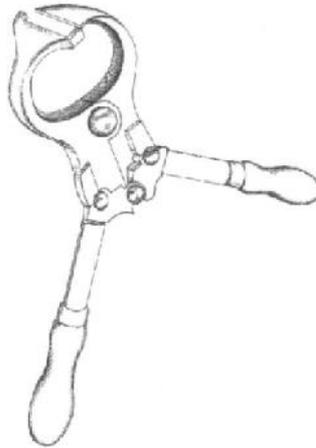


Figure 8 : Pince de Burdizzo schématisée (Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation d'Ontario, 2007)

III.1.1.2 Moment de l'intervention

L'animal doit être âgé plus d'un mois, afin de bien pouvoir palper les cordons spermatiques. Cependant, si le bélier est trop âgé, le muscle crémaster, trop large, ne permettra pas un écrasement adéquat des vaisseaux par la pince (Capucille *et al.*, 2002).

III.1.1.3 Réalisation

La castration se pratique sur animal debout. D'une main, on maintient le testicule vers le bas et le cordon en position latérale. De l'autre main, on place la pince en région scrotale sur un des 2 cordons. Il ne faut placer que la section du scrotum qui contient le cordon spermatique entre les mâchoires de la pince de Burdizzo. Il n'est pas nécessaire de comprimer plus de tissu

scrotal. Les mâchoires de la pince doivent être placées à 1-1,5 cm au dessus de l'extrémité supérieure du testicule. La pince est serrée et la pression est exercée pendant 2 à 3 minutes. Pour l'autre testicule, la pose de la pince de Burdizzo se fait de la même façon. Cependant, le site de pose de la pince doit être décalé de la zone de compression précédente afin de ne pas compromettre la vascularisation du scrotum (figure 8) (Berthelot *et al.*, 1988).

Les mâles ainsi castrés doivent être séparés des femelles pendant 3 à 6 semaines, afin que les testicules soient complètement atrophiés (Bohy *et al.*, 2001).

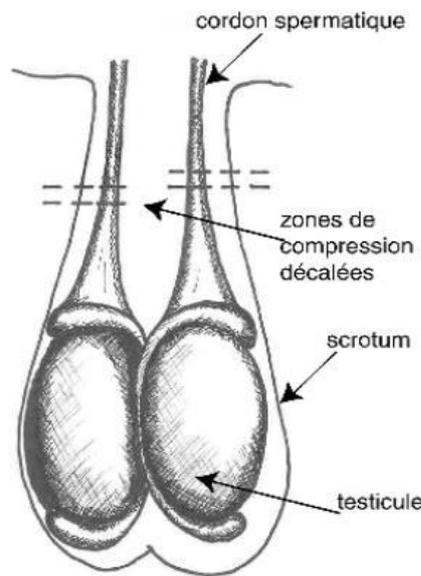


Figure 9 : Visualisation des sites de pose de la pince de Burdizzo (Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation d'Ontario, 2007)

III.1.1.4 Complications

Le scrotum peut se nécroser si les deux zones de compression sont face à face. Le résultat de la castration n'étant pas visible (atrophie des testicules qui restent dans le scrotum), on assiste parfois à des échecs de castration par mauvaise apposition de la pince (et non compression du cordon spermatique) ou par compression pendant une durée trop courte. Il peut être conseillé de doubler chaque compression (en en faisant 2 sur chaque cordon) pour éviter ces risques (Bohy *et al.*, 2001).

III.1.2 *Castration à l'élastique*

III.1.2.1 Principe

La castration à l'élastique provoque l'arrêt de l'irrigation sanguine vers les testicules et

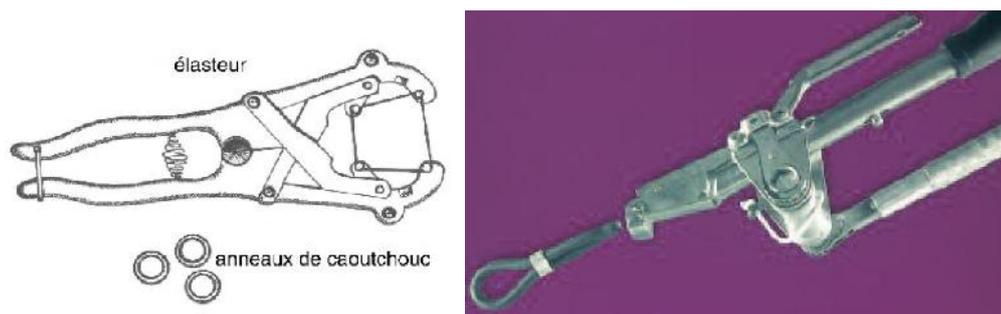
le scrotum, suite à la pose d'un élastique en région scrotale, au-dessus des deux testicules. Ceci entraîne la mort des tissus testiculaires et scrotaux et la chute des testicules (Bohy *et al.*, 2001).

III.1.2.2 Moment del'intervention

Cette méthode est pratiquée sur des agneaux de moins de 1 mois, en raison de la taille des testicules qui devient ensuite trop importante. En effet, les élastiques sont de taille unique et ne peuvent pas s'adapter à de gros testicules. Chez des animaux plus âgés, on peut utiliser une bande de Callicrate®. La taille de la bande est réglable. La bande de Callicrate® est très peu utilisée en France (Bohy *et al.*, 2001).

III.1.2.3 Réalisation

La castration est pratiquée sur l'agneau, grâce à un élasteur (figure 10), pince qui permet d'écartier l'élastique afin de l'apposer au niveau des cordons spermatiques. Les deux testicules doivent être situés en dessous de l'élastique (figure 11). Il faut bien vérifier, avant de poser l'élastique, qu'il n'y a pas de hernie inguinale et que les 2 testicules sont bien descendus. La bande de Callicrate® est disposée de la même façon (figures 10 et 11) (Bohy *et al.*, 2001).



*Figure 10 : Élasteur permettant la pose des élastiques (à gauche) (Ministère de l'agriculture et de l'alimentation d'Ontario, 2007) et outil permettant la pose d'une bande de Callicrate® (à droite) (Capucille *et al.*, 2002)*

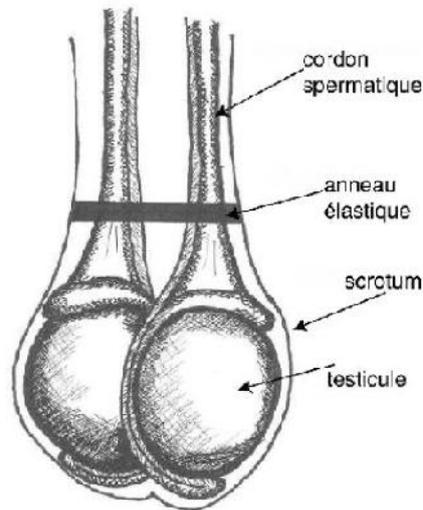


Figure 11 : Site de pose de l'élastique ou de la bande en région du scrotum (Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation d'Ontario, 2007)

III.1.2.4 Complications

Si l'élastique ou la bande ne sont pas assez sous tension, l'apport veineux risque de subsister provoquant une douleur importante, de l'œdème et une fibrose du cordon (Bohy *et al.*, 2001).

III.2. Castration chirurgicale ou sanglante

III.2.1 *Principe*

La castration chirurgicale ou sanglante repose sur l'ablation des testicules après ouverture du scrotum et extériorisation des testicules. Cela permet d'éliminer de façon visible et immédiate la fonction testiculaire, contrairement à la castration à la pince de Burdizzo ou à l'élastique (Bohy *et al.*, 2001).

