



HAL
open science

Mise au point et valorisation d'un modèle de simulation de l'appareil génital mâle ovin

Alexis Douet

► **To cite this version:**

Alexis Douet. Mise au point et valorisation d'un modèle de simulation de l'appareil génital mâle ovin. Sciences du Vivant [q-bio]. 2023. dumas-04264566

HAL Id: dumas-04264566

<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-04264566>

Submitted on 8 Jan 2024

HAL is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.

CAMPUS VÉTÉRINAIRE DE LYON

Année 2023 - Thèse n° 060

**MISE AU POINT ET VALORISATION D'UN MODÈLE DE
SIMULATION DE L'APPAREIL GÉNITAL MÂLE OVIN**

THESE

Présentée à l'Université Claude Bernard Lyon 1
(Médecine – Pharmacie)

Et soutenue publiquement le 13 octobre 2023
Pour obtenir le titre de Docteur Vétérinaire

Par

DOUET Alexis

CAMPUS VÉTÉRINAIRE DE LYON

Année 2023 - Thèse n° 060

**MISE AU POINT ET VALORISATION D'UN MODÈLE DE
SIMULATION DE L'APPAREIL GÉNITAL MÂLE OVIN**

THESE

Présentée à l'Université Claude Bernard Lyon 1
(Médecine – Pharmacie)

Et soutenue publiquement le 13 octobre 2023
Pour obtenir le titre de Docteur Vétérinaire

Par

DOUET Alexis

Liste des enseignants du Campus Vétérinaire de Lyon (20-03-2023)

Pr	ABITBOL	Marie	Professeur
Dr	ALVES-DE-OLIVEIRA	Laurent	Maître de conférences
Pr	ARCANGIOLI	Marie-Anne	Professeur
Dr	AYRAL	Florence	Maître de conférences
Pr	BECKER	Claire	Professeur
Dr	BELLUCO	Sara	Maître de conférences
Dr	BENAMOU-SMITH	Agnès	Maître de conférences
Pr	BENOIT	Etienne	Professeur
Pr	BERNY	Philippe	Professeur
Pr	BONNET-GARIN	Jeanne-Marie	Professeur
Dr	BOURGOIN	Gilles	Maître de conférences
Dr	BRUTO	Maxime	Maître de conférences
Dr	BRUYERE	Pierre	Maître de conférences
Pr	BUFF	Samuel	Professeur
Pr	BURONFOSSE	Thierry	Professeur
Dr	CACHON	Thibaut	Maître de conférences
Pr	CADORÉ	Jean-Luc	Professeur
Pr	CALLAIT-CARDINAL	Marie-Pierre	Professeur
Pr	CHABANNE	Luc	Professeur
Pr	CHALVET-MONFRAY	Karine	Professeur
Dr	CHANOIT	Gullaume	Professeur
Dr	CHETOT	Thomas	Maître de conférences
Pr	DE BOYER DES ROCHES	Alice	Professeur
Pr	DELIGNETTE-MULLER	Marie-Laure	Professeur
Pr	DJELOUADJI	Zorée	Professeur
Dr	ESCRIOU	Catherine	Maître de conférences
Dr	FRIKHA	Mohamed-Ridha	Maître de conférences
Dr	GALIA	Wessam	Maître de conférences
Pr	GILOT-FROMONT	Emmanuelle	Professeur
Dr	GONTHIER	Alain	Maître de conférences
Dr	GREZEL	Delphine	Maître de conférences
Dr	HUGONNARD	Marine	Maître de conférences
Dr	JOSSON-SCHRAMME	Anne	Chargé d'enseignement contractuel
Pr	JUNOT	Stéphane	Professeur
Pr	KODJO	Angeli	Professeur
Dr	KRAFFT	Emilie	Maître de conférences
Dr	LAABERKI	Maria-Halima	Maître de conférences
Dr	LAMBERT	Véronique	Maître de conférences
Pr	LE GRAND	Dominique	Professeur
Pr	LEBLOND	Agnès	Professeur
Dr	LEDOUX	Dorothee	Maître de conférences
Dr	LEFEBVRE	Sébastien	Maître de conférences
Dr	LEFRANC-POHL	Anne-Cécile	Maître de conférences
Dr	LEGROS	Vincent	Maître de conférences
Pr	LEPAGE	Olivier	Professeur
Pr	LOUZIER	Vanessa	Professeur
Dr	LURIER	Thibaut	Maître de conférences
Dr	MAGNIN	Mathieu	Maître de conférences
Pr	MARCHAL	Thierry	Professeur
Dr	MOSCA	Marion	Maître de conférences
Pr	MOUNIER	Luc	Professeur
Dr	PEROZ	Carole	Maître de conférences
Pr	PIN	Didier	Professeur
Pr	PONCE	Frédérique	Professeur
Pr	PORTIER	Karine	Professeur
Pr	POUZOT-NEVORET	Céline	Professeur
Pr	PROUILLAC	Caroline	Professeur
Pr	REMY	Denise	Professeur
Dr	RENE MARTELLET	Magalie	Maître de conférences
Pr	ROGER	Thierry	Professeur
Dr	SAWAYA	Serge	Maître de conférences
Pr	SCHRAMME	Michael	Professeur
Pr	SERGENTET	Delphine	Professeur
Dr	TORTEREAU	Antonin	Maître de conférences
Dr	VICTONI	Tatiana	Maître de conférences
Dr	VIRIEUX-WATRELOT	Dorothee	Chargé d'enseignement contractuel
Pr	ZENNER	Lionel	Professeur

Remerciements au jury

A Madame la Professeure Claire HAEGELEN

De l'université Claude Bernard Lyon 1 et de la Faculté de Médecine
Qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de ce jury de thèse,
Tous mes hommages les plus respectueux

A Madame la Professeure Dominique LE GRAND

De VetAgro Sup, Campus vétérinaire de Lyon
Pour l'idée de ce projet et son encadrement, ainsi que pour le suivi de mon parcours
scolaire sur ces cinq années à l'école vétérinaire
Mes sincères remerciements

A Monsieur le Docteur Bernard JANKOWIAK

De VetAgro Sup, Campus vétérinaire de Lyon
Pour l'idée de ce projet et sa participation, jusque sur le terrain
Mes sincères remerciements

Autres remerciements

A Monsieur Roland ROUME

De VetAgro Sup, Campus vétérinaire de Lyon

Pour son travail considérable, son ingéniosité, sa patience et sa disponibilité dans la réalisation de ce projet

Mes sincères remerciements pour cette aide précieuse

Table des matières

Liste des annexes.....	13
Listes des figures	15
Liste des tableaux.....	17
Listes des abréviations	19
Introduction.....	21
PARTIE 1 L'APPAREIL GENITAL DU BELIER, SON EXAMEN ET SES PATHOLOGIES	23
A) Anatomie de l'appareil génital du bélier	23
1) Les testicules.....	23
a) Rôle et localisation	23
b) Anatomie détaillée	24
2) Les voies spermatiques.....	25
a) L'épididyme.....	25
b) Le canal déférent	25
c) L'urètre.....	26
3) L'appareil copulateur	26
4) Les glandes annexes	26
a) Les vésicules séminales	26
b) La prostate	26
c) Les glandes bulbo-urétrales	26
5) Le plexus pampiniforme	27
B) Examen de l'aptitude à la reproduction du bélier	28
1) Intérêt de l'examen.....	28
2) Examen clinique	28
a) Examen clinique général	28
b) Examen clinique de l'appareil génital.....	29
3) Examens complémentaires	30
a) Examen sérologique	30
b) Examen du sperme.....	30
c) Echographie.....	31
4) Tests de comportements reproducteurs	32
a) Test de la libido.....	32
b) Dextérité de l'accouplement	32

c) Capacité de service.....	32
c) Pathologies de l'appareil génital	34
1) Affections du scrotum	34
a) Abscès cutanés.....	34
b) Excès de laine	34
c) Gale.....	34
d) Pathologies altérant la conformation du scrotum	34
2) Affections de l'épididyme	35
a) Le spermatocele	35
b) Epididymite et Epididymite Contagieuse Ovine	36
1. Etiologies	36
2. Epididymite Contagieuse Ovine (ECO) ou Epididymite Contagieuse du Béliet (ECB)	36
i) Infection et transmission	36
ii) Aspects lésionnels	37
iii) Aspects sanitaires	38
3. Epididymite à <i>Actinobacillus seminis/Histophilus somni</i>	39
i) Fréquence et prévalence	39
ii) Infection et transmission	39
iii) Aspects lésionnels	39
iv) Aspects sanitaires	40
3) Maladies du testicule	41
a) Orchite	41
1. Etiologies	41
2. Aspects lésionnels	41
3. Transmission	43
4. Aspects sanitaires	43
b) Dégénérescence testiculaire	43
1. Etiologies	44
2. Aspects lésionnels	44
c) Hypoplasie testiculaire	45
d) Atrophie testiculaire	45
e) Cryptorchidie/Cryptorchidisme	45
f) Tumeurs testiculaires.....	46

PARTIE 2 REALISATION ET UTILISATION DU MODELE DE SIMULATION	47
A) Réalisation du modèle.....	47
1) Présentation du modèle et de ses éléments.....	47
2) Modélisation de l'appareil génital : les testicules	48
a) Conception des testicules.....	48
b) Fabrication d'un moule de testicule.....	49
c) Moulage d'un testicule.....	50
d) Evolution du modèle et du moule initiaux	50
e) Modifications supplémentaires.....	50
3) Le scrotum	51
a) Préparation du moule.....	51
b) Moulage du scrotum	52
c) Evolution du modèle	54
4) Le support.....	55
B) Utilisation du modèle, intérêts et limites.....	56
1) Modalités d'utilisation de l'atelier.....	56
2) Critères évalués lors de l'utilisation du modèle	56
3) Situations pathologiques possibles	56
4) Limites du modèle	57
a) Une anatomie restreinte	57
b) Des pathologies simplifiées par la simulation.....	57
c) Un geste technique utile mais pas infallible.....	58
5) Valorisation, vulgarisation du modèle.....	58
CONCLUSION	59
BIBLIOGRAPHIE.....	61
ANNEXES.....	69

Liste des annexes

Annexe 1 Evaluation de la note d'état corporel d'un mouton	69
Annexe 2 Liste des matériaux consommables	71
Annexe 3 Fiche de simulation du modèle	72
Annexe 4 Atlas des testicules et des pathologies associées	75

Liste des figures

Figure 1 : Anatomie du testicule	25
Figure 2 : L'appareil génital du bélier	27
Figure 3 : Examen clinique génital sur bélier debout	29
Figure 4 : Examen clinique génital sur bélier assis	29
Figure 5 : Echographie du testicule sain	31
Figure 6 : Echographie de la queue de l'épididyme sain	32
Figure 7 : Distension de la queue de l'épididyme due à un spermatocele	35
Figure 8 : Epididymite contagieuse à <i>B. ovis</i>	37
Figure 9 : Queue de l'épididyme avec granulomes spermatiques chez un bélier stérile	38
Figure 10 : Epididymite Contagieuse Ovine chez un bélier	38
Figure 11 : Epididymites à autres agents	40
Figure 12 : Orchi-épididymite unilatérale	42
Figure 13 : Orchite unilatérale	42
Figure 14 : Orchite chronique du testicule droit avec atrophie du testicule gauche	43
Figure 15 : Dégénérescence testiculaire chez un bélier atteint de lymphadénite caséuse à <i>Corynebacterium pseudotuberculosis</i>	44
Figure 16 : Cryptorchidie unilatérale droite chez un agneau	46
Figure 17 : Modèle final, prêt pour utilisation	47
Figure 18 : Ouverture latérale laissant apercevoir les testicules insérés	47
Figure 19 : Testicules disponibles pour l'usage du modèle	48
Figure 20 : Testicule de jeune bélier ayant servi de premier moule	48
Figure 21 : Premiers testicules moulés sur pièces biologiques. Silicone	49
Figure 22 : Premiers testicules moulés sur pièces biologiques. Mousse	49
Figure 23 : Préparation de l'alginate de moulage	49
Figure 24 : Premier moule en alginate après retrait de la pièce	49
Figure 25 : Modèle anatomique en mousse	50
Figure 26 : Moule en alginate et premier testicule moulé en silicone à partir du modèle anatomique en mousse	50
Figure 27 Ajout de cordons testiculaires à l'aide de silicone à prise rapide	51
Figure 28 Scrotum en latex du modèle anatomique	52

Figure 29 Prise du moule en alginate sur le scrotum.....	52
Figure 30 Scrotum moulé en mousse, plein et recouvert de résine.....	52
Figure 31 Application du silicone en fine couche sur le scrotum mis en rotation.....	53
Figure 32 Scrotum creux en silicone	53
Figure 33 Scrotum en silicone dans lequel un testicule a été placé	54
Figure 34 Scrotum en fausse fourrure dont l'intérieur est recouvert et imperméabilisé par une fine couche de silicone.....	55
Figure 35 Support en panneaux stratifiés	55

Liste des tableaux

Tableau I : Testicules modélisés et leurs caractéristiques	57
--	----

Liste des abréviations

EAR : Examen d'Aptitude à la Reproduction

NEC : Note d'Etat Corporel

ELISA : Enzyme-Linked Immunosorbent Assay

ECB/ECO : Epididymite Contagieuse du Bélier/ Epididymite Contagieuse Ovine

MARC : Maladie Réputée Contagieuse

MADIO : Maladie à Déclaration Obligatoire

PACA : Provence Alpes Côtes d'Azur

GnRH : Gonadotropin Releasing Hormone

HPL: High Pressure Laminated

GDS : Groupe de Défense Sanitaire

ENVT : Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

ANSES : Agence Nationale de Sécurité Sanitaire de l'Alimentation, de l'Environnement et du Travail

INTRODUCTION

L'élevage ovin français, deux à trois fois moins important que l'élevage bovin en termes de têtes (6 995 milliers contre 17 657 milliers en 2021)^{1,2} et de nombre d'exploitations (34,5 milliers contre 157 milliers en 2021)^{1,2}, se répartit majoritairement entre les brebis et agnelles des filières laitières et allaitantes.

A l'instar de l'élevage bovin, peu de rapports statistiques font mention de l'effectif individuel des mâles reproducteurs, qui est bien moindre par rapport à celui des femelles. Il se compte seulement en centaine de milliers d'individus.