III.2.2 *Moment de l'intervention*

La castration chirurgicale peut être pratiquée à tout âge.

III.2.3 *Réalisation*

Différentes techniques existent pour castrer chirurgicalement. La castration dite « au

torchon ».

Dans tous les cas, l'opération peut être faite sur bélier debout. Un opérateur maintient le bélier en lui levant la queue bien verticale au-dessus du dos.

Le scrotum est incisé après nettoyage de la zone. Il peut être incisé horizontalement, de façon à retirer complètement le 1/3 inférieur du scrotum (figure 12). Pour cela, on tire le scrotum vers le bas, ce qui fait remonter les testicules. On peut également inciser le scrotum verticalement, en regard de chaque testicule. Les deux incisions sont latérales à chaque testicule (le long des postérieurs) (figure 12). Dans chaque cas, l'ouverture doit être assez large pour permettre la sortie des testicules (Bohy *et al.*, 2001).

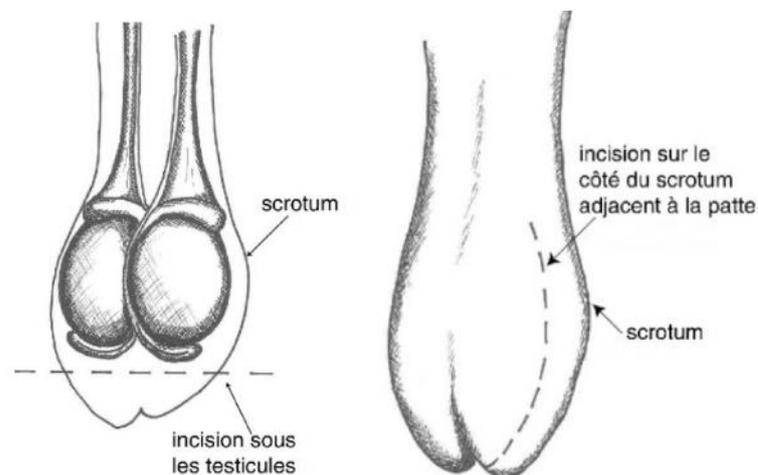


Figure 12: Incision sur le 1/3 inférieur du scrotum (à gauche) ou au niveau de chaque testicule (à droite) (Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation d'Ontario, 2007)

III.2.3.1 Castration dite « au torchon »

Une fois l'incision du scrotum réalisée, les testicules sont dégagés du scrotum grâce à une dissection manuelle du fascia spermatique externe. Le testicule est toujours revêtu par la fibroséreuse (constituée du fascia spermatique interne et du feuillet pariétal de la vaginale). Dans ce cas, on dit que la castration est réalisée à testicule et cordon couverts. Le torchon est ensuite serré autour du cordon spermatique et englobe le testicule (figure 12). On effectue une torsion du cordon spermatique sans traction afin d'assurer la meilleure hémostase possible.. Il

faut alors inciser la fibroséreuse après l'extériorisation et avant de disposer le torchon. La plaie est laissée ouverte dans les deux cas.

III.2.3.2 Castration à l'émasclateur

Les testicules et les cordons spermatiques sont dégagés manuellement de la même façon que lors de la castration dite « au torchon ». Cette technique est réalisée à testicule et cordon couverts. On utilise alors un émasclateur pour comprimer et sectionner simultanément les vaisseaux sanguins et le canal déférent contenu dans le cordon spermatique (figure 13). L'émasclateur est placé sur le cordon spermatique puis serré pendant au moins 30 secondes pour bien l'écraser. L'emploi d'un émasclateur réduit les risques de saignement, notamment sur des cordons d'assez gros diamètre (Bohy *et al.*, 2001).

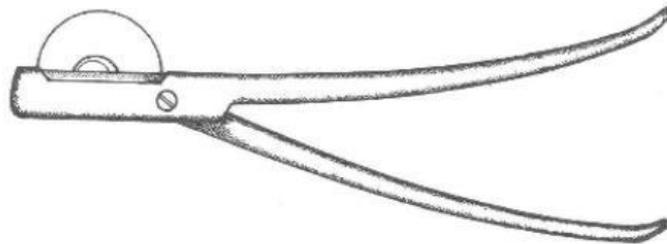


Figure 13 : Émasclateur (Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation d'Ontario, 2007)

III.2.3.3 Castration par traction

La technique de castration par traction peut être utilisée chez des agneaux très jeunes. Après incision du scrotum, les testicules sont dégagés manuellement par dissection du fascia spermatique externe. Une fois les cordons spermatiques dégagés, la fibroséreuse est incisée au niveau de chaque cordon puis le canal déférent et les vaisseaux sanguins sont identifiés. Le canal déférent est sectionné puis une traction est réalisée doucement sur les vaisseaux sanguins jusqu'à ce qu'ils se rompent (Capucille *et al.*, 2002).

III.2.4 Complications

Les complications possibles de la castration chirurgicale sont une hémorragie provenant d'un défaut d'hémostase au niveau des vaisseaux des cordons spermatiques et les infections ascendantes (Capucille *et al.*, 2002).

PARTIE
EXPERIMENTALE

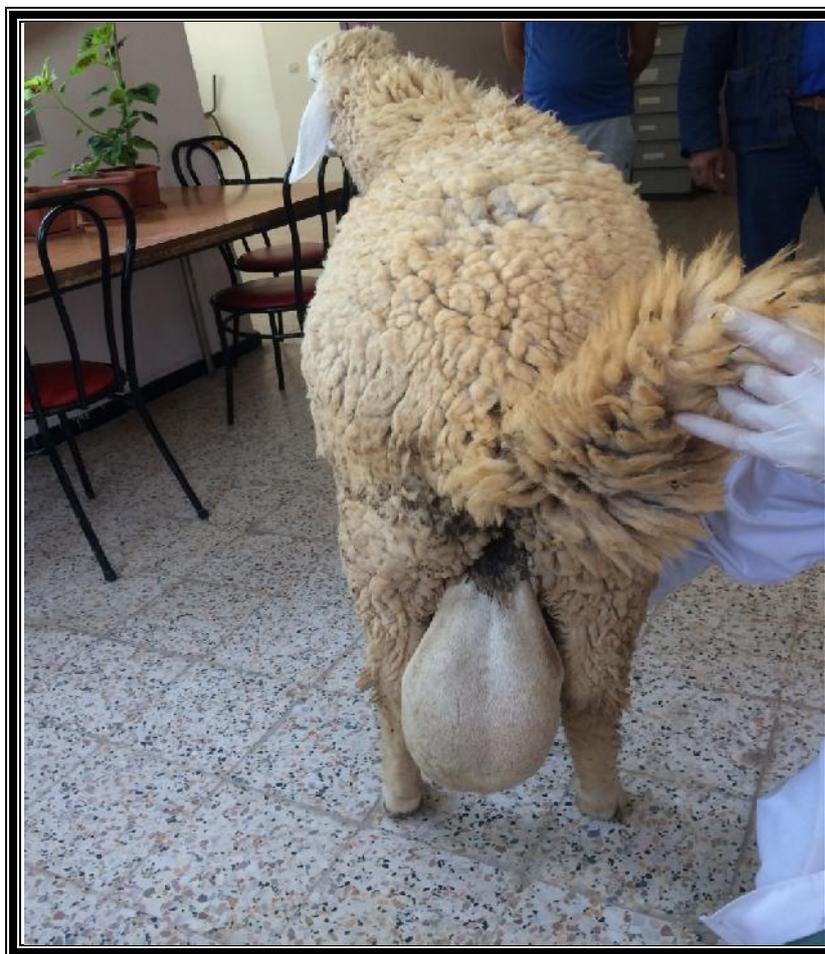
PARTIE EXPERIMENTALE

I-Lieu d'expérimentation :

Notre expérimentation était réalisée au niveau du service de la chirurgie durant le moi de mai 2016. Elle a porté sur la réalisation d'une castration d'un bélier présentant une orchite bilatérale après échec d'un traitement médical.