Néanmoins, depuis 2012, l'Institut de l'Élevage effectue un recensement annuel des béliers destinés à la reproduction. Cette procédure a un double objectif, elle vise d'une part à améliorer la connaissance du niveau de résistance vis-à-vis de la tremblante classique (maladie contagieuse et mortelle ayant d'importantes répercussions économiques pour les éleveurs et la filière) ; d'autre part, à recueillir et à analyser les informations zootechniques des mâles (race, provenance, ...) en vue d'améliorer leurs performances ainsi que celles des exploitations ovines françaises.³

Les résultats annuels de cet inventaire montrent une stabilisation du nombre de béliers reproducteurs autour de 165 000 individus en 2018. La plupart des éleveurs étant de petits exploitants avec un troupeau inférieur à 50 têtes, plus de la moitié d'entre eux possèdent au maximum 1 bélier. Au-delà il s'agit d'élevages avec plusieurs reproducteurs, avec par exemple 6 à 10 béliers en moyenne pour des cheptels de 200 à 500 brebis ; ce qui représente un bélier pour 30 à 50 brebis. Au vu d'un sex-ratio aussi marqué, il est important pour les éleveurs de choisir convenablement leurs futurs reproducteurs au moment de l'achat, que ce soit sur le plan génétique mais également morphologique. De plus, afin que les animaux puissent accomplir une saison de lutte complète, il est nécessaire de s'assurer de leur bon état de santé. L'acquisition ou le choix d'un bélier reproducteur implique donc l'évaluation de ses performances mais également de son examen clinique approfondi.³

L'objectif de cette thèse est de contribuer à l'apprentissage de l'examen clinique de l'appareil génital des béliers par la simulation, en mettant au point un modèle d'appareil génital mâle reproduisant les conditions d'un animal sain et pathologique. Ce modèle sera à destination des éleveurs afin de les sensibiliser à l'examen clinique de leurs futurs reproducteurs mais également à destination des étudiants vétérinaires dans le cadre de leur formation. Ce travail s'inscrit dans le développement de la salle de simulation VETSKILL, qui depuis son ouverture en 2018 propose de nombreux ateliers pédagogiques à tous les étudiants vétérinaires, leur permettant de réaliser des gestes techniques sur des mannequins avant de les pratiquer sur animal vivant.

La première partie de ce travail est un rappel des éléments de l'anatomie génitale du bélier, des étapes de l'examen et des pathologies de l'appareil reproducteur.

La seconde partie, plus pratique, est consacrée à la conception et à la réalisation technique du modèle, et son utilisation avec la construction, sous forme de fiches techniques, d'une méthodologie d'examen palpatoire permettant finalement de juger de l'état de l'animal ainsi que des répercussions (économiques et sanitaires) potentielles sur le reste du cheptel.

PARTIE 1

L'APPAREIL GENITAL DU BELIER, SON EXAMEN ET SES PATHOLOGIES

A) Anatomie de l'appareil génital du bélier

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.⁴ Il se compose des testicules, des glandes annexes et des voies spermatiques.⁵

Seront abordés ici l'ensemble des éléments de l'appareil reproducteur mais seuls les organes modélisés seront détaillés. Tous sont repris sur le schéma de la *figure 2*¹⁹.

1) Les testicules

a) Rôle et localisation

Les testicules assurent la production des spermatozoïdes (spermatogenèse) et synthétisent la testostérone, principale hormone sexuelle chez le mâle. La descente testiculaire et la migration à travers le canal inguinal commencent très tôt chez le bélier, entre le 100^e et 105^e jour de vie fœtale. La migration est finie avant le cinquième mois de gestation.⁶⁶

Après descente testiculaire, les testicules sont logés dans leurs bourses à l'extérieur de la cavité abdominale de manière à être maintenus à une température de 3 à 5°C en dessous de la température corporelle. Cette légère hypothermie est essentielle pour la spermatogenèse. Cependant, des températures très basses peuvent compromettre la spermatogenèse. La protection fournie par les bourses et la rétraction du muscle crémaster du testicule près de la cavité abdominale constituent les principaux mécanismes pour maintenir une température testiculaire proche de celle du corps. De même les températures élevées (fièvre, stress thermique) peuvent réduire la fertilité.⁶⁶ Si la température atteint celle du reste du corps pendant seulement quelques heures, l'animal devient stérile environ 14 jours plus tard.^{7,66}

Chez le bélier, les testicules sont situés en région inguinale. Ils sont attachés au corps par le cordon spermatique qui comprend les vaisseaux sanguins, les nerfs et le canal déférent. Le cordon spermatique entre dans la cavité abdominale à travers le canal inguinal. Le long axe du testicule est vertical.⁶⁶

La région scrotale forme une masse ovoïde, bilobée, longiligne et pendant verticalement 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.¹²

Son poids unitaire varie de 170 à 250 grammes⁸. Il a été rapporté que la saison affecte le poids des testicules ainsi que la qualité et la quantité du sperme.^{11,12}

Sa taille varie selon plusieurs facteurs (race, individus, stades physiologiques, ...), elle est en moyenne de 10 centimètres de long, 6 centimètres de large, et 6 centimètres d'épaisseur.¹²

Le rapport poids du testicule/poids du corps chez le bélier est égal à $1/200^{7,10}$. Ce rapport est élevé comparativement à d'autres espèces telles que : l'homme ($1/1500$), le lapin ($1/700$), ou le taureau ($1/640$).^{10,11}

Durant les premières semaines de vie, le poids des testicules du bélier augmente lentement par rapport au reste du poids du corps qui augmente plus rapidement. Quand ce dernier dépasse 20 kilogrammes (au sevrage) le poids des testicules augmente de manière plus rapide avec une croissance maximale lorsque l'animal oscille entre 24 et 27 kilogrammes. La puberté a lieu en moyenne vers 140 jours d'âge et 35 kilogrammes de poids corporel ; il y a cependant de larges différences selon les races avec par exemple 112 jours chez la Suffolk, 225 jours chez la Mérinos.¹³

Des testicules de plus grande taille impliquent une spermatogenèse plus importante.¹³

Les gros testicules produisent plus de sperme par jour que les petits. Chez un bélier sain, chaque gramme de testicule produit environ 20×10^6 spermatozoïdes quotidiennement.¹³

b) Anatomie détaillée

Les testicules sont logés dans des bourses testiculaires qui comprennent 7 enveloppes. La principale fonction de ces bourses est de protéger et de soutenir les gonades, les premières voies spermatiques (épididyme et début du canal déférent) et les vaisseaux du cordon spermatique.⁶⁶ Ces enveloppes, exceptée la 2^e, sont illustrées dans la *figure 1*.

Le scrotum est la première enveloppe. Il est superficiel et sa nature est cutanée. Il est commun aux deux testicules. Il est mince et laineux, sauf partiellement en zone dorso-crâniale.⁶⁶ Il est pourvu d'un sillon médian : le raphé.¹²

Le dartos est la deuxième enveloppe qui est intimement liée au scrotum. C'est un tissu conjonctif jaunâtre qui forme une enveloppe pour chaque gonade et s'étend jusqu'à l'anneau inguinal.⁶⁶

Le fascia spermatique externe constitue la troisième enveloppe. Il comprend deux couches fibreuses minces protégeant les testicules. Leur glissement permet au testicule de se déplacer facilement sous la peau en cas de compression ou de choc. Cette couche est le site le plus fréquent des infiltrations pathologiques dans cette zone.⁶⁶

Le muscle crémaster, qui correspond à la quatrième couche, est constitué de fibres musculaires striées situées superficiellement à la surface caudale du fascia spermatique interne et atteignant à peine le niveau des *extremitas capitata* du testicule.⁶⁶

Le fascia spermatique interne est la cinquième enveloppe, qui est une lame fibreuse recouvrant la couche pariétale de la tunique vaginale.⁶⁶

Les couches pariétale et viscérale de la tunique vaginale constituent la sixième et septième enveloppe. La couche pariétale est intimement liée au fascia spermatique interne ; la couche viscérale entoure la *tunica albuginea* et abrite étroitement le testicule, l'épididyme et le cordon spermatique. Les deux couches sont liées par le mésorchium.⁶⁶

L'artère testiculaire, qui irrigue le testicule, présente des circonvolutions étroites et nombreuses en contact étroit avec le réseau veineux du plexus pampiniforme ; elles constituent ensemble le cône vasculaire du cordon spermatique. Cette disposition particulière des vaisseaux est impliquée dans le processus de refroidissement du sang artériel avant son arrivée au testicule.⁶⁶

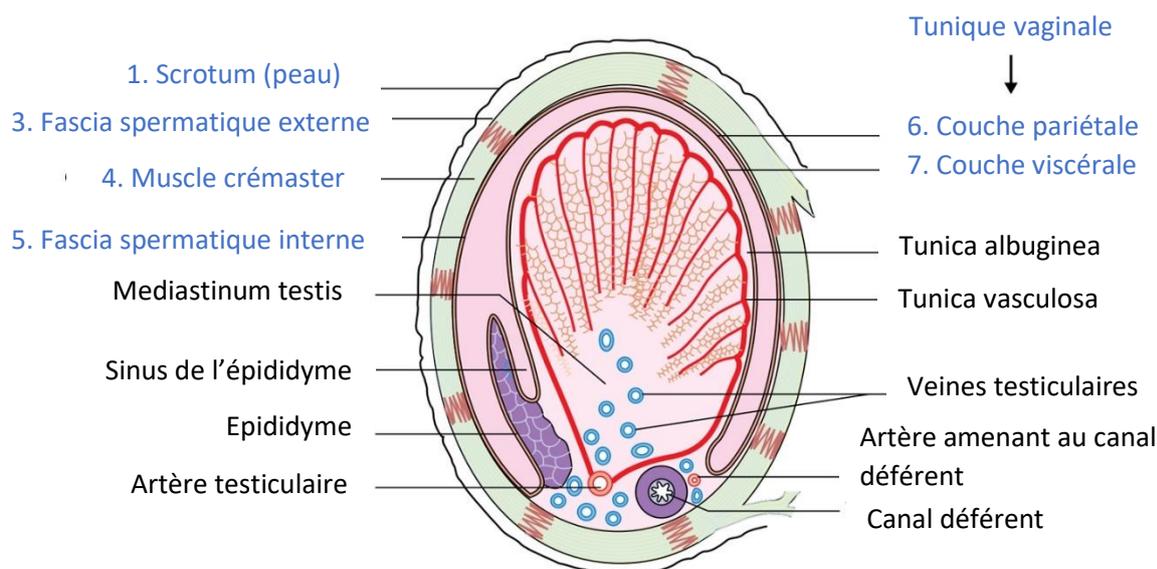


Figure 1 Anatomie du testicule. Source : Earth's Lab

2) Les voies spermatiques

Elles comprennent l'épididyme, le canal déférent, l'urètre et les glandes accessoires.

a) L'épididyme

L'épididyme est localisé caudalement au testicule.⁶⁶ C'est un organe pair, allongé et solidarisé au testicule. Chaque épididyme reçoit de l'*extremita capitata* du testicule les canalicules efférents et se prolonge à son extrémité opposée par le canal déférent. L'épididyme contourne le testicule médialement, qu'il déborde par ses deux extrémités plus volumineuses.¹²

Il est constitué de 3 parties : la tête, le corps et la queue. 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 canal déférent qui s'abouche à l'urètre pelvien¹². Celui-ci mesure environ 6 à 7 centimètres de long et 6 à 7 millimètres de largeur.⁴

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.¹²

Le rôle principal de l'épididyme est d'assurer le stockage et la maturation des spermatozoïdes.⁶⁶

b) Le 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^{4,10} où il s'ouvre à travers un conduit éjaculateur commun avec la vésicule séminale correspondante.⁶⁶

c) L'urètre

L'urètre est un long conduit impair servant à l'excrétion de l'urine et du sperme, il est divisé en deux parties anatomiquement distinctes⁴:

- L'urètre pelvien logé dans le bassin
- L'urètre extra-pelvien entièrement recouvert par l'albuginée et soutenu par deux cordons fibro-spongieux.¹²

3) L'appareil copulateur

Le pénis est l'organe copulateur du mâle¹¹. Il est de type fibro-élastique, mesurant 40 centimètres en moyenne, il porte à son extrémité un appendice vermiforme qui est spécifique à 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.⁴ Il est formé par l'urètre pelvien auquel sont annexés des muscles et des formations érectiles.¹⁰

4) Les glandes annexes

Il existe trois types de glandes annexes : les vésicules séminales (ou glandes vésiculaires), la partie disséminée de la prostate et les glandes bulbo urétrales.⁶⁶

Elles sont chargées de l'élaboration du plasma séminal qui assure aux spermatozoïdes leur nutrition en fournissant des substrats énergétiques, et leur dilution dans un milieu liquide, permettant leur motilité et leur transfert dans les voies génitales femelles.^{4,14,16}

Mélangé aux spermatozoïdes, il constitue le sperme dans l'urètre.¹⁰

a) Les vésicules séminales

Elles sont situées dorsalement et un peu latéralement au canal déférent auquel elles font suite entre la vessie et le rectum.⁴ Les vésicules séminales correspondent à une paire de glandes compactes qui sont facilement identifiables en raison de leur apparence lobulée chez le bélier.¹⁵

Leur longueur est de 3 à 4 centimètres et leur largeur est de 2 centimètres.⁴

Elles sécrètent une grande partie du liquide séminal, soit 60% du volume total du sperme.¹⁰

b) La prostate

Il n'y a pas de partie conglomérée de la prostate (ou corps) mais la partie disséminée est très développée. Mesurant de 3 à 5 centimètres d'épaisseur, elle se situe dans la paroi de l'urètre pelvien. Le liquide prostatique est un des constituants majeurs du sperme car riche en acides aminés, enzymes, fructose et en zinc qui a un rôle bactéricide.⁴

c) Les glandes bulbo-urétrales.

Aussi appelées glandes de Cowper, les glandes bulbo-urétrales sont deux masses compactes rondes ou ovales, mesurant approximativement 1 cm de diamètre environ chez le mouton. Elles se situent au-dessus de l'urètre intra-pelvien juste en avant de l'arcade ischiatique.^{4,17}

Ces glandes sécrètent un liquide clair visqueux à pH alcalin (7,9) servant au nettoyage et à la lubrification de l'urètre juste avant l'éjaculation.^{4,18} Cette sécrétion permet l'élimination de l'urine résiduelle et assure un environnement optimal pour la survie des spermatozoïdes lors de leur passage dans l'urètre.¹⁶

5) Le plexus pampiniforme.