II- Description du cas :

Un bélier de race Ouled Djellal, âgés de 24 mois est orienté au service de chirurgie à l'institut vétérinaire de Tiaret suite à une atteinte testiculaire, un gonflement bilatéral du scrotum (photos N°01) rebelle à tous traitements médicaux à base d'antibiotique et d'anti-inflammatoire pendant une période d'un mois.



Photos N°01 : orchite bilatérale d'un bélier

PARTIE EXPERIMENTALE

III-Matériel chirurgical et consommables :

Les différentes étapes de la castration nécessitent des instruments chirurgicaux, stérilisés au préalable (photos N°02):



Photos N°02 : Le matériel chirurgical nécessaire

III-1-Matériel chirurgical :

- Champ opératoire ;
- Pincés à champ ;
- Porte lame ;
- Lame bistouri N° :15;
- Pincés de préhension à mors mousés ;
- pince à préhension ;

PARTIE EXPERIMENTALE

- ciseaux de Metzenbaum ;
- Pincés hémostatiques ;
- Pince porte aiguille.

III-2- Consommables :

- Anesthésie locale (lidoaine 2) ;
- Antibiotique clamoxil (amoxicilline);
- Fils de suture résorbable synthétique tressé USP 0 pour les ligatures ;
- Fils de suture non résorbable synthétique monofilament USP 0 pour les sutures cutanées ;
- Compresses stériles ;
- Des tampons ;
- Gants chirurgicaux ;
- Seringues ;
- Bétadine.

III-3- Méthode :

A- Temps préopératoire :

A-1- Anamnèse :

- Motif de consultation : atteinte testiculaire depuis un mois
- Age du bélier : 24 mois
- traitement médical reçu : antibiothérapie plus des anti-inflammatoires

PARTIE EXPERIMENTALE

A-2- Examen général :

Tableau n°1 :L'examen général

<u>EXAMEN GENERALE</u>	
<i>Appareil Respiratoire</i>	➤ Respiration irrégulière
<i>Appareil cardiovasculaire</i>	➤ Arythmie
<i>Appareil digestif</i>	➤ Rien à signaler
<i>Appareil reproducteur</i>	➤ Gonflement testiculaire bilatéral ➤ Adhérence des gonades ➤ Douleur à la palpation ➤ Circonférence scrotale : 25 cm ➤ Chaleur au niveau scrotal
<i>Température</i>	➤ 38,9 C°

A-3- L'anesthésie locale :

L'anesthésie du cordon spermatique, au moyen de la lidoïne pour la castration est réalisée de la manière suivante :

1. Désinfection du site d'injection

PARTIE EXPERIMENTALE



Photos N°03 : site d'injection

2. Piquer latéralement le plus près de la base du scrotum pour anesthésier le premier cordon spermatique, aspirer légèrement. Avant d'injecter **5 ml** de lidocaïne, il faut s'assurer qu'il n'y a pas de retour de sang dans la seringue.



Photos N°04 : Anesthésie du cordon spermatique

3. Puis on enfonce plus la canule pour anesthésier le deuxième cordon spermatique

PARTIE EXPERIMENTALE

4. En retire la canule du cordon spermatique jusqu'au niveau de la perforation de la peau puis on l'enfonce en sous cutané sur la ligne d'incision et on injecte **3 ml** de produit anesthésique.



Photos N°05 : Anesthésie du lieu d'incision

5. On attend 10 à 15 minutes que l'anesthésie fasse son effet avant de débiter l'opération.
 - Antibioprophylaxie à base d'amoxicilline à raison de 15mg/10kg du poids vif.

B- Le temps opératoire :

B-1- La technique opératoire :

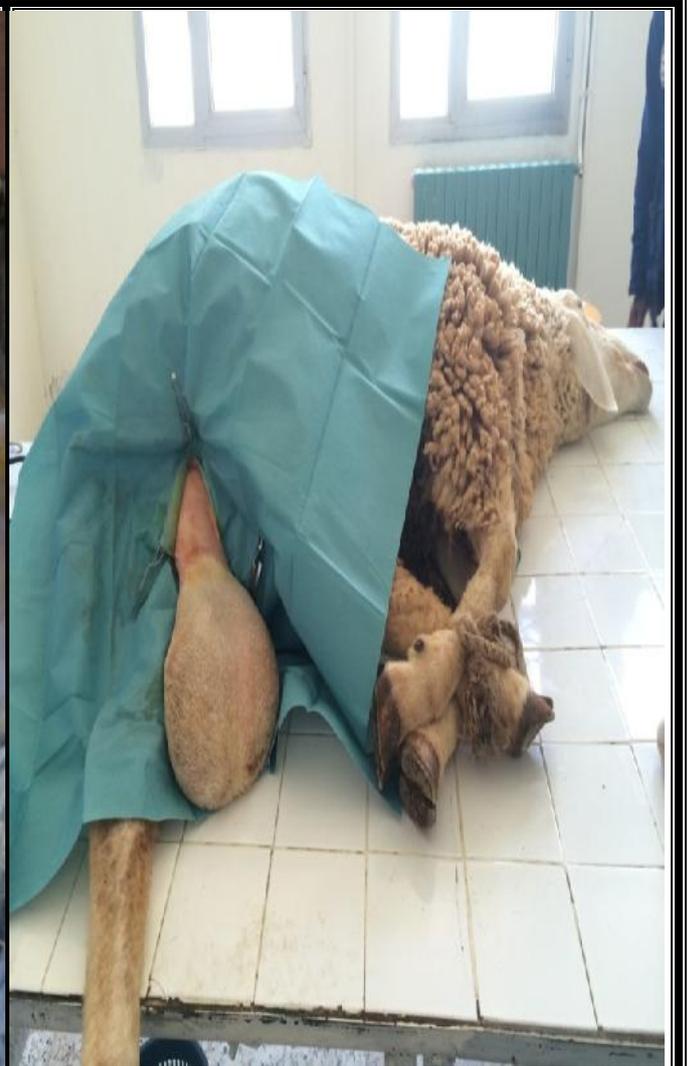
La castration se déroule de la manière suivante :

1. Une préparation aseptique chirurgicale classique des deux régions inguinales et du scrotum est réalisée (**Photos N°06**) ;
2. Le bélier est installé en décubitus latéral sur la table de chirurgie, les membres postérieurs écartés (**Photos N°07**) ;