Il est constitué de l'artère et de la veine testiculaires assurant la vascularisation de l'organe. L'artère amène le sang au testicule. Elle constitue une part importante du cône vasculaire du cordon spermatique. La veine testiculaire se constitue à distance du testicule, généralement à l'extrémité du cône vasculaire, à proximité de l'anneau inguinal profond.¹²

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 dans le testicule. A ce niveau le béliet présente de nombreuses anastomoses artério veineuses.¹²

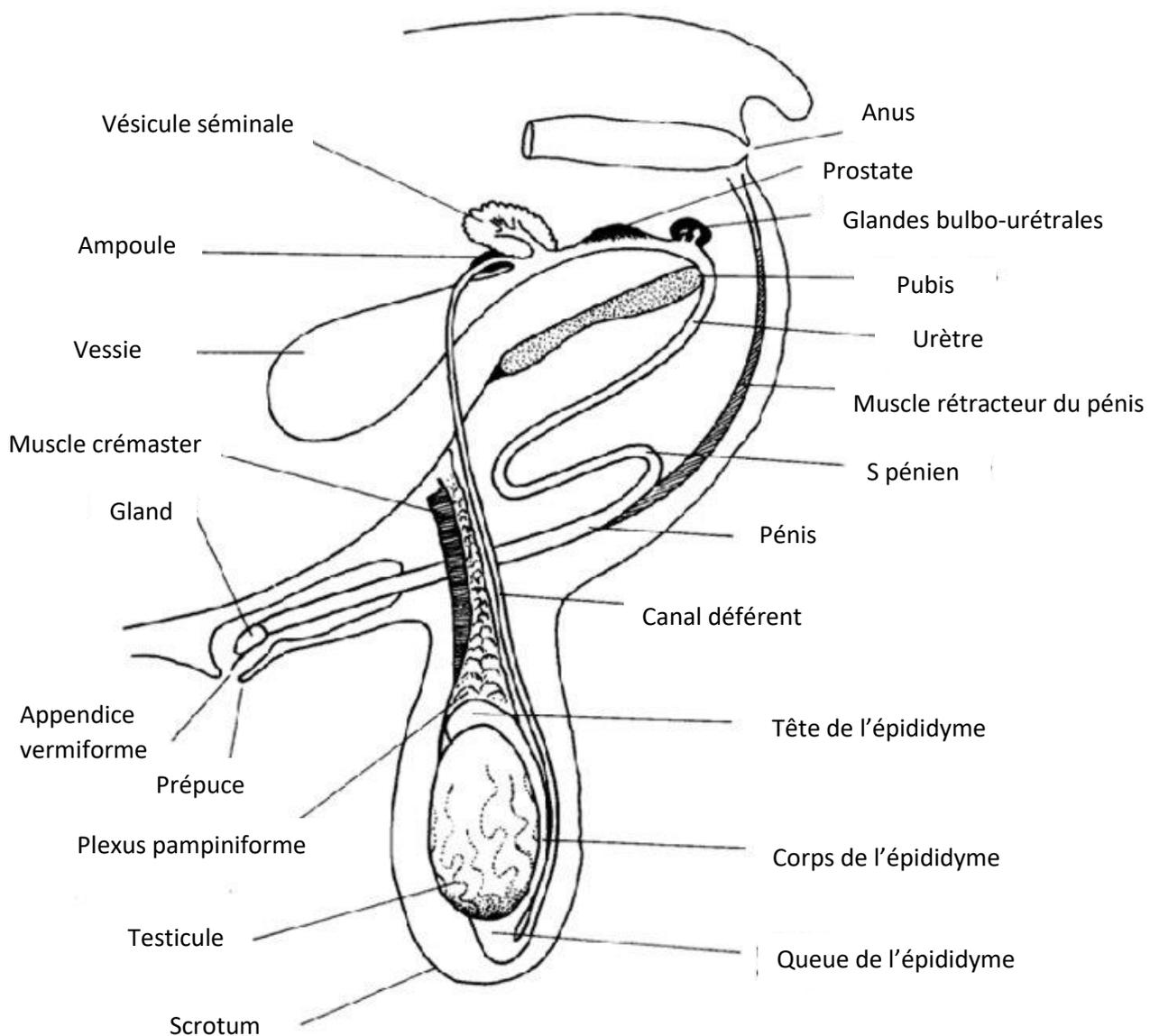


Figure 2 L'appareil génital du béliet. Source : Miller (1991)¹⁹

B) Examen de l'aptitude à la reproduction du bélier

1) Intérêt de l'examen

L'examen de l'aptitude à la reproduction (EAR) du mâle est considéré comme une pratique courante chez les animaux domestiques. Cet examen vise à évaluer la capacité d'un mâle à féconder un nombre donné de femelles dans un intervalle de temps défini. Il ne s'agit pas d'un test de fertilité puisque de nombreux mâles exclus par cet examen ne sont pas complètement stériles et peuvent même fertiliser un grand nombre de femelles dans certaines conditions spécifiques d'élevage.^{67,20, 21, 22, 23, 24}

L'EAR est une composante importante de l'élevage des petits ruminants. L'examen des béliers en vue de la saison de reproduction permet, de manière sûre, d'avoir recours à un petit nombre de mâles reproducteurs (en Nouvelle Zélande, ratio bélier-brebis 1 :100), ce qui permet de diminuer les coûts d'achat et d'entretien de béliers supplémentaires.¹³ Le succès des systèmes agricoles intensifs et pastoraux dépend de la gestion du troupeau, en particulier l'amélioration des performances de reproduction.⁶⁶

L'EAR des béliers par le vétérinaire, en vue de la vente ou avant période de reproduction, est toujours pratiqué dans de nombreux pays éleveurs d'ovins. En Nouvelle Zélande, c'est une procédure de routine dans de nombreux élevages depuis les années 1950 ; elle s'est non seulement montrée être une valeur ajoutée dans l'amélioration de la santé animale mais est également devenue une tradition annuelle d'échange entre l'éleveur et le vétérinaire.¹³

Chez les petits ruminants mâles, l'EAR est à envisager deux mois avant la saison de lutte, particulièrement dans le cadre d'une visite de suivi sanitaire du troupeau^{13,25}. Cela permet aux éleveurs de soigner les béliers atteints de pathologies ou ayant une faible condition physique. Ce délai est nécessaire à la production de la semence et à sa maturation.²⁵

Il est admis que 10% environ des béliers ont une fécondité médiocre. Un grand nombre de ces animaux à fécondité médiocre peut être détecté par palpation des testicules sans qu'il soit nécessaire d'effectuer un examen du sperme.⁶⁷

Néanmoins, certaines pathologies peuvent passer inaperçues si l'examen du sperme frais n'est pas effectué.¹³ Il est essentiel d'identifier toutes les pathologies devant être traitées afin de permettre au bélier de maximiser son potentiel reproducteur et de détecter toutes infections pouvant être transmises aux brebis lors de la saison de reproduction.⁴ Une nutrition appropriée durant la période précédant la reproduction est également essentielle étant donné son incidence directe sur la production de sperme et l'activité sexuelle des béliers.^{6,26}

2) Examen clinique

La méthode est celle décrite dans l'étude espagnole de MOZO R, GALEOTE AI, ALABART JL, FANTOVA E, FOLCH J. de 2015²⁵ :

a) Examen clinique général

Les examens cliniques sont réalisés à distance puis par palpation. En premier lieu, la forme physique est évaluée sur le bélier en position debout, en prêtant attention à :

L'état général de l'animal (troubles digestifs tels que de la diarrhée pouvant souiller la queue, de la météorisation, des signes de problèmes respiratoires, ...) ; l'articulation de la hanche à la recherche d'anomalie pouvant empêcher la monte, la démarche et la conformation du bélier. La région lombaire est également observée afin d'évaluer la note d'état corporel (NEC). Son évaluation et les scores possibles figurent dans l'annexe 1.

Le bélier est ensuite maintenu par la croupe et le reste du corps examiné minutieusement. En premier lieu sont recherchées des anomalies au niveau de la tête (jetage nasal et oculaire, opacité de la cornée, dents manquantes). Ensuite, le cou et le tronc, principalement le sternum et la zone costale, sont examinés à la recherche de plaies, blessures, dermatite, nodules ; et enfin sera vérifiée l'absence d'hernies ombilicales. Les membres sont examinés pour rechercher tout signe de dermatite interdigitée, d'arthrite ou de lésions des sabots. Si nécessaire, un parage fonctionnel est réalisé, notamment lors de pousse excessive des onglons.

b) Examen clinique de l'appareil génital

Dans cette étude, l'examen des testicules est réalisé sur bélier debout (*figure 3*) ; mais pour des raisons de confort et parfois de sécurité, il vaut mieux parfois l'effectuer sur animal assis (*figure 4*). En premier vient l'examen du scrotum pour la recherche d'affections telles que la dermatite, l'œdème, les nodules et les plaies. Le sac scrotal est ensuite palpé de la région inguinale jusqu'à l'épididyme caudal. Le cordon spermatique et le plexus pampiniforme sont palpés pour la recherche de hernie scrotale, d'inflammation des nœuds lymphatiques inguinaux, de nodules ou d'abcès ; et pour évaluer la symétrie, la liberté de mouvement dans le scrotum ainsi que la taille des testicules (pour déceler une orchite, une atrophie ou une hypoplasie testiculaire). Enfin toute la longueur de l'épididyme est examinée (recherche d'épididymite, d'atrophie, de nodules, ...).

L'examen du prépuce est réalisé en maintenant le bélier assis. Au niveau de la muqueuse interne et de la peau externe du prépuce sont recherchés : blessures, abcès, dermatites, ulcères en lien avec une posthite ulcéralive ou éjaculation anormale. Une attention particulière doit être portée à l'orifice du prépuce en cas de posthite ulcéralive ou d'ancien épisode d'infestation par des myases. Quand le gland est extériorisé, il faut vérifier l'absence d'obstruction de l'orifice du prépuce. Le gland et l'urètre doivent être indemnes de blessures, ulcéralions, inflammation ou nécrose.



Figure 3 et 4 : Examen clinique génital sur bélier debout et assis (B. JANKOWIAK)

Des examens complémentaires sont envisageables et réalisés en cas de doute sur la fertilité d'un animal ou suite à la découverte d'anomalies lors de l'examen clinique.

3) Examens complémentaires

a) Examen sérologique

Un test sérologique est envisageable pour détecter *Brucella ovis*, l'agent de l'épididymite contagieuse ovine.²⁵

Le test de fixation du complément est habituellement positif dans les 6 à 9 semaines après l'infection (titre 1 : 160 ou plus) et reste élevé jusqu'à 7 mois ou plus. C'est un test de dépistage de masse mais manquant de sensibilité et de spécificité (il y a un très grand nombre de faux négatifs et de faux positifs). Le test ELISA est plus sensible, il est utilisé dans la détection précoce de la maladie.^{6,27, 28, 29}

b) Examen du sperme

L'examen du sperme représente un bon indicateur de la fertilité des béliers. Cet examen est important pour les béliers utilisés dans les programmes d'insémination artificielle ou dans les troupeaux pour lesquels il y a un seul reproducteur. Un bélier ne doit pas être exclu de la monte sur la base d'un seul examen de sperme non concluant. Un deuxième échantillon doit être prélevé 7 à 14 jours plus tard après le résultat du 1^{er} examen. La qualité de la semence reflète l'état du bélier dans les 7 semaines qui précèdent, ce qui correspond à la date de la spermatogenèse.³⁰

La collecte de l'échantillon peut se faire selon 2 méthodes. L'usage d'un vagin artificiel est la technique la plus fréquemment utilisée, les béliers apprenant rapidement à monter une brebis contenue, la pénétration et l'éjaculation sont extrêmement rapides. La 2^e méthode est l'électroéjaculation sur bélier contenu mais elle est moins fiable que la première méthode car les échantillons varient en qualité et peuvent être contaminés par de l'urine.³¹

Immédiatement après collecte, le sperme est évalué sur son volume, sa concentration en spermatozoïdes, leur mobilité (mouvement ondulatoire et progression), une contamination éventuelle³¹, sa couleur, sa densité, le pourcentage de spermatozoïdes vivants et d'anomalies.³⁰

La volume inséminé ainsi que le nombre de spermatozoïdes motiles nécessaires pour une bonne insémination varient selon le site de dépôt :

- 0,3-0,5 millilitres avec 300 millions de spermatozoïdes motiles pour une insémination vaginale
- 0,05-0,2 millilitres avec 100 millions de spermatozoïdes motiles pour une insémination dans le col de l'utérus
- 0,08-0,25 millilitres avec 20 millions de spermatozoïdes motiles dans chaque corne pour une insémination intra-utérine (par le biais d'une laparoscopie).³¹

c) Echographie

L'échographie est le meilleur moyen d'évaluer la qualité du parenchyme testiculaire et d'identifier la présence de petites lésions (ce que la palpation seule ne permet pas toujours).^{5,32} De plus l'échographie des testicules peut être un outil précieux pour évaluer la circonférence scrotale, le volume testiculaire et prédire le potentiel de fertilité du bélier.⁶⁶ C'est une technique sans danger, non douloureuse et non invasive.⁶⁶

Le bélier peut être maintenu dans différentes positions. Debout, un assistant maintient fermement l'animal avec les deux membres postérieurs séparés de manière à ce que les deux testicules soient suspendus caudalement. Assis, le mâle est placé sur sa croupe et ses épaules poussées vers le bas pour courber la colonne vertébrale de manière convexe, ce qui facilite la protrusion du pénis. Allongé, le bélier est placé en décubitus dorsal sur une table métallique adaptée pour effectuer des examens plus approfondis.⁶⁶

Chez les petits ruminants l'échographie est réalisée à l'aide d'une sonde linéaire de fréquence 7,5 Mégahertz ou 5 Mégahertz selon la profondeur souhaitée (en fonction de la taille du sac scrotal et de son contenu).⁵

Les hautes fréquences (>7,5 Mégahertz) offrent une meilleure résolution et des images plus détaillées, ce qui est utile pour examiner des zones spécifiques où l'on suspecte des lésions. La tête et la queue de l'épididyme sont observées à une fréquence de 7 Mégahertz.⁵

L'examen du scrotum et de son contenu doit être fait avec méthode et en intégralité. Une approche consiste en l'examen séparé de chaque testicule en commençant par le cordon spermatique, la tête de l'épididyme, le parenchyme testiculaire et en terminant par la queue de l'épididyme.⁶⁶

Chez un bélier sain, la peau du scrotum et les enveloppes testiculaires doivent avoir une surface lisse. Le cône vasculaire du cordon spermatique est bien visible avec son artère testiculaire serpentée. La peau et la capsule testiculaire (albuginée) sont hyperéchogènes.⁶⁶ Les couches pariétale et viscérale de la tunique vaginale sont moins échogènes que la peau et l'albuginée. Une petite quantité de fluide peut être observée dans la cavité vaginale. Le parenchyme testiculaire est homogène et modérément échogène avec le mediastinum testis, hyperéchogène, en son centre.⁵ La *figure 5* illustre les images échographiques d'un testicule sain.⁵

L'échogénicité du parenchyme testiculaire et du mediastinum testis augmente avec l'âge.^{33,34} Le teneur en fluide du parenchyme testiculaire augmente avec la testostérone et la stimulation sexuelle.³⁵ La tête de l'épididyme est homogène et moins échogène comparée au testicule. La queue de l'épididyme est relativement hétérogène et moins échogène que le parenchyme testiculaire, elle présente des zones anéchogènes.^{32,36,37} Les *figures 5 et 6* illustrent les images échographiques d'un épididyme sain.

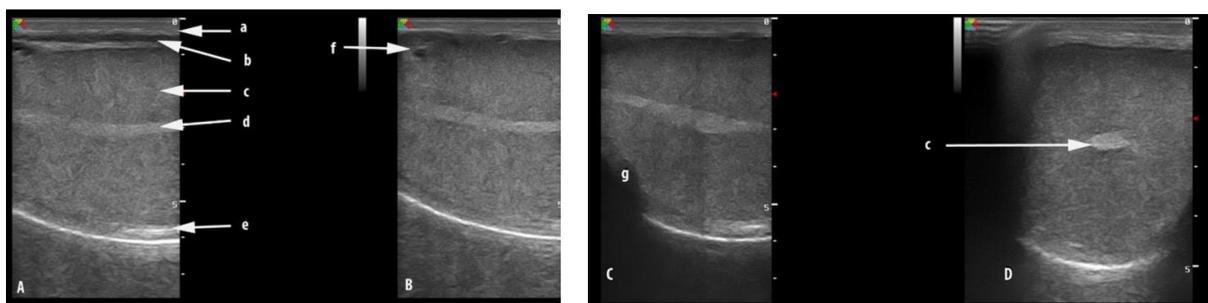


Figure 5 : Echographie du testicule sain. Photos A et B, balayage vertical montrant a) peau, b) cavité vaginale, c) parenchyme testiculaire, d) rete testis, ou médiastin du testicule, e) tunica albuginea, f) branche de l'artère testiculaire. Photo C) Vue oblique montrant g) la tête de l'épididyme. Photo D) section transversale du testicule. Source : R. BOUKHLIQ, K. EL ALLALI, A. TIBARY (2018)⁵

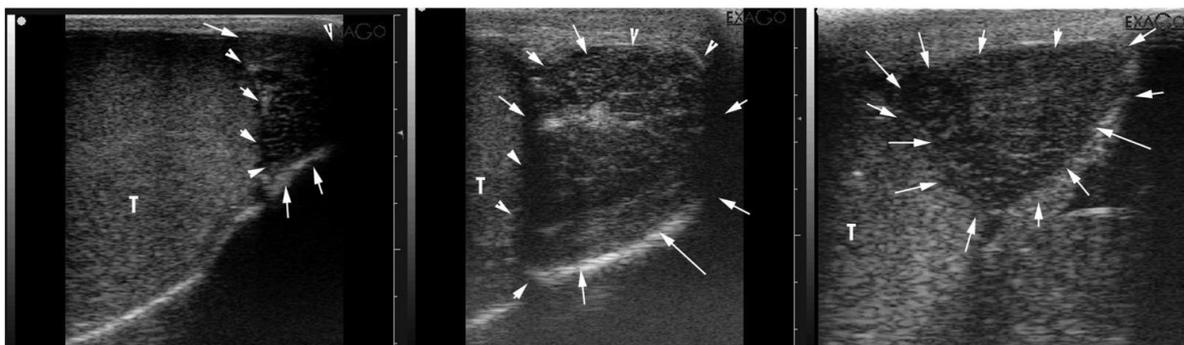


Figure 6 Echographie de la queue de l'épididyme sain. Les flèches délimitent la queue de l'épididyme, T : parenchyme testiculaire. Source : R. BOUKHLIQ, K. EL ALLALI, A. TIBARY (2018)⁵

Des tests d'observation du comportement sont également utiles pour évaluer les performances de reproduction des mâles.

4) Test de comportements reproducteurs

a) Test de la libido

Ce test permet de mesurer le besoin désir sexuel du bélier, mais n'est pas une mesure de fertilité ou de capacité d'accouplement de celui-ci. Le bélier est placé avec des brebis en œstrus et on observe son comportement. Des béliers sans libido ne s'intéressent pas aux brebis tandis que des béliers avec une libido importante vont activement poursuivre et monter les brebis.³⁰

b) Dextérité de l'accouplement

Cet examen implique non seulement la capacité du bélier à monter la brebis mais également son aptitude à inséminer dans le vagin. L'âge et l'expérience du bélier sont des facteurs entrant en compte. La dextérité d'accouplement peut être évaluée en observant les béliers saillir les brebis. Certains béliers, en particulier les plus âgés, peuvent monter mais ne pas arriver à saillir à cause d'une boiterie ou d'une arthrite d'un membre postérieur, non visibles à l'examen clinique. D'autres peuvent monter mais ne pas inséminer la brebis en raison d'anomalies du pénis ou du prépuce.³⁰

c) Capacité de service

Ce test combine les deux aptitudes évoquées précédemment. Il est réalisé en observant le nombre d'accouplements et de saillies réalisées par les béliers testés sur des périodes variant de 20 minutes à 1 heure. Il permet d'exclure les béliers sans libido et ceux avec des tares pour s'accoupler. Ceux qui restent sont classés par groupes (haut, moyen, bas) de capacité de service. Cependant les performances de ces groupes ne sont pas toujours significativement différentes, et les brebis fécondées par les béliers du groupe « haut » ne sont également pas forcément plus performantes sur des critères de mise bas et de gémeautés.³⁰

Il est important de rappeler que la preuve ultime de la fécondité d'un mâle est la production d'agneaux.¹²

Il est également important de pouvoir suivre l'activité sexuelle des béliers après le début de la saison de lutte et d'identifier ceux avec une capacité de service médiocre. Ceci est facile à réaliser si le bélier est équipé d'un harnais marqueur. Cette pratique de gestion permet également à l'éleveur de surveiller l'activité sexuelle des brebis et le nombre de retours en chaleurs. Elle est essentielle lors de l'utilisation de jeunes béliers en raison de leur manque d'expérience.⁶

C) Pathologies de l'appareil génital

Dans cette partie seront abordées les pathologies du scrotum et de son contenu. Cependant seules les affections modélisées avec l'outil de simulation seront détaillées.

1) Affections du scrotum

La gale, la dermatite, les abcès cutanés et l'excès de laine sur le scrotum sont des maladies pouvant provoquer une dégénérescence tubulaire testiculaire à la suite d'une augmentation de la température du contenu scrotal. Cela entraîne une réduction de la densité du sperme et une augmentation du nombre de spermatozoïdes immatures et de morphologie anormale. Les modifications de la semence ont lieu dès 3 jours après l'augmentation de température.³⁸

La conformation du scrotum peut également se trouver altérée par diverses pathologies.¹²

a) Abcès cutanés

Les abcès résultent souvent de coupures lors de la tonte et représentent une cause fréquente de défaut de fertilité temporaire ou permanent. Ils sont à traiter avec précaution car tendent à gagner les structures profondes et peuvent entraîner des dommages permanents aux organes génitaux. Ils se confondent facilement avec les cas d'épididymites aiguës dans lesquels l'épididyme touché a éclaté à l'extérieur.¹³

b) Excès de laine

Concernant la longueur de la laine, il est important de s'assurer que les béliers avec un scrotum laineux (races Romney, Merino, Corriedale) ne soient pas surchargés durant la saison de monte. La longueur de la laine peut influencer la taille des testicules en impactant la spermatogenèse. La longueur optimale de laine est de 0.5 à 1 centimètre pour la monte.¹³

c) Gale

La gale chorioptique ou gale du scrotum, est l'une des affections touchant la partie externe des organes reproducteurs des béliers. Les acariens responsables (*Chorioptes bovis*) vivent et se nourrissent sur la peau des moutons, des chèvres, des bovins et des chevaux.

Une gale sévère du scrotum peut réduire la fertilité et même causer une infertilité temporaire ou permanente. Les épidémies de gale du scrotum peuvent être assez explosives et imprévisibles ; sous des conditions favorables (notamment en hiver où l'activité biologique des acariens est plus importante, une laine plus longue, la rentrée des animaux entraînant une surdensité)³⁹, peuvent persister sur de longues périodes. Le contrôle de la gale revêt donc une importance considérable pour les mâles reproducteurs.¹³

d) Pathologies altérant la conformation du scrotum

L'élargissement unilatéral du sac scrotal avec distension ipsilatérale du cordon testiculaire est parfois le signe d'une hernie inguinale. Une modification semblable peut être observée avec maintien de la mobilité testiculaire dans le sac scrotal en cas d'accumulation d'un transsudat (appelée hydrocèle) ou de sang (hématocèle) dans la gaine vaginale.¹²

Un gonflement, une douleur et une augmentation de la température peuvent être révélateurs d'orchite, de péri-orchite (inflammation de la vaginale) ou d'épididymite uni ou bilatérale. Dans ce dernier cas, l'inflammation peut entraîner une distorsion du scrotum à l'endroit atteint.¹²

La déformation du cordon testiculaire peut traduire la présence d'un dépôt de graisse excessif ou d'une dilatation variqueuse des veines du plexus pampiniforme appelée varicocele.¹²

2) Affections de l'épididyme

a) Le spermatocele

Il s'agit d'une obstruction de l'épididyme qui peut se produire à la puberté à la suite d'un défaut de formation des tubules de l'épididyme ou à la suite d'une maladie inflammatoire. Il en résulte une stase du sperme et une augmentation de l'accumulation des spermatozoïdes entraînant la dilatation du canal, la destruction de l'épithélium du conduit et la libération du sperme dans le tissu interstitiel, ce qui évoque une réaction granulomateuse. Cela peut toucher tout ou partie de l'épididyme mais la queue est le plus souvent atteinte.

A la palpation, la portion accessible de l'épididyme est plus large et avec une texture nodulaire (*Figure 7*)⁶. La lésion macroscopique correspond à un matériel vert-jaune laiteux ou caséux entouré de tissu fibrotique. Le testicule est généralement non touché.

Le spermatocele est une affection généralement progressive qui entraîne de l'infertilité si elle est bilatérale. Avant que les lésions macroscopiques ne soient palpables, une détérioration de la qualité de la semence a lieu avec une augmentation du pourcentage de formes anormales. Si le spermatocele est unilatéral, le testicule atteint peut être retiré.³⁸



Figure 7 Distension de la queue de l'épididyme gauche due à un spermatocele. Source R. BOUKHLIQ, K. EL ALLALI, A. TIBARY (2018)⁶

b) Epididymite et Epididymite Contagieuse Ovine

L'épididymite est une maladie de l'appareil reproducteur provoquant une inflammation de l'épididyme chez le bélier.⁴⁰

Elle s'accompagne d'altérations du sperme (réduction de la mobilité, augmentation des formes anormales, présence de globules rouges et de pus).¹²

L'épididymite est une cause majeure d'infertilité dans de nombreux pays comprenant les Etats Unis, l'Australie et la Nouvelle Zélande où l'élevage ovin est majoritaire.⁴¹ En France, depuis l'arrêt de la vaccination au Rev1, utilisé contre la brucellose abortive à *Brucella melitensis* mais protégeant également contre *B. ovis*, l'Epididymite Contagieuse du bélier est en recrudescence notamment en région Provence Alpes Côtes d'Azur.⁴² Il n'y a cependant actuellement aucune statistique officielle sur la prévalence de cette pathologie à l'échelle nationale.

De nombreuses bactéries peuvent être à l'origine d'une épididymite, peu en sont spécifiques.⁴³ Bien que les signes cliniques soient similaires en dépit de la nature de la cause bactérienne, les conséquences et les mesures de contrôle varient considérablement.⁴¹

On distinguera l'épididymite de l'Epididymite Contagieuse du bélier 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 la fertilité.¹²

1. Etiologies

Chez les ruminants, divers germes sont responsables d'une inflammation de l'épididyme : *Brucella ovis*, *E.coli*, *Proteus spp*, *Actinomyces pyogenes*, *Corynebacterium pseudotuberculosis*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Mycoplasma bovis*, *Mycobacterium tuberculosis*, *Streptococcus*, *Staphylococcus*, *Hemophilus*, *Salmonella*, *Actinobacillus seminis*, *Histophilus ovis*.^{12,41}

Cependant, l'Epididymite Contagieuse du bélier est exclusivement causée par *Brucella ovis* dont le pouvoir pathogène est limité aux seuls ovins. Il n'existe qu'un seul biovar de *B. ovis* dont l'affinité est significativement plus grande pour le tractus génital mâle que pour le tractus génital femelle.⁴⁴

On s'intéressera en premier lieu à l'Epididymite Contagieuse Ovine, plus pertinente dans le cas de ce travail et du contexte sanitaire français puis nous apporterons des précisions sur l'épididymite due à d'autres agents pathogènes que *B. ovis*.

2. Epididymite Contagieuse Ovine (ECO) ou Epididymite Contagieuse du Bélier (ECB)

i) Infection et transmission

La contamination des troupeaux indemnes se fait le plus souvent par introduction de reproducteurs infectés (achat ou prêt de béliers, transhumance).⁴⁴

La bactérie est excrétée dans l'urine ou la semence,⁴⁰ pendant au moins deux ans et dans certains cas probablement à vie.¹³

Brucella ovis peut pénétrer dans l'organisme par voie muqueuse (muqueuse vaginale, rectale, du pénis, du prépuce, les voies conjonctivales et nasales) et va s'accumuler dans l'épididyme et les glandes

accessoires ainsi que dans d'autres organes. Elle peut pénétrer par voie orale mais également par voies intraveineuse, intra testiculaire et sous cutanée, par le biais de plaies de tonte infligées avec du matériel contaminé. Considérée comme une maladie vénérienne, la transmission est décrite entre béliers infectés et non infectés saillant la même brebis ou le plus souvent entre jeunes béliers, probablement par sodomie.^{41,13}

La brebis bien que n'étant pas infectée de manière permanente joue un rôle dans la transmission mécanique.⁴⁰ Cependant, même dans les cheptels avec une grande proportion de béliers actifs infectés, l'infection de la brebis est transitoire et persiste rarement d'une saison de reproduction à la suivante. Cet argument est maintenant validé par des données cliniques montrant des béliers indemnes de *Brucella* n'ayant pas été infectés alors qu'introduits auprès de troupeaux de brebis ayant été exposées les années précédentes à des béliers infectés par *B. ovis*.¹³

ii) Aspects lésionnels

L'infection est responsable d'une inflammation et d'une fibrose du tractus reproducteur du bélier, ce qui entraîne un déséquilibre de la production de la semence ainsi qu'une baisse de sa qualité. Le signe clinique classique est l'élargissement et la fibrose de l'épididyme avec une diminution du tissu testiculaire⁴⁰(figure 8)⁴⁵.