PARTIE EXPERIMENTALE



Photos N°06 : Préparation aseptique de la région inguinale et scrotale



Photos N°07: Animal placé en décubitus latéral pour subir l'opération

PARTIE EXPERIMENTALE

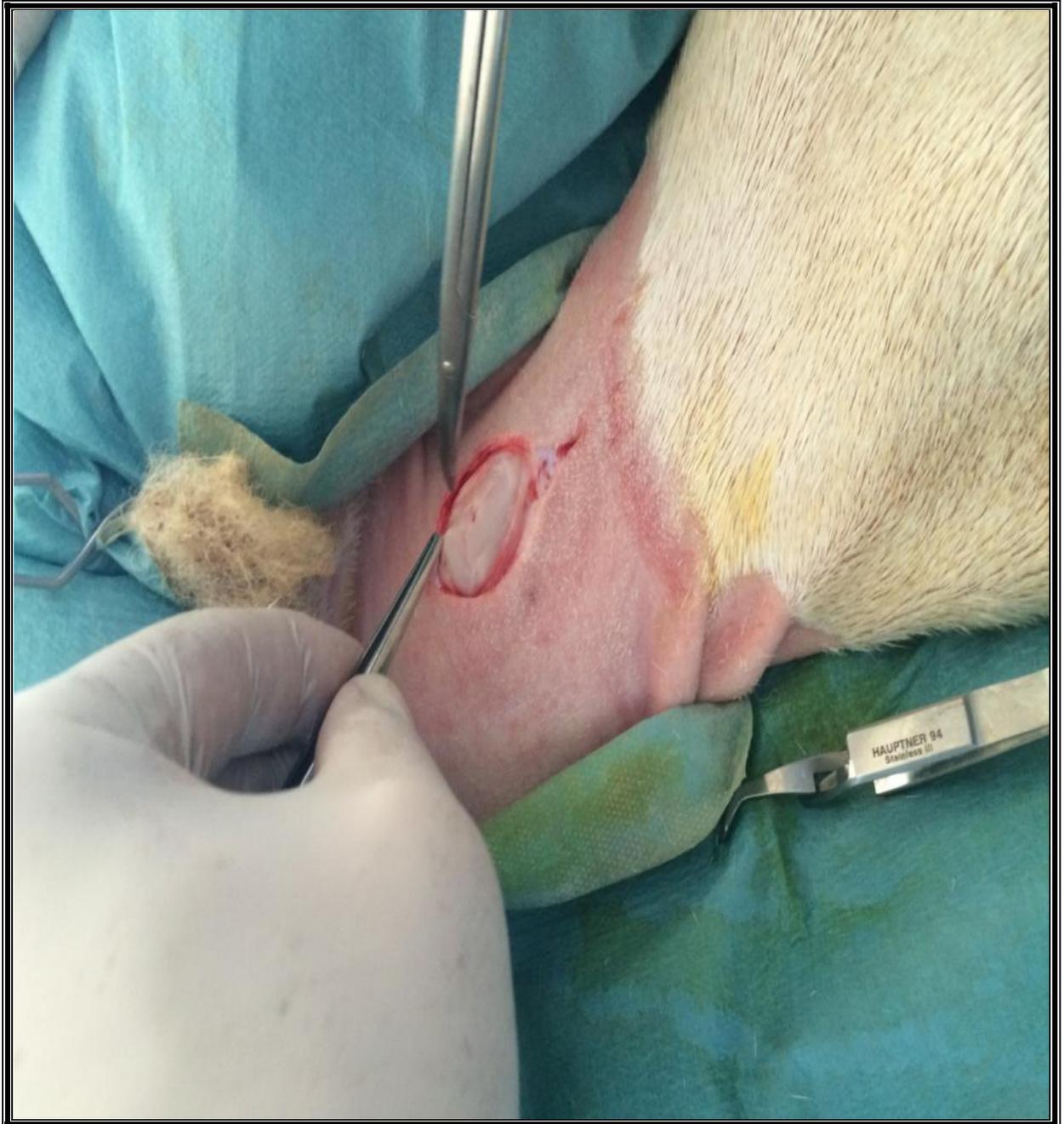
3. Une incision cutanée verticale est réalisée au niveau de la base du cordon (**Photos N°08**) ;



Photos N°08: Incision cutané

PARTIE EXPERIMENTALE

4. La dissection sous-cutanée est réalisée délicatement en soulevant la peau afin de ne pas léser les vaisseaux puisque cette région est enflammée (**Photos N°09**) ;



Photos N°09 : La dissection sous-cutanée

PARTIE EXPERIMENTALE

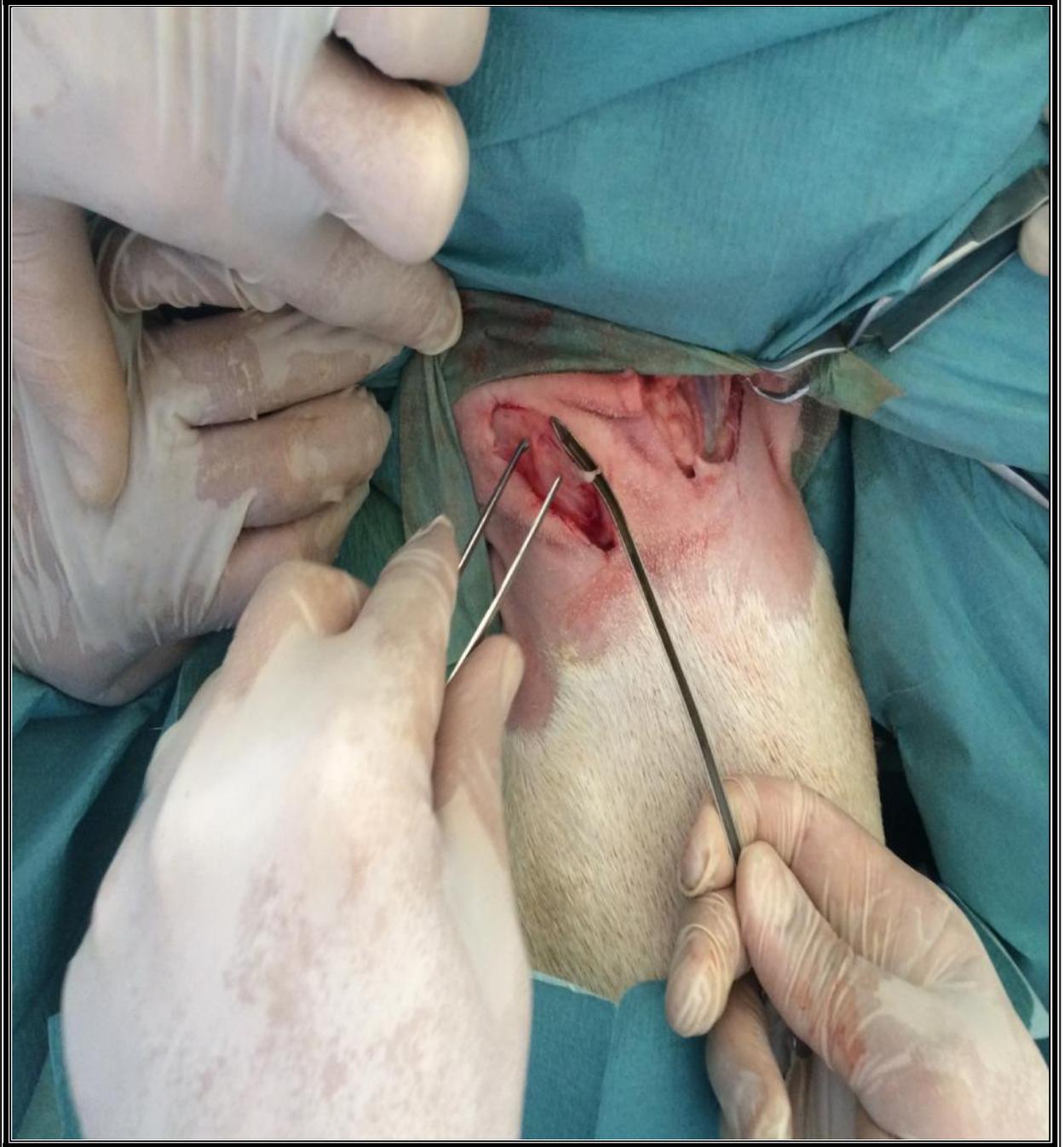
5. Une dissection mousse est réaliser à l'aide des doigts en profondeur afin d'éviter toute lésion vasculaire puisque la région est richement vascularisé à cause de l'inflammation jusqu'à extériorisation du cordon spermatique (**Photos N°10**) ;