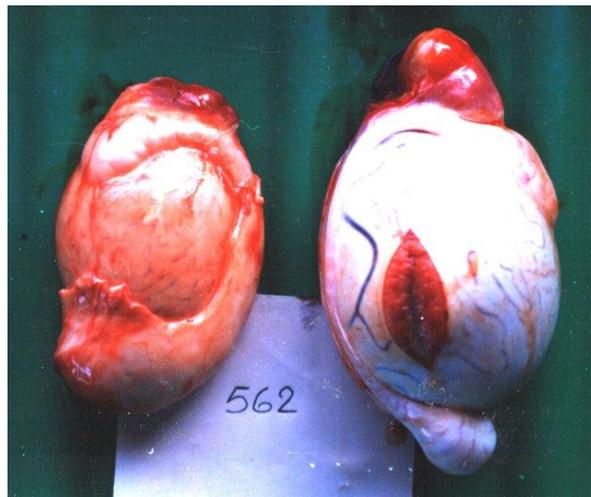


Figure 8 Epididymite contagieuse ovine à *B. ovis*. Une augmentation de la taille de l'épididyme et une diminution du tissu testiculaire sont observables. Source : (Megid et al., 2010)⁴⁵

Les lésions provoquées par *B. ovis* concernent généralement la queue de l'épididyme et peuvent rapidement se développer pour former de larges granulomes palpables qui évoluent en abcès (figure 9)⁶. Ces abcès peuvent contenir de grandes quantités de pus crémeux jaune. Dans des formes plus chroniques, le pus jaune crémeux devient caséux et épais, entouré par un tissu fibreux épais⁴¹ (figure 10)⁴⁶. Les lésions plus anciennes deviennent progressivement plus caséuses et fibrosées, puis finalement entièrement fibrosées ou pouvant contenir de petits granules épais ou de matériel calcifié.¹³ Les lésions impliquant la tête et le corps de l'épididyme sont moins fréquentes.⁴¹



Figure 9 Queue de l'épididyme avec granulomes spermatiques chez un bélier stérile. Source R. BOUKHLIQ, K. EL ALLALI, A. TIBARY (2018)⁶

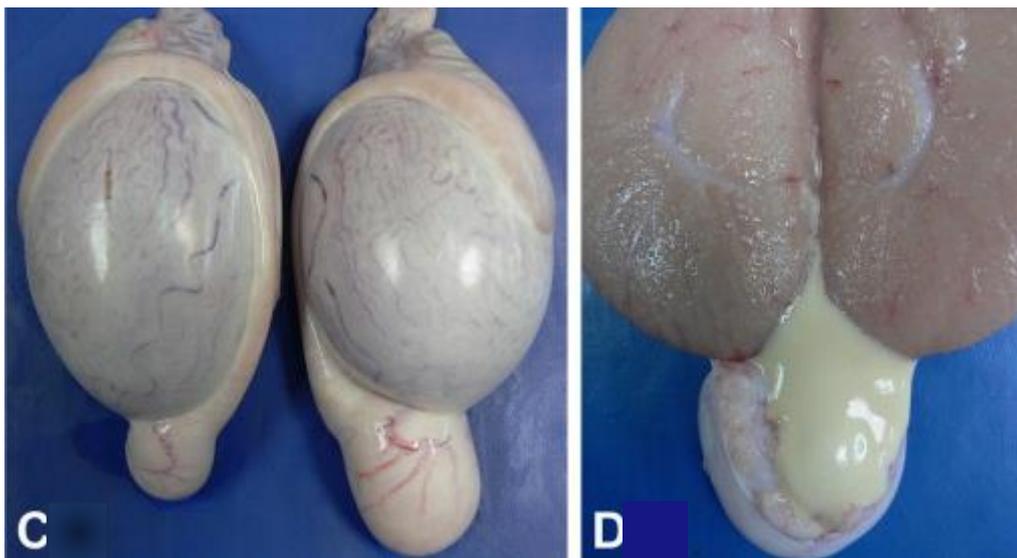


Figure 10 ECO chez un bélier. A gauche élargissement de la queue de l'épididyme sur le testicule droit atteint d'ECO. A droite, contenu jaune et crémeux à la section de ce même épididyme. Source : C.A. Carvalho Júnior and al. (2012)⁴⁶

iii) Aspects sanitaires

En 2013 sur le territoire français, l'ECO n'était pas une Maladie Réputée Contagieuse (MARC) mais une maladie à Déclaration Obligatoire (MADIO), ce qui signifie que les propriétaires des animaux atteints ne pouvaient être contraints à aucune mesure particulière, hormis la déclaration de l'infecté. Elle ne faisait l'objet d'aucun protocole de dépistage systématique dans les cheptels français européens.⁴⁴

En France il n'existe pas de moyen de traitement des animaux infectés. Mais de manière générale, traiter les animaux ne présente pas d'intérêt car chez la plupart des béliers, les lésions sont permanentes et la fertilité du bélier restera faible, même après un traitement.⁴²

La mesure de lutte contre cette maladie repose sur un dépistage sérologique au cours de la prophylaxie pour éliminer les béliers contaminés et s'assurer que l'élevage est indemne et le reste chaque année car c'est une maladie en résurgence.⁴⁷

De 2012 à 2016 existait un vaccin OVIREV s'inscrivant dans un programme de vaccination de tous les jeunes béliers de la zone ovine entre 3 et 6 mois d'âge par voie conjonctivale.⁴⁸ Il n'existe plus de vaccin aujourd'hui.

3. Epididymite à *Actinobacillus seminis*/*Histophilus somni*

Une épидидymite aiguë affectant principalement les jeunes béliers et associée à une bactérie Gram – pléiomorphe a été rapportée pour la première fois en 1955 en Nouvelle Zélande puis dans d'autres pays éleveurs d'ovins tels que l'Australie ou l'Afrique du Sud.¹³

Un certain nombre d'organismes aux caractéristiques similaires appartenant au genre *Actinobacillus*, *Histophilus* ou *Haemophilus* ont été isolés à partir de lésions de jeunes béliers atteints d'épididymite.¹³

i) Fréquence et prévalence

L'incidence de cette pathologie peut être élevée et conduire à une perte annuelle régulière d'un nombre significatif de jeunes béliers allant par exemple de 3 à 10% dans certains troupeaux néo-zélandais. En Afrique du Sud, la prévalence est élevée. Une étude a démontré que 74,8% des 409 troupeaux étudiés comprenaient des béliers (de tout âge) infectés par *A. seminis*/*H. ovis* et que 61,1% de ces troupeaux avaient des béliers avec des lésions de l'épididyme.¹³

ii) Infection et transmission

Il n'y a pas d'informations sur la contamination des béliers et sur la persistance de l'infection d'une année sur l'autre. Dans des troupeaux atteints, pratiquement tous les jeunes béliers de 6 mois présentaient *A. seminis*/*H. ovis* dans leur semence bien que le site d'infection n'ait pas été établi. Dans certains cas, il pourrait être relativement superficiel, dans le bas urètre ou dans la zone du prépuce.¹³

Cependant seulement une petite proportion, 1 à 10%, de ces jeunes béliers ont développé des lésions de l'épididyme. Et la majorité des béliers ne présentent plus d'infection génitale à 15 mois d'âge (ce qui correspond à la période de vente).¹³

Il y a deux hypothèses concernant la transmission et la pathogénie de la maladie. La première suggère que l'agneau est contaminé *in utero*. La seconde, qui est la plus probable, suggère que la cavité préputiale du jeune bélier est contaminée par des micro-organismes présents dans l'environnement, particulièrement dans les bâtiments et au pré. Il est supposé que l'agent infectieux circule de manière rétrograde vers les glandes accessoires voire parfois l'épididyme.¹³

iii) Aspects lésionnels

Il est important de rappeler que l'épididymite à *A. seminis*/*H. ovis* touche communément les jeunes béliers pendant ou immédiatement après la puberté donc autour de 6 à 15 mois d'âge. De nombreux béliers excrètent l'agent pathogène via leur semence, pendant une période donnée, mais peu développeront des lésions de l'épididyme.¹³

Divers signes cliniques sont possibles. Chez certains béliers se produit une réaction systémique sévère associée à un développement d'une épидидymite aiguë sévère. Les béliers touchés s'isolent fréquemment du troupeau, arrêtent de pâturer, ont du mal à marcher et restent couchés. Dans certains cas le gonflement est très sévère et l'abcès formé dans l'épididyme et le testicule éclate à l'extérieur et libère un pus épais glaireux. Dans d'autres cas, le gonflement peut cesser et laisser un

épididyme gonflé de manière permanente ainsi qu'un testicule atrophié rendant ainsi le bélier complètement impropre à la reproduction¹³ (figure 11)⁴⁹.



Figure 11 Epididymites à autres agents. A gauche, épididymite à *Actinobacillus seminis*, la queue de l'épididyme présente un abcès. A droite, épididymite unilatérale à *Histophilus somni* avec une atrophie du testicule droit. Source : Valéria S. Moustacas and al. (2014)⁴⁹.

De nombreux béliers présentent une infection dans les glandes sexuelles accessoires et conduits mais ne montrent pas de signes cliniques évidents. Cependant la qualité de la semence de ces béliers est souvent affectée, du pus et d'autres exsudats inflammatoires sont présents lors de l'éjaculation. De manière surprenante la plupart des béliers de cette dernière catégorie se rétablissent correctement, la qualité de la semence retrouve la normale et l'agent infectieux peut ne plus être détecté. Parfois, des béliers infectés de manière persistante ont pu être identifiés jusqu'à 2 ans.¹³

Les lésions de l'épididymite peuvent aisément être senties à la palpation. Les cas subcliniques et les béliers porteurs sains sont plus difficiles à détecter et ne seront mis en évidence que par examen bactériologique sur échantillon de semence récolté avec précaution.¹³

iv) Aspects sanitaires

Il n'existe pas de procédure simple permettant de contrôler les infections à *A. seminis*/*H. ovis*. C'est un problème propre aux troupeaux avec des béliers reproducteurs car la maladie pose rarement problème aux éleveurs commerciaux.

Il est recommandé de mettre à l'écart de la reproduction les béliers identifiés comme excréteurs, cela réduit mais ne règle pas le problème.¹³

3) Maladies du testicule

a) Orchite

L'orchite vraie, correspondant à l'inflammation du testicule est bien moins fréquente que l'épididymite, probablement car le testicule est plus « en amont » que l'épididyme et possiblement par son environnement immunologique privilégié⁵⁰ (activité immunosuppressive des cellules de Sertoli, contenu immunologique dans les espaces interstitiels, facteurs anti-inflammatoires, ...) ⁵¹. L'orchite est le terme clinique désignant à tort toute inflammation du contenu du scrotum bien que la plupart des cas soit des épididymites. L'orchite est souvent accompagnée de l'épididymite dont elle peut être l'extension.⁵⁰

1. Etiologies

L'inflammation peut venir initialement de l'épididyme, du testicule (tunique vaginale (vaginalite) ou de l'albuginée (péri-orchite)) voire du péritoine mais est généralement transmise par voie hématogène. Pouvant faire suite à un traumatisme, elle est le plus souvent d'origine bactérienne (*Brucella ovis* ou *melitensis*, *Actinomyces pyogenes*, *Escherichia Coli*, *Hemophilus spp*,¹² *Corynebacterium pseudotuberculosis*⁵⁰, *Actinobacillus seminis* et *Histophilus ovis* qui sont les deux organismes les plus fréquemment isolés chez les jeunes individus, et *Salmonella enterica*, rare chez les animaux mais fréquemment isolée dans des lésions suppuratives testiculaires chez l'homme⁵².

2. Aspects lésionnels

Elle peut être aiguë ou chronique, unilatérale ou bilatérale. Elle implique fréquemment l'épididyme (orchi-épididymite *figure 12*).⁴³

Dans le cas d'une orchite unilatérale, la réaction inflammatoire aiguë peut induire des réactions thermiques dans le testicule controlatéral et entraîner sa dégénérescence (*figure 13*).^{2,38} Une régénération de l'organe est possible et le bélier peut retrouver un certain degré de fertilité.³⁸

Dans la phase aiguë, le testicule est inflammé, chaud, augmenté de volume jusqu'à 5 fois et est très douloureux (*figure 13*). Dans la phase chronique le testicule adhère à la tunique et au scrotum, il devient fibrosé et induré (*figure 14*).

La douleur testiculaire peut entraîner des boiteries, une baisse de la libido et une diminution progressive de la fertilité.⁴³

Une atteinte de l'état général est possible lors d'orchite aiguë avec différents signes cliniques qui peuvent être présents : hyperthermie, abattement, anorexie, position antalgique, refus de saillie.¹¹

L'orchite peut varier d'une simple inflammation du testicule à une destruction suppurative et nécrotique de l'organe : on retrouve des zones de tissu fibrosé, des abcès avec un exsudat verdâtre, des lésions nécrotiques rouge sombre.⁴⁰

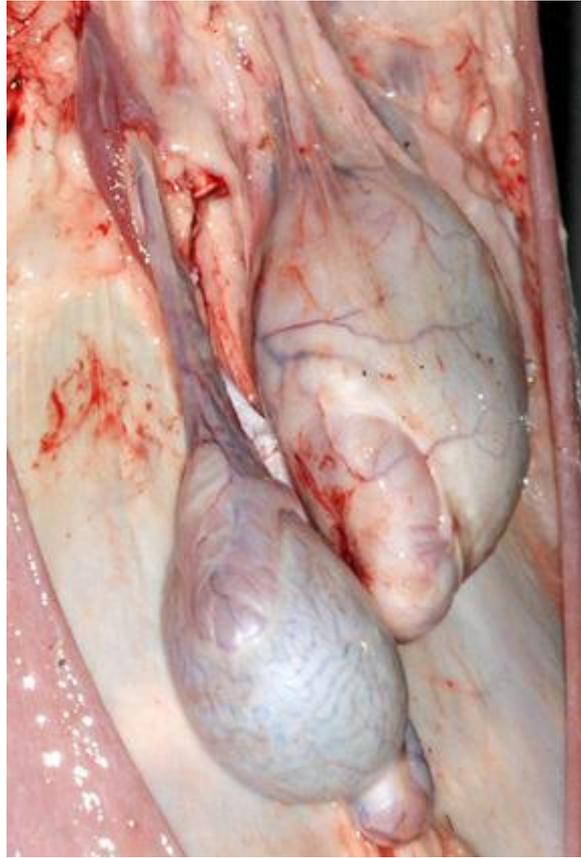


Figure 12 Orchi-épididymite unilatérale. Source : C. François



Figure 13 Orchite unilatérale. Le volume du testicule étant très fortement augmenté. Source Royal Veterinary College



Figure 14 Orchite chronique du testicule droit avec atrophie du testicule gauche Source : ENVT

3. Transmission

La contamination se fait par voie ascendante lors du chevauchement (animaux porteurs, matériel souillé), par voie hématogène ou à la faveur d'un trauma.⁵³

Les modalités de transmission sont les mêmes que celles de l'épididymite contagieuse ovine si l'agent pathogène impliqué est *Brucella ovis*, que pour les épididymites à *H. somni* et *A. seminis* si ces mêmes agents sont impliqués.

4. Aspects sanitaires

Les mesures sanitaires sont les mêmes que celles de l'épididymite contagieuse ovine si l'agent pathogène impliqué est *Brucella ovis*.

Le pronostic est globalement sombre, si l'atteinte est bilatérale mieux vaut conseiller la réforme (car l'infertilité est permanente³⁸). En cas d'atteinte unilatérale, la castration du testicule touché permet de conserver la fonction du testicule sain^{38,53}, utile pour prévenir d'une infertilité les animaux à haut potentiel.

De manière générale, il est nécessaire d'inspecter tout nouveau mâle introduit dans le troupeau en palpant l'appareil génital afin de constater l'absence de lésions du scrotum, des testicules et des épididymes.

b) Dégénérescence testiculaire

La dégénérescence testiculaire correspond à une atrophie du testicule pouvant être consécutive à des phénomènes d'agression divers qu'il subit. L'étiologie est vaste puisque toute agression des testicules peut entraîner des zones de fibrose et de calcification.⁵⁴

1. Etiologies

Les causes sont nombreuses : hyperthermie locale ou générale (température ambiante excessive), maladies infectieuses hyperthermisantes, décubitus permanent, orchite contro latérale, irritation du scrotum par des répulsifs appliqués sur les jarrets, troubles de la thermorégulation scrotale⁵⁵, effort physique, gale chorioptique, surpoids, importante couche de laine sur le scrotum, surdensité (transport, logement)¹³, testicule intra abdominal, épидидymite, scrotum épaissi (dermatite, œdème, hydrocèle).⁵⁴

Une température extérieure trop froide provoque des lésions vasculaires suivies de dégénérescence. En cas d'inflammation du testicule lors de trauma ou d'infection, la réponse inflammatoire entraîne une ischémie des tissus puis leur dégénérescence.⁵⁴

Parmi les causes biologiques on retrouve différents germes tels qu'*Actinomyces pyogenes* et *bovis*, *Escherichia Coli*, *Histophilus somni*, *Salmonella*, *Nocardia*, *Streptococcus* et *Staphylococcus*, *Brucella* et le bovine Herpes virus III.

D'autres causes existent telles que les intoxications endogènes ou exogènes, un excès sexuel, un trouble de l'acclimatation, des facteurs immunologiques, endocriniens, toxiques...⁵⁵

2. Aspects lésionnels

La dégénérescence testiculaire peut être uni ou bilatérale, temporaire ou permanente. 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 augmente⁵⁵ (figure 15)⁵⁶.



Figure 15 Dégénérescence testiculaire chez un bélier atteint de lymphadénite caséuse à *Corynebacterium pseudotuberculosis*. Le testicule à droite fait environ les 2/3 de la taille du testicule à gauche, il est de consistance ferme, est pâle et les flèches noires indiquent de multiples lésions ponctiformes (fibrose ou calcification). Source : Stewart et al., 2018)⁵⁶

A l'examen échographique on peut constater la présence de dépôts calciques hyperéchogènes dans les tubes séminifères. Il y a une oligospermie voire une azoospermie s'accompagnant de la réduction de la mobilité individuelle, conséquence possible de l'augmentation du pourcentage de formes anormales.⁵⁵

Le pronostic dépendra de la cause, de la durée de l'affection et de sa gravité.

Le traitement sera adapté à l'étiologie. 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.^{12,55} Des mesures hygiéniques comme la tonte, l'herbe comme seul aliment et un environnement frais permettent une amélioration de l'état de l'animal dont la dégénérescence est provoquée par des facteurs physiques hyperthermisants.¹³

En cas d'amélioration un délai de 60 jours est nécessaire pour une récupération complète.^{12,55}

Si la dégénérescence testiculaire fait suite à une orchite infectieuse, elle sera traitée avec des antibiotiques large spectre (à condition que cette dernière ne soit pas due à *Brucella ovis*), des anti-inflammatoires non stéroïdiens, accompagnés de repos sexuel, d'hydrothérapie voire d'une castration unilatérale.^{12,55}

c) Hypoplasie testiculaire

Elle est souvent confondue avec un autre type de lésion : l'atrophie testiculaire. Elle diffère de cette dernière par l'étiopathogénie ainsi que par les pathologies pouvant être en relation avec ce phénomène. L'hypoplasie testiculaire correspond à une insuffisance de développement testiculaire, uni ou bilatérale, soit pré ou post natale mais toujours prépubertaire avec ou sans lésions des organes génitaux.¹³

Il a été montré chez le taureau que dans la race Swedigh Highland, l'hypoplasie testiculaire était causée par un gène autosomal récessif à pénétrance incomplète, qui est hérité selon les lois mendéliennes.^{24,25} Semblable au syndrome de Klinefelter chez l'homme, un chromosome X supplémentaire (caryotype XXY) est une cause possible d'hypoplasie testiculaire.^{57,58}

Son diagnostic est basé sur la taille des testicules (qui n'atteint jamais une taille fonctionnelle) mais aussi sur l'examen du sperme (hypoconcentration, nombreuses formes anormales) et l'examen histologique (dans lequel les tubes séminifères présentent une coupe régulière, ce qui n'est pas le cas lors de dégénérescence testiculaire). Elle est souvent unilatérale, le testicule gauche étant souvent plus 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.⁵⁵

d) Atrophie testiculaire

L'atrophie testiculaire se traduit par une réduction marquée de la taille et une augmentation de la texture d'un testicule au départ normal chez un animal adulte, avec un historique correct de fertilité, et elle représente le dernier stade d'une dégénération tubulaire extensive. Elle est le plus souvent bilatérale mais peut être unilatérale quand le deuxième testicule a souffert d'orchite aigue. Les prélèvements de sperme ont une densité réduite avec une augmentation des spermatozoïdes anormaux, en particulier des têtes détachées et des déformations de la queue. A l'examen échographique, un testicule atrophié apparaît plus hypoéchogène qu'un testicule normal avec de nombreux points hyperéchogènes.³⁸

e) Cryptorchidie/cryptorchidisme

La cryptorchidie compte parmi les anomalies congénitales les plus fréquentes rapportées dans des études portant sur l'appareil reproducteur du mouton, principalement en Australie.⁵⁹ Elle est due à un facteur héréditaire transmis par le bélier.³⁸

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 et ne sont pas capables de spermatogenèse (cf paragraphe **Testicule**⁴¹) à cause des modifications dégénératives provoquées par l'hyperthermie. Divers facteurs lui ont été associés : anomalie chromosomique, manque d'androgènes et de GnRH, déficience du gubernaculum testis duquel dépendent les deux phases de la descente testiculaire.¹²

Chez le mouton, le cryptorchidisme unilatéral est fréquent (62%) et le testicule droit est plus souvent concerné.^{60,61} (figure 16)⁶.



Figure 16 Cryptorchidie unilatérale droite chez un agneau. A droite, un agneau sain du même âge. Source R. BOUKHLIQ, K. EL ALLALI, A. TIBARY (2018)⁶

De nombreuses anomalies (tumeurs testiculaires, modification des concentrations hormonales et altération de la spermatogenèse) observées au cours de la vie post pubertaire des animaux cryptorchides sont attribuées à l'exposition des testicules non descendus à des températures abdominales plus élevées.

L'exclusion de ces animaux du troupeau reproduction est par conséquent inévitable. La castration abolit les comportements agressifs, empêche de nombreuses maladies et la transmission génétique de cette pathologie. Cependant la chirurgie est techniquement plus complexe.⁶²

f) Tumeurs testiculaires

Les néoplasmes testiculaires sont rares chez le bélier. Des cas de seminomes et des tumeurs des cellules de Sertoli ont été observés. D'autres cas plus singuliers de néoplasmes ont été répertoriés allant du cystadénocarcinome papillaire (dans le testicule d'un vieux bélier Mérinos¹⁷), à des hémangiosarcomes, des tumeurs des cellules interstitielles, des lipomes extra testiculaires et des léiomyomes.⁶³

Parfois la tumeur peut concerner l'albuginée (mésothéliome) ou le cordon spermatique (lymphome). La majorité d'entre elles concernent des testicules cryptorchides.¹²

PARTIE 2

REALISATION ET UTILISATION DU MODELE DE SIMULATION

A) Réalisation du modèle

1) Présentation du modèle et de ses éléments

Le modèle final est constitué de trois éléments : un support duquel pend le scrotum, unique et creux dans lequel peuvent être insérés un ou deux testicules afin de reproduire un appareil génital mâle sain ou pathologique (*figure 17 et 18*). La liste des matériaux utilisés figure dans l'*annexe 2*.



Figure 17 Modèle final, prêt pour utilisation (A. DOUET)



Figure 18 Ouverture latérale laissant apercevoir les testicules insérés (A. DOUET)

Les testicules au nombre de dix (*figure 19*) diffèrent par leur taille, leur forme, la présence d'éléments figurés et leur texture. Une combinaison de ces paramètres correspond donc à un stade physiologique ou pathologique unique. Il est donc important d'utiliser ce modèle à deux, un étudiant plaçant les testicules pour l'autre qui va détecter par palpation le statut du bélier. Le but étant de reproduire en partie l'examen génital du bélier et les différentes pathologies qu'il peut révéler, procédure indispensable pour le choix d'un bélier reproducteur au moment de son achat ou avant une saison de lutte.



Figure 19 Testicules disponibles pour l'usage du modèle (A. DOUET)

2) Modélisation de l'appareil génital : les testicules

a) Conception des testicules

La première étape de la réalisation du modèle a consisté en la création d'un testicule sain.

Pour être le plus fidèle à la réalité, le choix s'est au départ porté sur des pièces biologiques. Des testicules de jeunes béliers ont été récupérés à la suite d'une castration au service de Pathologie du Bétail (figure 20).

Un premier moule sur ces pièces a été réalisé en alginate réutilisable alimentaire. Des moulages ont ensuite été faits avec différents matériaux (mousse, silicone de différentes textures, voir figure 21 et 22) afin de trouver celui qui offrirait la sensation la plus fidèle mais également le plus facilement reproductible. Le testicule sain est ainsi réalisé à partir de silicone SMOOTH ON® « ECOFLEX™ 00-30 ».



Figure 20 Testicule de jeune bélier ayant servi de premier moule (A. DOUET)



Figure 21 et 22 : Premiers testicules moulés sur pièces biologiques, à gauche en silicone, à droite en mousse. (A. DOUET)

b) Fabrication d'un moule de testicule

La fabrication du moule est la suivante :

A température ambiante, l'alginate (ayant déjà servi) est à l'état solide. On le fait faire fondre à la casserole dans un petit volume d'eau pour éviter que le fond brûle (figure 23). Lorsqu'il est bien liquide, on le verse sur la pièce à mouler, suspendue dans un récipient étanche, de manière à ce que celle-ci soit totalement recouverte. L'alginate en refroidissant, se solidifie au bout 45 minutes environ à température ambiante. Sorti de son récipient, le moule est alors utilisable après section et retrait de la pièce ayant servi de modèle (figure 24).

A température ambiante, le moule en alginate finit par se rétracter et se déformer au bout de quelques jours. Il est donc nécessaire d'en refaire au fil du temps.



Figure 23 Préparation de l'alginate de moulage et Figure 24 Premier moule en alginate après retrait de la pièce. (A. DOUET)

c) Moulage d'un testicule

Le silicone constituant les pièces moulées est obtenu à partir d'un mélange des constituants A et B liquides en même quantité (150 millilitres chacun) qui polymérisent entre eux dès lors qu'ils sont mis en contact. L'ajout du colorant *SMOOTH ON*[®] « Silc Pig[™] » en petite quantité (l'équivalent d'une pointe de couteau) se fait au moment du mélange. Le tout est ensuite placé sous une cloche à vide de manière à dégazer le silicone et éviter les trous dans l'objet moulé suite à la formation de bulles d'air lors du mélange. Le silicone dégazé est ensuite versé dans le moule d'alginate toujours dans son récipient. La prise varie selon le type de silicone utilisé ; il était souvent nécessaire d'attendre une journée entre chaque moulage. Le testicule en silicone est retiré du moule et les petites imperfections sont retirées au scalpel. Le moule est de nouveau utilisable immédiatement après.

d) Evolution du modèle et du moule initiaux

Les pièces de castration ne convenant pas pour de multiples raisons (jeunes béliers immatures, section trop basse lors de la castration et testicule incomplet, castration à testicule découvert, absence d'épididyme), un moule plus grand et plus réaliste est fait à partir d'un modèle anatomique en mousse déjà existant, possédant un épидидyme (*figure 25*). Ce modèle a été prêté par la Chambre d'Agriculture Auvergne Rhône Alpes et la Maison Régionale de l'Élevage de Sud PACA.

A partir de ce modèle seront moulés les testicules sains du modèle final ainsi que certains des pathologiques (*figure 26*). D'autres sont réalisés à partir de ballons de baudruche. Les caractéristiques de chacun d'entre eux sont précisés dans le *tableau I*.



Figure 25 Modèle anatomique en mousse et *Figure 26* Moule en alginate et premier testicule moulé en silicone à partir du modèle anatomique en mousse. (A. DOUET)

e) Modifications supplémentaires

Les imperfections de silicone accumulés sont retirés au scalpel. De petites quantités de silicone *SMOOTH ON*[®] « ECOFLEX[™] 00-30 » sont parfois ajoutées à la seringue, pour combler certaines zones où le moule a pu être défectueux afin d'obtenir un aspect lisse et homogène du testicule moulé ou bien pour redessiner les contours de l'épididyme.

Du silicone *SMOOTH ON*® « Dragon Skin™ FX-PRO », plus dur, est ajouté sur certains testicules sous la forme de fines couches, recouvrant par exemple l'épididyme du testicule atteint d'épididymite, ou encore pour former des éléments figurés (granulomes, tumeurs). Le testicule atteint d'orchite est totalement réalisé avec ce silicone.

Tous les testicules moulés sont au départ blanc par ajout de colorant au moment du mélange initial. Des fines plages de couleur (chair, rouge, vert voire de mélanges de ces couleurs) sont ajoutées sur certaines zones de certains testicules pour plus de réalisme et pour faciliter la reconnaissance du testicule pathologique par l'opérateur choisissant les testicules au début de l'utilisation de l'atelier.

Moulés avec du silicone *SMOOTH ON*® « ECOFLEX™ 00-20 », plus mou, dans l'intérieur d'un tuyau d'arrosage, des cordons spermatiques d'une dizaine de centimètres sont fixés sur la tête de l'épididyme avec du silicone *SMOOTH ON*® « Skin Tite™ » dont la prise rapide fait office de colle (*figure 27*). Ils permettent ainsi une mobilité supplémentaire du testicule au sein du scrotum grâce à leur élasticité.



Figure 27 Ajout de cordons testiculaires à l'aide de silicone à prise rapide (A. DOUET)

3) Le scrotum

a) Préparation du moule

Un scrotum plein, en latex, accompagne les testicules en mousse du modèle anatomique (*figure 28*). Il sert à réaliser le moule en alginate dont la conception suit la même procédure que celle du moule du testicule ; elle nécessite un plus grand récipient et un plus grand volume d'alginate (*figure 29*).



Figure 28 Scrotum en latex du modèle anatomique et Figure 29 Prise du moule en alginate sur le scrotum. (A. DOUET)

b) Moulage du scrotum

Une fois le moule en alginate prêt, de la mousse *SMOOTH ON*[®] « Flex Foam-iTTM6 » est coulée de manière à obtenir un scrotum plein.

Une couche de résine *SMOOTH ON*[®] « UreCoatTM » est appliquée sur l'ensemble pour avoir un moule lisse (figure 30).