Photos N°10 : Isolement du premier cordon spermatique

PARTIE EXPERIMENTALE

6. Puis on réalise une deuxième incision cutané parallèle à la première pour accéder directement au deuxième cordon spermatique (**Photos N°11**) ;



Photos N°11 : Deuxième incision cutané parallèle à la première

PARTIE EXPERIMENTALE

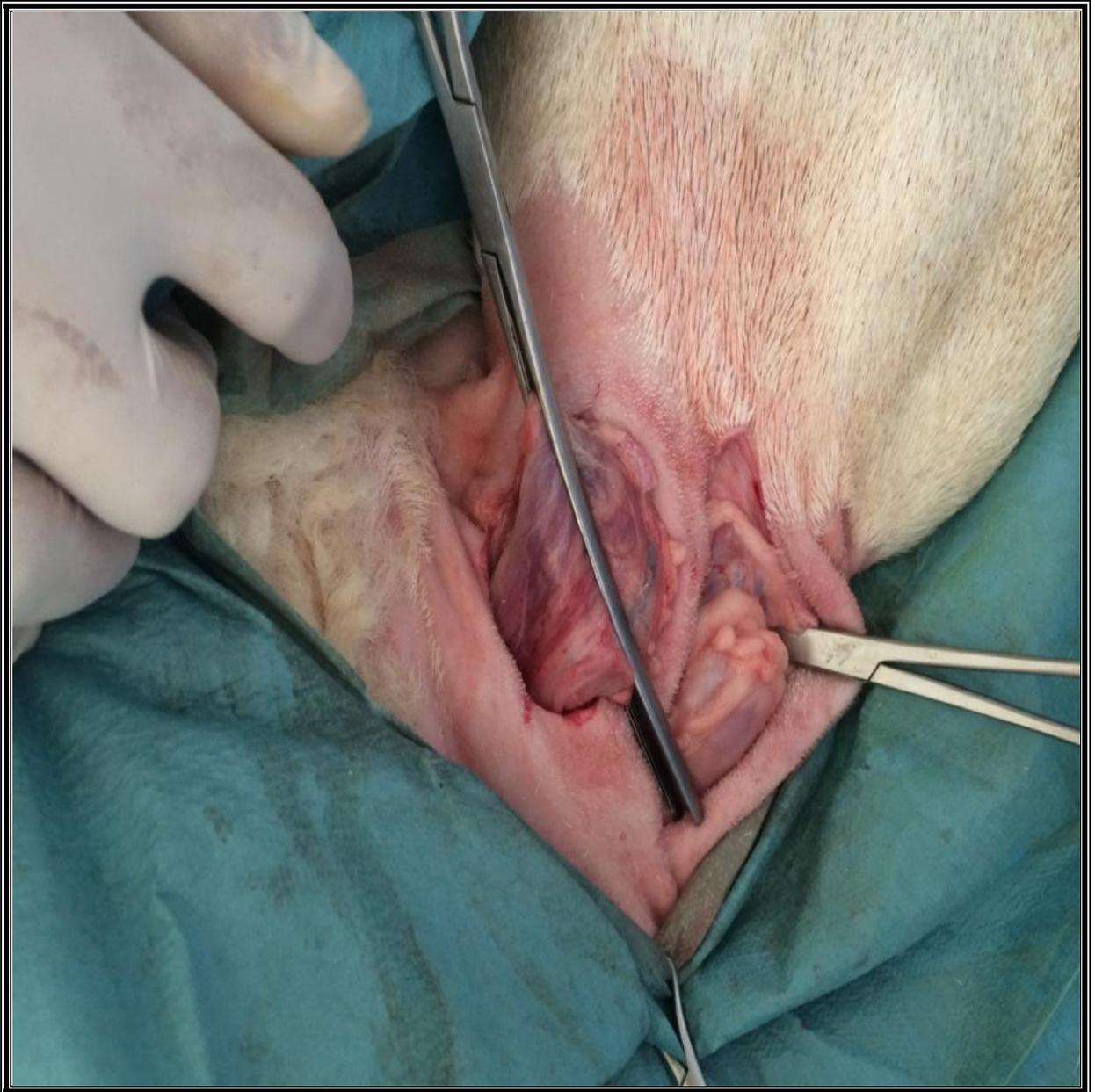
7. Extériorisation des deux cordons spermatiques à l'extérieur (**Photos N°12**) ;



Photos N°12 : Les deux cordons spermatiques libérer

PARTIE EXPERIMENTALE

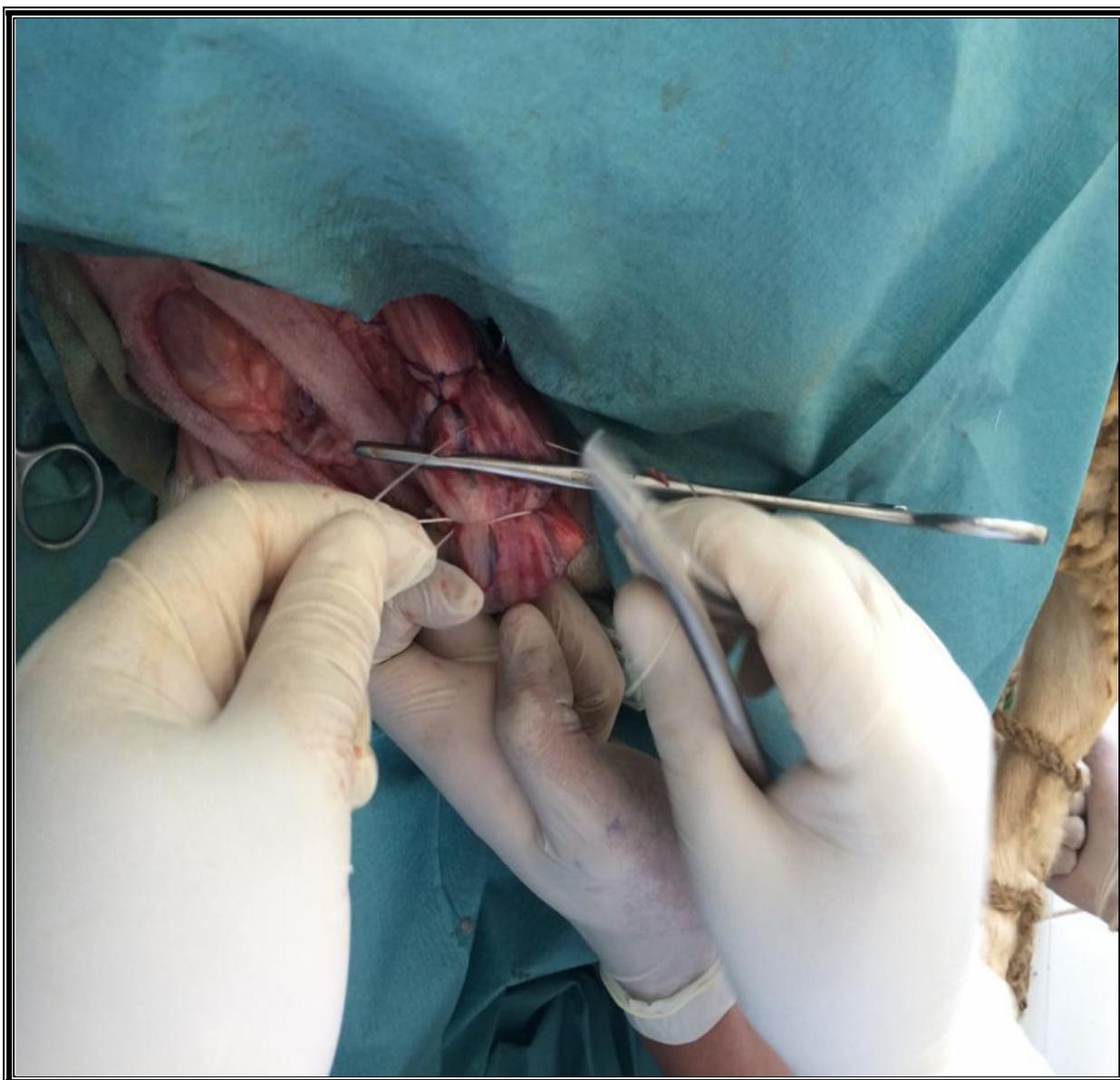
8. Ecrasement du cordon spermatique à l'aide d'une pince hémostatique pour créer un sillon dans lequel le fil va venir se poser (ligatures) (**Photos N°13**) ;