Figure 30 Scrotum moulé en mousse, plein et recouvert de résine (A. DOUET)

On coule ensuite une fine couche de *silicone SMOOTH ON*[®] « ECOFLEXTM 00-30 » sur l'ensemble du scrotum moulé. Pour cela on insère une tige en métal à la base du scrotum mousse que l'on fixe à une perceuse visseuse. La gâchette bloquée de manière à avoir une rotation lente et permanente, on étale le silicone à la spatule en fine couche sur chaque face. Le mouvement rotatoire permet une fixation

plus rapide et empêche le silicone de tomber. On laisse la rotation pendant 30 à 45 minutes pour éviter les coulées (*figure 31*).



Figure 31 Application du silicone en fine couche sur le scrotum mis en rotation (A. DOUET)

Au bout de quelques heures on retire le scrotum creux, en silicone, du scrotum compact, en mousse. Le scrotum en silicone, peu épais, possède une certaine élasticité, ce qui permet de l'étirer pour placer les testicules moulés sans le déchirer (*figure 32*).



Figure 32 Scrotum creux en silicone (A. DOUET)

c) Evolution du modèle.

Ce 1^{er} scrotum en silicone était très convenable ; sa finesse permettait de bien sentir les différences de consistance lors de la palpation des testicules pathologiques et son élasticité permettait de placer assez aisément deux testicules, celui atteint d'orchite inclus (*figure 33*). Néanmoins, sa taille relativement courte posait problème pour le fixer et pour changer les testicules sans le détacher du support. Il restera cependant à disposition des étudiants, avec le modèle final pour comparer les sensations de palpation.

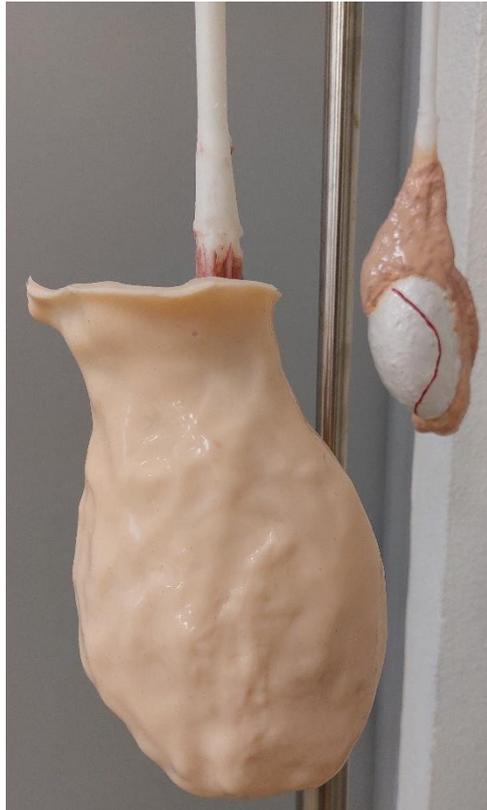


Figure 33 Scrotum en silicone dans lequel un testicule a été placé (A. DOUET)

Un autre scrotum a été réalisé à l'aide d'un morceau de fausse fourrure, d'une quarantaine de centimètres provenant de Mondial Tissus. Il a été découpé et appliqué autour du scrotum en mousse enduit de résine pour donner un patron. Des retouches de coutures ont été effectuées pour adapter et affiner la forme. Une ouverture est laissée sur un côté pour l'ajout et le retrait des testicules ; elle est refermable à l'aide d'une bande velcro (*figure 18*). Une fine couche de silicone *SMOOTH ON*[®] « *ECOFLEX* [™] 00-30 » est coulée sur les faces internes pour étanchéifier l'intérieur du scrotum, notamment lors de l'usage de gel d'exploration pour faciliter l'utilisation du modèle (*figure 34*).



Figure 34 Scrotum en fausse fourrure dont l'intérieur est recouvert et imperméabilisé par une fine couche de silicone (A. DOUET)

4) Le support

Il est réalisé à partir de planches de panneau stratifié HPL, coupées à la scie sauteuse. Il modélise les membres pelviens (planches de 50 centimètres de longueur) et le bassin (une planche de 25 centimètres et une de 15 centimètres) de l'animal (figure 35). Le bassin fait office d'étau permettant de coincer le haut du scrotum dont le reste pend. Les membres « plats » favorisent une palpation complète de toute la structure sans être gênée par le ventre ou les cuisses de l'animal, comme cela peut se produire parfois sur de gros animaux ou avec beaucoup de laine. Le tout est fixé à une planche de panneau stratifié également pour assurer la stabilité du modèle.

Cela permet également de changer les testicules présents dans le scrotum sans détacher l'ensemble.



Figure 35 Support en panneaux stratifiés (A. DOUET)

B) Utilisation du modèle, intérêts et limites

1) Modalité d'utilisation de l'atelier

Les modalités d'utilisation du modèle sont détaillées dans l'*annexe 3*. Facile et rapide d'utilisation, ce modèle est accessible à tous : éleveurs, vétérinaires et étudiants. Pour ce dernier, il sera mieux valorisé si les bases de l'examen clinique et des notions des pathologies de la reproduction sont déjà acquises.

L'intérêt de cet atelier repose également sur sa répétabilité, qui permet à un duo d'étudiants de se confronter à diverses situations, en l'espace de quelques minutes.

2) Critères évalués lors de l'utilisation du modèle.

Lors de l'utilisation du modèle, tout comme lors de l'examen de l'animal, il est nécessaire de baser ses observations sur des critères bien définis en cherchant la présence ou l'absence de certains signes cliniques. La réalisation de l'atelier repose donc sur l'évaluation de différents critères que sont la taille, la consistance et la présence d'éléments figurés.

Deux situations sont proposées :

- Testicule sain, bien descendu chez un mâle avec une taille et une consistance normales, et sans éléments macroscopiquement visibles ou palpables.
- Testicule pathologique avec un changement dans au moins un de ces critères.

En effet, comme vu précédemment dans la partie **PATHOLOGIES**, la taille, par exemple, peut varier avec la localisation (testicule cryptorchide mal développé) ou le type d'inflammation (aiguë, avec une hypertrophie faisant suite à une orchite, ou chronique dans le cas d'un testicule dégénéré).

Une modification de la consistance est souvent liée à une inflammation qui se traduit presque exclusivement par une texture indurée. Néanmoins selon le stade de l'inflammation, la modification de la consistance peut intervenir de manière concomitante ou après les lésions.

La présence d'éléments figurés dépend du type de processus lésionnel (inflammatoire, tumoral, ...) lié à la pathologie.

3) Situations pathologiques possibles.

La liste des différentes combinaisons de ces critères, associées aux pathologies présentées dans la partie **PATHOLOGIES**, figure dans le *tableau 1*.

Un atlas avec les photos et plus de détails sur chaque testicule sera également à disposition avec l'atelier. Il figure en *annexe 4*.

Tableau I Testicules modélisés et leurs caractéristiques.

Pathologie \ Critère	Taille	Consistance	Éléments figurés
1. Sain (au nombre de deux)	Normale	Normale	Absence
2. Spermatocèle	Normale	Normale	Présence
3. Epididymite forme aigue	Epididyme augmentée	Augmentée	Absence
4. Epididymite forme chronique	Epididyme augmentée	Normale ou augmentée	Présence
5. Orchite	Augmentée	Augmentée	Absence
6. Dégénérescence testiculaire	Diminuée	Diminuée	Absence
7. Atrophie / stade chronique dégénérescence	Diminuée	Augmentée	Absence
8. Hypoplasie/ cryptorchidisme	Diminuée	Normale	Absence
9. Tumeur	Normale	Normale	Présence

Un très grand nombre de situations pathologiques est possible dès lors que l'on met un ou plusieurs testicules anormaux dans le modèle.

4) Limites du modèle

a) Une anatomie restreinte

Comme tout modèle, celui-ci vise à s'approcher de la réalité et ne consiste pas en une réplique exacte d'un appareil génital de bélier. En effet chaque élément qui le compose, et dont la structure complexe a été détaillée dans la partie ANATOMIE, est représenté ici par une pièce simple. On ne retrouve donc pas, par exemple, les différentes couches du testicule.

Cependant, cela reste en accord avec l'objectif pédagogique initial du modèle qui est d'obtenir une simulation de la palpation de l'appareil génital dans sa globalité et non dans sa structure détaillée.

Également, le simulateur se limite aux testicules avec leurs épидидymes et à leurs pathologies respectives, le tout placé dans un scrotum « sain ».

L'ajout de l'appareil copulateur et de ses pathologies, (reproduction ou urinaires), pourrait être une perspective d'amélioration du modèle.

b) Des pathologies simplifiées par la simulation

Les combinaisons des critères évoquées dans le tableau ci-dessus correspondent à un instant t de la pathologie. Il est possible que ces signes cliniques ne soient pas tous présents, voire aucun, selon le moment où le bélier est examiné. Il peut arriver d'examiner l'animal trop précocement, par exemple lorsqu'il est en phase d'incubation, ou trop tardivement s'il est en phase chronique ou « terminale » de l'affection.

Nous avons également vu précédemment qu'un même agent pathogène peut être responsable de plusieurs pathologies (exemple de *B.ovis* agent de l'ECO mais également d'orchite). Des associations possibles de pathologies sont également à envisager comme lorsqu'un phénomène inflammatoire lié à une pathologie entraîne une dégénérescence à terme du testicule.

La modélisation des testicules pathologiques, bien qu'en accord avec les signes cliniques énoncés dans la partie PATHOLOGIES, joue seulement sur trois paramètres.

En pratique, une multitude d'autres critères sont à prendre en compte lors de l'examen du bélier comme les commémoratifs (l'âge, la race, les conditions de vie comme la température ambiante, les antécédents médicaux de l'animal et les lésions précédentes), l'anamnèse (durée d'évolution de la pathologie, traitements en cours pouvant modifier la réponse immunitaire) et l'ensemble de l'examen clinique.

Rappelons que la palpation de l'appareil génital s'inscrit dans l'examen clinique général de l'animal ; son interprétation doit donc être reliée aux autres éléments de l'examen. Seule, elle ne permet pas toujours de poser un diagnostic. Des examens complémentaires peuvent être nécessaires pour explorer certaines anomalies.

c) Un geste technique utile mais pas infaillible.

La palpation reste un geste purement subjectif et qui peut être faussé par le portage asymptotique de certaines pathologies.

En effet, dans une étude de 2012 conduite par le GDS de PACA, l'ENVT et l'ANSES, portant sur l'influence de l'ECO sur la fertilité de 215 béliers, 36% des béliers sans lésions (donc sans anomalie à la palpation) étaient séropositifs à *B.ovis* par la méthode ELISA⁶⁵. La palpation est donc un outil efficace dans la recherche de pathologies telles que l'ECO mais elle ne suffit pas.

5) Valorisation, vulgarisation du modèle.

Outre la formation des étudiants vétérinaires en salle de simulation, le modèle est voué à être reproduit et partagé avec les GDS, notamment le GDS des Hautes Alpes dans un premier temps. Il s'agit, dans le cadre de formations destinées aux éleveurs, de les sensibiliser aux pathologies susceptibles d'affecter leurs béliers au moyen de les détecter par l'examen clinique, notamment de l'appareil génital, mais également de leur rappeler les répercussions sanitaires et économiques qu'elles peuvent avoir.

CONCLUSION

La pérennité d'un élevage ovin repose sur de bonnes performances de reproduction, notamment la fécondité. Elle se traduit par le pourcentage suivant : nombre de petits nés par rapport aux nombres de femelles mises à la reproduction. En cas de lutte naturelle, elle dépend directement d'un ou plusieurs béliers reproducteurs, le plus souvent en petit nombre, à raison de un pour 30 à 50 brebis. Outre des conditions environnementales adéquates, avoir un bélier sain et apte est donc un facteur primordial pour assurer une saison de reproduction optimale. L'état de santé des béliers doit par conséquent être contrôlé à l'achat et/ou avant la lutte par l'éleveur et/ou le vétérinaire.

L'examen clinique, général et par appareils, représente une étape essentielle de l'évaluation de l'état de santé de tout animal. Il constitue par ailleurs l'un des premiers enseignements pratiques que reçoivent les étudiants vétérinaires à VetAgro Sup. Commun à toutes les espèces, il doit être effectué « de la tête à la queue » en évaluant minutieusement chaque appareil.

L'objectif de cette thèse était de mettre au point un modèle d'appareil génital mâle ovin, sain et pathologique, permettant l'apprentissage de la palpation et de la détection d'anomalies.

Ce modèle sera mis à disposition des étudiants vétérinaires en salle de simulation, sous forme d'un atelier, mais sera également destiné à des professionnels et éleveurs ovins par l'intermédiaire des Groupements de Défense Sanitaire (GDS).

Ce modèle pourra être reproduit et amélioré, notamment à la demande des organismes professionnels comme les GDS. En effet, outre le réalisme, toujours perfectible, des améliorations comme l'ajout de l'appareil copulateur accompagné d'autres pathologies de la reproduction (balanite, posthite) ou encore urinaires (lithiases) peuvent être envisagées pour la suite.

BIBLIOGRAPHIE

1. MAIGRET, C. Les chiffres clés du GEB - ovins 2022 [en ligne]. In : *Institut de l'Elevage* [en ligne]. Septembre 2022. [consulté le 21 septembre 2023] Disponible à l'adresse :
<https://idele.fr/detail-article/les-chiffres-cles-du-geb-ovins-2022>
2. MAIGRET, C. Les chiffres clés du GEB - bovins 2022 [en ligne]. In : *Institut de l'Elevage* [en ligne]. Septembre 2022. [consulté le 21 septembre 2023] Disponible à l'adresse :
<https://idele.fr/detail-article/les-chiffres-cles-du-geb-bovins-2022>
3. BOUFFARTIGUE, B., LOYWYCK, V. Recensement des béliers utilisés dans les élevages ovins français – Résultats 2018 [en ligne]. In : *Plateforme de la R&D Agricole* [en ligne]. 2019. [consulté le 21 septembre 2023] Disponible à l'adresse :
https://rd-agri.fr/detail/DOCUMENT/idele_1001
4. BARONE R., (1978). Appareil urogénital, Fœtus et ses annexes, Péritoine et topographie abdominale. In : *Anatomie comparée des mammifères domestiques*. Tome 4, Splanchnologie II, p89-239
5. BOUKHLIQ R, EL ALLALI K, TIBARY A. (2018) Gross anatomy and ultrasonographic examination of the reproductive organs in rams and bucks. *Revue Marocaine des Sciences Agronomiques et Vétérinaires* t:226-40. Disponible à l'adresse :
https://www.researchgate.net/publication/340117662_Gross_anatomy_and_ultrasonographic_examination_of_the_reproductive_organs_in_rams_and_bucks
6. TIBARY A., BOUKHLIQ R., EL ALLALI K. (2018). Ram and Buck Breeding Soundness Examination. *Revue Marocaine des Sciences Agronomiques et Vétérinaires*. 6: 241-255. Disponible à l'adresse :
https://www.researchgate.net/publication/340117407_Ram_and_Buck_Breeding_Soundness_Examination
7. DADOUNE, JP., DUMOULIN, A. (2001) Structure et fonctions du testicule. In: Thibault C, Levasseur MC (eds). *La reproduction chez les mammifères et l'homme*. INRA Editions, Paris, p 256–289
8. ORTAVANT R., BOCQUIER F., PELLETIER J., RAVAUULT J.P., THIMONIER J., VOLLAND-NAIL P. (1988). Seasonality of reproduction in sheep and its control by photoperiod. *Australian Journal of Biological Science*, 41: 69-85.