Photos N°13 : Ecrasement du cordon spermatique

PARTIE EXPERIMENTALE

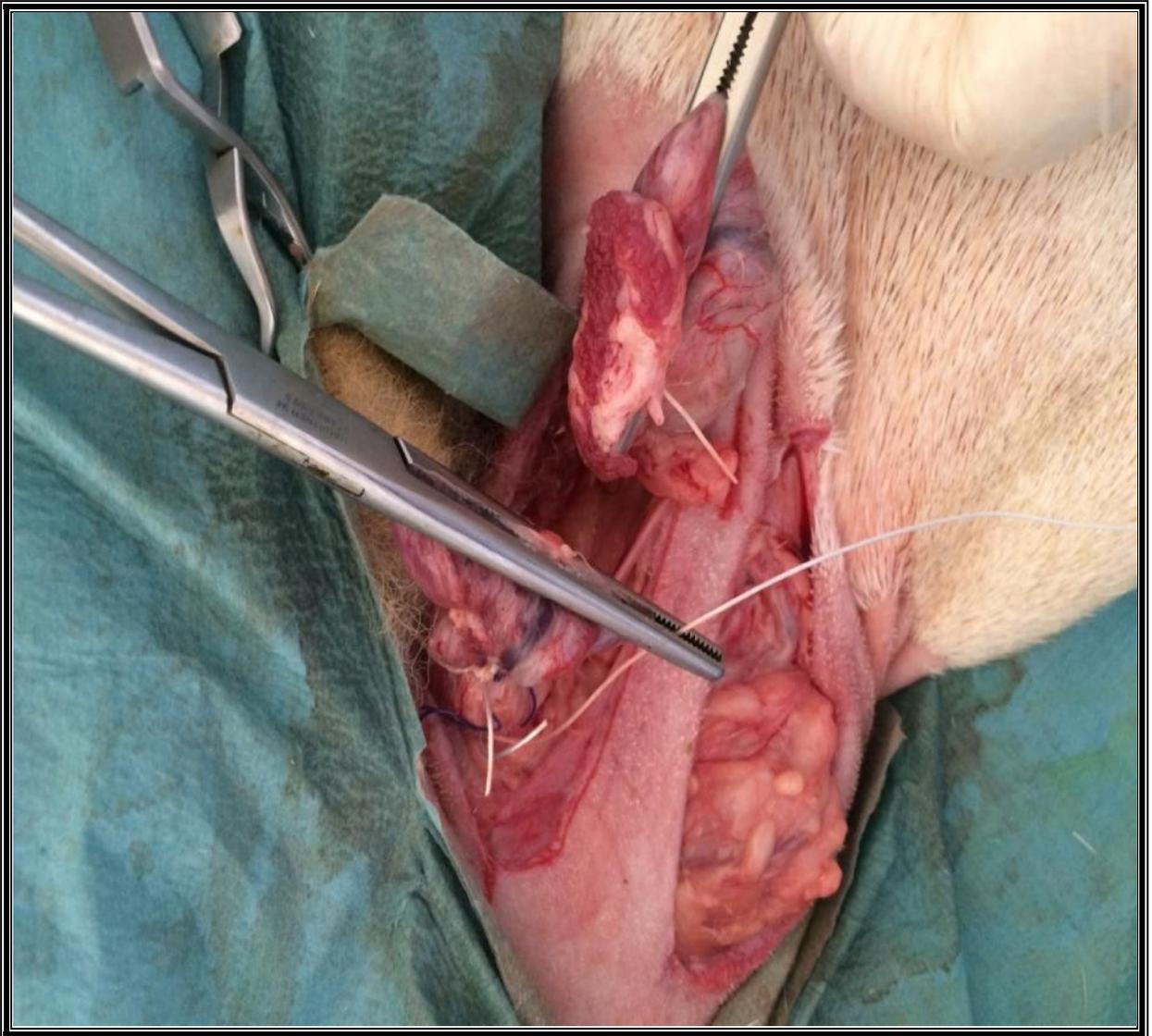
9. Les ligatures sont posées sur un cordon couvert le plus proximale possible en prenant garde qu'aucune autre structure ne se place dedans ce qui gênerait la remontée du cordon. Une ligature transfixante à l'aide d'un fil résorbable multifilament est posée sur le cordon, car il présente une meilleure tenue de nœud. (**Photos N°14**) ;



Photos N°14 : Ligature transfixante du cordon spermatique

PARTIE EXPERIMENTALE

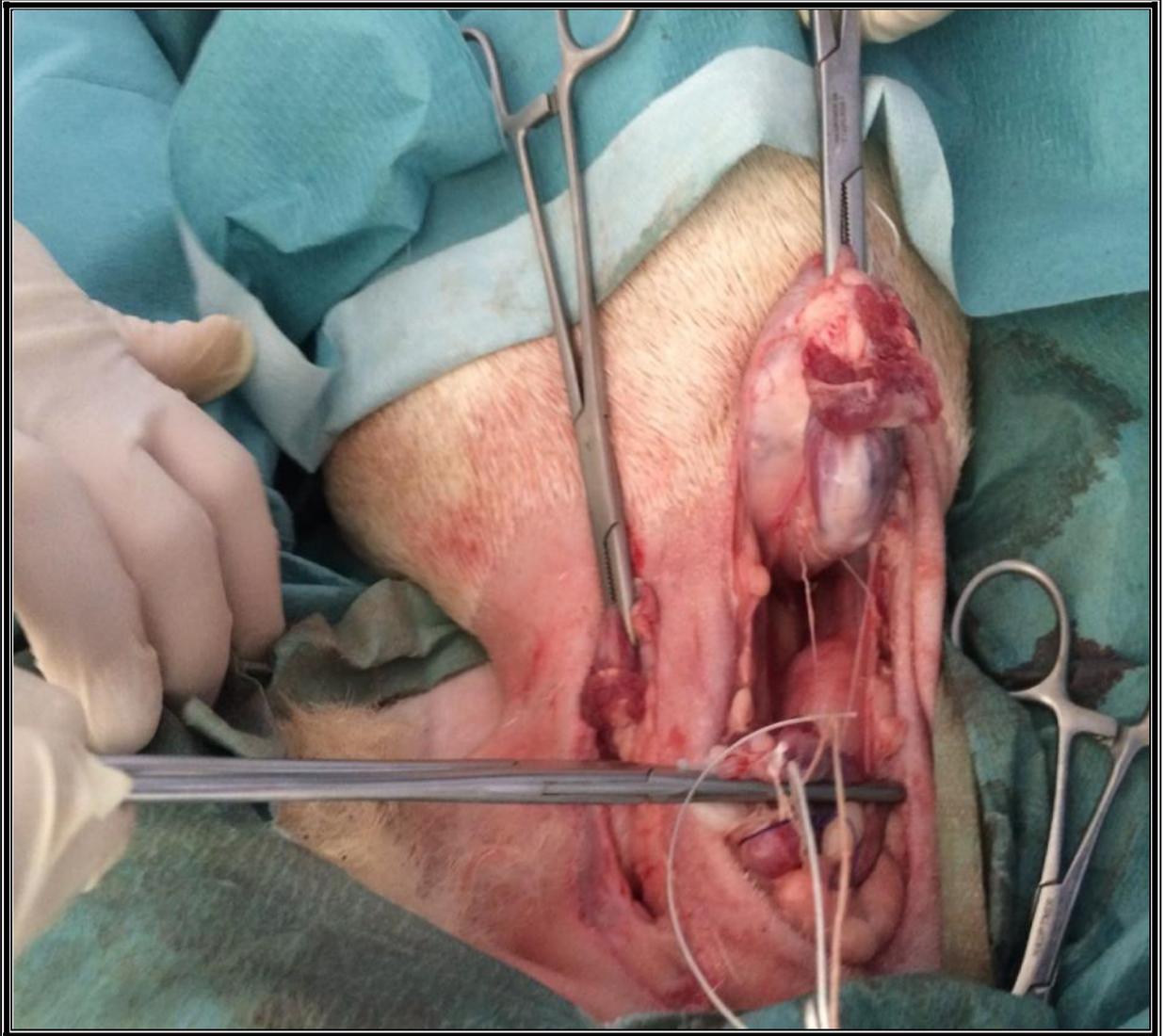
10. Le cordon testiculaire est ensuite coupé environ 1 cm distalement à la ligature, inspecté pour vérifier l'absence de saignement puis le moignon est rétracté dans l'incision (**Photos N°15**) ;



Photos N°15 : Résection du cordon spermatique

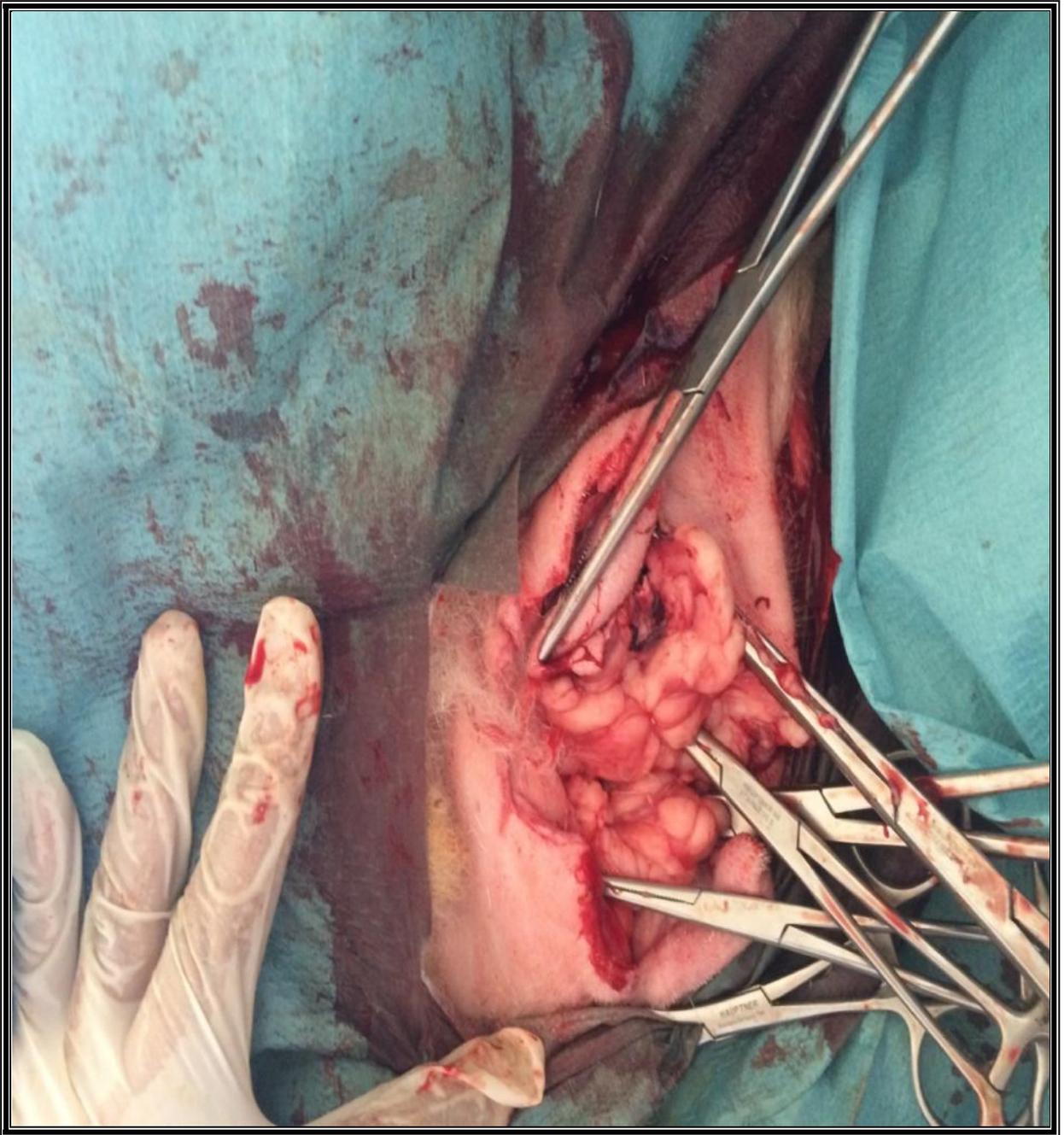
PARTIE EXPERIMENTALE

11. Puis on fait les mêmes étapes pour couper le deuxième cordon spermatique
(Photos N°16)



Photos N°16 : Les deux cordons spermatiques coupés

PARTIE EXPERIMENTALE



Photos N°17 : Elimination des deux testicules atteints avec le scrotum

PARTIE EXPERIMENTALE

12. Suture de la plaie par des points simples à l'aide d'un monofilament non résorbable pour une cicatrisation par première intention (**Photos N°18**)



Photos N°18: Suture de la peau avec des points simples

PARTIE EXPERIMENTALE



Photos N°19 : Aspect des testicules après ablation

Photos N°20 : Bélier après castration

C- Temps postopératoire :

C-1- Suivi et soins post-opératoires :

La surveillance postopératoire consiste en un examen général et des traitements biquotidiens. Après la chirurgie, le bélier reçoit encore 48 heures d'injections d'amoxicilline en intramusculaire.

Nettoyage de la plaie par de la Bétadine.

C-2- Complications Postopératoires :

Dans les heures et les jours qui suivent l'intervention, une réaction inflammatoire locale excessive (avec œdème, chaleur et sensibilité) apparaît (**Photos N°21**).

Ces signes disparaissent généralement au bout d'une semaine après l'utilisation quotidienne des anti-inflammatoires non stéroïdiens en intraveineuse pendant quatre jours.

PARTIE EXPERIMENTALE



Photos N°21 : Œdème postopératoire excessif de la région inguinale

CONCLUSION

La castration lors d'une orchite chez le bélier demeure la solution de choix pour supprimer la douleur liée à cette inflammation des testicules ,elle permis aussi de prévenir la récurrence de la maladie .En outre elle permis d'économiser les frais du traitement médical vis-à-vis du taux d' échec élevé de celui-là au terrain vétérinaire , aussi la castration a un grand rôle d'éradiquer les maladies contagieuses a transmission vénérienne tels que la brucellose ovine .

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUE

- ACHA N. Pedro, SZYFRES Boris Zoonoses and communicable diseases common to Man and Animals – Volume1: Bacterioses and Mycoses. 3ème édition. Office International des Epizooties. 2005
- Baril G, Chemineau P, Cognié Y, 1993. « Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins ».
- Baril G., Chemineau P., Cognie Y., Guerin Y., Leboeuf B., Orgeur P., Vallet J. C., 1993.
- BARIL, G., CHEMINEAU, P., COGNIE, Y., GUERIN, Y., LEBOEUF, B., ORGEUR, P., VALLET, J.C. (1993)
- Barone R., 1978. “Anatomie comparée des mammifères domestiques”. Tome 3, splanchnologie, Fascicule 2, appareil urogénital, 951p.p89-239.
- Bassett A. (2010) Technical Paper No. 10: Castration of Sheep. Animal Welfare Approved. Consultable à l'adresse : www.animalwelfareapproved.org/wp-content/uploads/2011/03/TAFS-10-Sheep-Castration.pdf Consulté le 14 avril 2013.
- Berthelot *et al.*, 1988 Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation d'Ontario, 2007
- Bohy *et al.*, 2001 Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation d'Ontario, 2007
- Bonne et al., 1988. “Reproduction des mammifères d'élevages”; collection inrap. édition foucher, 239p, p43-52.
- BOOTH NH, Drugs Anesthetizing the Peripheral Nerves : Local anesthetics. *In*: BOOTH NH, Mc DONALD LE, *Veterinary Pharmacology and Therapeutics*, 6th ed. Ames : Iowa state University Press, 1988, 407-422.
- BOUCIF A. (1), AZZI N. (2), BOULKABOUL A. (1), TAINURIER D. (3), SAIDI D.(2) les orchites chez le bélier REMBI(ALGERIE)observation cliniques et histo-pathologiques (1) Département des Sciences Vétérinaires, Université Ibn Khaldoun Tiaret 14000 Algérie(2) Département de Biologie, Université es senia Oran(3) Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes, Atlanpole-La Chantrerie B.P. 40706 France
- Capucille *et al.*, 2002 Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation d'Ontario, 2007
- Ch. Hanzen Pathologies de la reproduction du mâle des ruminants Année 2009-2010

- Chemineau, P., Daveau, A., Maurice, F., Delgadillo, J., 1987. Effects of tropical photoperiod on sexual activity of Alpine goats, in: International Conference on Goats, 4ème. Brasilia, p. 269.
- Chemineau, P., Delgadillo, J.A., 1994. Neuroendocrinologie de la reproduction chez les caprins. INRA Prod. Anim. 7, 315–326.
- Chemineau, P., Malpaux, B., Pelletier, J., Leboeuf, B., Delgadillo, J.A., Deletang, F., Pobel, T., Brice, G., 1996. Emploi des implants de mélatonine et du traitement photopériodiques pour maîtriser la reproduction saisonnière chez les ovins et les caprins. Productions Animales 9, 45–60.
- Dadoune J-P., 1998. “Histology”. Medecine-Science. Flammarion. P462.
- Dwyer C. (2008) Farming systems for sheep production and their effects on welfare. In: The Welfare of Sheep. Vol. 6. (Phillips C., ed.).Dordrecht NE: Springer.
- ECOLES NATIONALES VETERINAIRES FRANÇAISES (enseignants de maladies contagieuses) La Brucellose. Edition 2003.
- GARNIER M, DELAMARE V, Castration in *Dictionnaire illustré des termes de médecine 29ème édition*. 2006, Maloine: Paris
- Guatteo R et Holopherne D. *Anesthésie des bovins*. Point Vétérinaire, Maisons-Alfort, 2006, 177 p
- HALL LW, CLARK KW, TRIM CM, General principles of local analgesia. *In: Veterinary anaesthesia*, 10th ed. Philadelphia : WB Saunders Company, 2001, 225-245
- HEAVNER JE, Local anesthetics. *In : THURMON JC, TRANQUILL WJ, BENSON GJ, Lumb & Jones' Veterinary anaesthesia*, 3rd ed. Baltimore : Williams & Wilkins, 1996, 330-336
- Hodgkinson O, Dawson L. Practical anaesthesia and analgesia in sheep, goats and calves. *In Pract.*, 2007, 29, 596-603
- Hodgkinson O, Dawson L. Practical anaesthesia and analgesia in sheep, goats and calves. *In Pract.*, 2007, 29, 596 603
- LEFEVRE Pierre-Charles, BLANCOU Jean, CHERMETTE René Principales maladies infectieuses et parasitaires du bétail (Europe et Régions Chaudes) Editions Tec et Doc, Editions Médicales Internationale. Londres, Paris, New York. 2003
- Malpaux, B., Delgadillo, J.A., Guérin, Y., Ravault, J.P., Thimonier, J.,
- MUTSCHLER E, DERENDORF H, Local Anesthetics. *In : Drug Actions Basic Principles and Therapeutic Aspects*, Stuttgart : Medpharm Scientific Publishers, 1995, 182-186.

- Ravary B. Anesthésie locale et loco-régionale chez les bovins, principes généraux. *Point Vét. (Numéro spécial « Chirurgie des bovins et petits ruminants, tome I »)*, 2000, **31**, 10-12
- Ravary B. L'écornage des bovins. *Point Vét. (Numéro spécial « Chirurgie des bovins et petits ruminants, tome II »)*, 2001, **32**, 109-114
- RITCHIE JM, GREENE NM, Local anesthetics. *In* : GOODMAN GILMAN A, GOODMAN LS, RALL TW, MURAD F, *The Pharmacological basis of therapeutics*, 7th ed. New York : MacMillan Publishing Company, 1985, 302-321.
- Schoenian S. (2012) The Welfare of Docking and Castrating Lambs. University of Maryland Extension. Consultable à l'adresse : www.sheepandgoat.com/articles/welfaredockcast.html
Consulté le 14 avril 2013.
- Skarda J. Techniques of local anaesthesia. *Vet. Clin. North Am. Food Anim. Pract.*, 1986, **2**, 621-663
- Skarda RT. Local and regional analgesia. *In*: Short CE. (editors). *Principles and practice of veterinary anesthesia*. Williams and Wilkins, Baltimore, 1987, 91-133