9. TIBARY A., BOUKHLIQ R., ADNANI M., TOÉ F. (1988). Importance de l'examen du bélier en gestion de la reproduction ovine : Variations saisonnières de la qualité du sperme et dominantes pathologiques. *18èmes Journées de l'Association Nationale de Production Animale*, 10-11 mars 1988, Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II, Rabat (Morocco), 8-12
10. BONNES, G., DESCLAUDE J., DROGOUL, C., GADOUD, R., JUSSISAU, R., LE LOC'H, A., MONTMEAS, L., ROBIN, G. et al. (2005) *Reproduction des animaux d'élevages*. 2^{ème} Ed. Dijon : Educagri (Ed.): 407 p.
11. VAISSAIRE, J.P. (1977) *Sexualité et reproduction des Mammifères domestiques et de laboratoires*, Maloine S.A., Paris, 23-51.
12. KAHLOUCHE, A. (2016). *Le traitement chirurgical des orchites chez le bélier "cas clinique"*. Thèse de doctorat vétérinaire. Tiaret : Université IBN KHALDOUN Institut des sciences vétérinaires Département de santé animale, 68 p.
13. WEST DM, BRUÈRE AN, RIDLER AL. (2009) *The sheep: health, disease and production*. Third edition. Wellington, New Zealand: VetLearn Foundation. 478p. ISBN : 978-0-9583634-3-9
14. KOLB E, LABIE C, MICHELAT J. (1975) *Physiologie des animaux domestiques*. Paris: Vigot frères; 974p
15. GOFUR, M.R. (2015) *Anatomy and histomorphometry of accessory reproductive glands of the Black Bengal buck*. *Eur. J. Anat.* 19 (2): 171-178.
16. TURMAN, E. J., RICH, T. D. (1999). Reproductive Tract Anatomy and Physiology of the Bull. In *Beef Cattle Handbook*. Beef Cattle Resource Committee and University of Wisconsin-Extension. 632 pages.
17. MUHAMMAD A.M., ONU J., SHEHU S.A., UMARU M.A., BELLO A., SUNDAY H.A., DANMAIGORO A., SIDI S. (2016). Species Variation on Gross Morphology and Gross Morphometry of Accessory Sex Glands in OneHumped Camel Bull (*Camelus dromedarius*), Uda Ram and Red Sokoto Buck. *World's Veterinary Journal*, 6: 53-58.
18. NOAKES D. E., PARKINSON T. J., ENGLAND G.C.W. (2001): *Arthur's Veterinary Reproduction and Obstetrics*. 8th Edition. SAUNDERS - Elsevier Limited. 868p
19. MILLER BV (1991) Reproduction. In: *Australian Sheep and Wool Handbook* pp 84-118 Ed DJ Cottle. Inkata Press, Melbourne. Disponible à l'adresse :
- https://www.repro360.com.au/sites/default/files/de%20Graaf%20Reproduction_Ch9%20Sheep%20and%20Wool%20Handbook.pdf

20. RIDLER, A.L., SMITH, S.L., WEST, D.M. (2012) *Ram and buck management*. Anim Reprod Sci 130, 180-183.
21. OTT, R.S., MEMON, M.A. (1980) Breeding Soundness Examinations of Rams and Bucks, a Review. In: *Theriogenology* Volume 13, Issue 2, p155-164.
22. GOULETSOU, P.G. ET FTHENAKIS, G.C. (2010) Clinical evaluation of reproductive ability of rams. In: *Small Ruminant Research* 92(1): 45-51.
23. ROWE, J.D. (2010) Buck Health Management. *Proceedings of the Forty-Third Annual Conference of the American Association of Bovine Practitioners*, 145-148.
24. VAN METRE, D.C., RAO, S., KIMBERLING, C.V., MORLEY, P.S. (2012) *Factors associated with failure in breeding soundness examination of Western USA rams*. Prev Vet Med 105, 118-126.
25. MOZO R, GALEOTE AI, ALABART JL, FANTOVA E, FOLCH J. (2015) Evaluating the reproductive ability of breeding rams in North-Eastern Spain using clinical examination of the body and external genitalia. *BMC Vet Research*. 26 nov 2015;11(1):289. Disponible à l'adresse :
<https://bmcvetres.biomedcentral.com/articles/10.1186/s12917-015-0600-9#citeas>
26. OLDHAM C, GHERARDI P, LINDSAY D, MACKINTOSH J, ADAMS N. (1978) Influence of level of feed intake on sperm-producing capacity of testicular tissue in the ram. In *Australian Journal of Agricultural Research*. 1978;29:173-9.
27. RIDLER, A.L., WEST, D.M. (2011) Control of *Brucella ovis* Infection in Sheep. In: *The Veterinary clinics of North America. Food animal Practice*. 27(1):61-6
28. RIDLER, A.L., SMITH, S.L., WEST, D.M. (2014) Seroconversion and semen shedding in rams experimentally infected with *Brucella ovis*. In: *New Zealand Veterinary Journal* 62, 47-50.
29. FRANCA, S.A., MOL, J.P.S., COSTA, E.A., SILVA, A.P.C., XAVIER, M.N., TSOLIS, R.M., REIS, J.K.P., PAIXAO, T.A. ET SANTOS, R.L. (2014) Indirect ELISA for diagnosis of *Brucella ovis* infection in rams. *Arq Bras Med Vet Zootec*, 66(6): 1695-1702. Disponible à l'adresse :
<https://www.scielo.br/j/abmvz/a/sCW4YqpJchgNhxcWj4QPmnx/?lang=en#>
30. SEAMAN, J.T. (2004) Fertility testing of rams In : *Agfact A3.4.6*, Flock Health NSW Department of Primary Industries. Disponible à l'adresse :
https://www.dpi.nsw.gov.au/_data/assets/pdf_file/0010/179785/fertility-test-rams.pdf

31. LARSEN, J. WA. Ram Reproductive Management [en ligne], In *MSD Veterinary Manual*. Mai 2021 [Consulté le 21 septembre 2023]. Disponible à l'adresse:

<https://www.msdsvetmanual.com/management-and-nutrition/management-of-reproduction-sheep/ram-reproductive-management>

32. TIBARY A. (2001). Testicular ultrasonography and biopsy in small ruminants and lamas, In : *Proceedings of the Annual Conference of the Society for Theriogenology*, Vancouver, BC, Canada, September 12-15, 2001, pp. 369-378.

33. CARAZO L.R.B., GUIMARAES J.D., MACHADO T.P., MACHADO T.P.L.C., OLIVEIRA F.A.S.A.M., PEREIRA D.B. (2014). Testicular ultrasonography in young Alpine goats. *Arq. Bras. Med. Vet. Zoo.*, 66: 388-394

34. ANDRADE A.K.G., SOARES A.T., FREITAS F.F., SILVA S.V., PENA-ALFARO C.E., BATISTA A.M., GUERRA M.M.P. (2014). Testicular and epididymal ultrasonography in Santa Ines lambs raised in Brazil. In: *Animal Reproduction* v11: 110-118. Disponible à l'adresse : https://www.researchgate.net/publication/264121607_Testicular_and_epididymal_ultrasonography_in_Santa_Ines_lambs_raised_in_Brazil

35. UNGERFELD R., FILA D. (2011). Testicular Fluid Content Evaluated by Ultrasound Image Computer-Assisted Analysis Increases with Small-Dose Multiple GnRH Injections in Rams. *Reprod. Domest. Anim.* Aug;46(4):720-3.

36. AHMAD N., NOAKES D.E., SUBANDRIO A.L. (1991). B-Mode Real-Time Ultrasonographic Imaging of the Testis and Epididymis of Sheep and Goats. *Vet. Rec.*, 128: 491-496.

37. KARACA F., AKSOY, M., KAYA A., ATAMAN M.B., TEKELI T. (1999). Spermatic granuloma in the ram: Diagnosis by ultrasonography and semen characteristics. *Vet. Radiol. Ultrasoun.*, 40: 402-406.

38. AITKEN I.D. (2007). *Diseases of sheep*. 4e Edition Oxford: Blackwell public.

39. SCOTT, D. W. (2018) Skin diseases. In: DIVERS, T. J., PEEK, S, F., *Rebhun's Diseases of Dairy Cattle* (Third Edition), St Louis Missouri : Elsevier.

40. FAERBER, C. W. (2004) *Small ruminant: production, medicine & management (sheep and goats)*. 3rd ed. Brigham City, Utah: Animal Health Publications

41. SCOTT P.R. (2015) *Sheep medicine*. 2nd ed. CRC press; 448p.

42. DUTRON S. Maladie Epididymite du bélier. In : *GDS PACA* [en ligne]. Décembre 2018. [Consulté le 21 septembre 2023]. Disponible à l'adresse : <https://gds-paca.org/maladie-epididymite-du-belier/#:~:text=L%C3%A9pididymite%20contagieuse%20du%20b%C3%A9lier%20est%20due%20C3>

[%A0%20une%20bact%C3%A9rie,impacts%20%C3%A9conomiques%20dans%20les%20%C3%A9levages](#)

43. DUBOIS-FRAPSAUCE, C. Appareil reproducteur mâle et ses pathologies Exemple des béliers. In : *Alliance Elevage* [en ligne]. Mars 2021 [Consulté le 21 septembre 2023]. Disponible à l'adresse : <https://www.alliance-elevage.com/informations/article/appareil-reproducteur-male-et-ses-pathologies-exemple-des-beliers>

44. PRAUD, A. *Apport de l'épidémiologie dans le choix des outils d'aide à la prise de décision sanitaire en santé animale : évaluation des tests de dépistage en santé animale*. Santé publique et épidémiologie. Université Paris Sud - Paris XI, 2012. [Consulté le 21 septembre 2023]. Disponible à l'adresse : <https://theses.hal.science/tel-00783710>

45. Megid, J., Mathias, L.A., Robles, C.A. (2010). Clinical manifestations of brucellosis in domestic animals and humans. *TOVSJ*. 4(1):119–126

46. CARVALHO JÚNIOR C.A., MOUSTACAS V.S., XAVIER M.N., COSTA E.A., COSTA L.F., SILVA T.M.A., PAIXÃO T.A., BORGES A.M., GOUVEIA A.M.G., SANTOS R.L. (2012) Andrological, pathologic, morphometric, and ultrasonographic findings in rams experimentally infected with *Brucella ovis*, *Small Ruminant Research*, Volume 102, Issues 2-3

47. MALAVAL Grégoire. Ovin Maladie Epididymite. In : *GDS Auvergne Rhône-Alpes* [en ligne]. Novembre 2021. [Consulté le 21 septembre 2023] Disponible à l'adresse : <https://www.frgdsaura.fr/recommandations-pour-la-maitrise-de-lepididymite-contagieuse-du-belier-differencier-avec-la-brucellose.html>

48. GARROT POUBLAN Julien. Epididymite contagieuse du bélier : Pensez à vacciner vos jeunes béliers. In : *GDS Pyrénées Atlantiques* [en ligne]. Mars 2016. [Consulté le 21 septembre 2023] Disponible à l'adresse : <https://www.gds64.fr/epididymite-contagieuse-du-belier-pensez-a-vacciner-vos-jeunes-beliers-2/>

49. MOUSTACAS V.S., SILVA T.M.A., COSTA L.F., CARVALHO JÚNIOR C.A., SANTOS R.L., PAIXÃO T.A. (2014) Clinical and Pathological Changes in Rams Experimentally Infected with *Actinobacillus seminis* and *Histophilus somni*. Masterson MA, Powell MD, éditeurs. *Sci World J.*:241452. Disponible à l'adresse : <https://www.hindawi.com/journals/tswj/2014/241452/>

50. ZACHARY, J.F. (2017) *Pathologic basis of veterinary disease*. Sixth edition. St. Louis, Missouri: Elsevier; 1394 p.

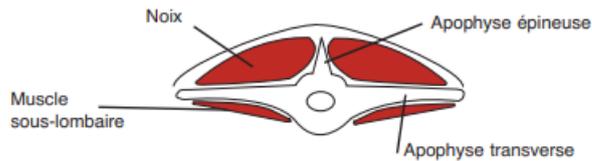
51. ZHAO S., ZHU W., XUE S., HAN D. (2014) Testicular defense systems: immune privilege and innate immunity. *Cell Mol Immunol.* 2014 Sep;11(5):428-37. Disponible à l'adresse : <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4197207/>
52. DEL CARMEN FERRERAS M., MUÑOZ M., PEREZ V., BENAVIDES J., GARCIA-PARIENTE C., FUERTES M., et al. (2007) Unilateral Orchitis and Epididymitis Caused by Salmonella Enterica Subspecies Diarizonae Infection in a Ram. *J Vet Diagn Invest.* ;19(2):194-7
53. DAUNAT J., SCHALLIER A. (2021). Fiche Pathologie *L'orchite*. In : *PHYSIOLOGIE ET PATHOLOGIE DE LA REPRODUCTION DU TAUREAU : ELABORATION D'UNE RESSOURCE PEDAGOGIQUE EN LIGNE A PARTIR D'IMAGES ECHOGRAPHIQUES DE L'APPAREIL GENITAL*. [en ligne]. Thèse de doctorat vétérinaire. Toulouse : Université Paul Sabatier. 78p. Disponible à l'adresse : <https://echoandro-ruminant.envt.fr/orchite/>
54. DAUNAT J., SCHALLIER A. (2021). Fiche Pathologie *La dégénérescence testiculaire*. In : *PHYSIOLOGIE ET PATHOLOGIE DE LA REPRODUCTION DU TAUREAU : ELABORATION D'UNE RESSOURCE PEDAGOGIQUE EN LIGNE A PARTIR D'IMAGES ECHOGRAPHIQUES DE L'APPAREIL GENITAL*. [en ligne]. Thèse de doctorat vétérinaire. Toulouse : Université Paul Sabatier. 78p. Disponible à l'adresse : <https://echoandro-ruminant.envt.fr/la-degenerescence-testiculaire/>
55. HANZEN, C. Pathologies de la reproduction du mâle des ruminants. In : *Thériogénologie des animaux de production* [en ligne], 2013 [consulté le 21 septembre 2023]. Disponible à l'adresse : <http://www.therioruminant.ulg.ac.be/notes.html>
56. Stewart, J.L., Vieson, M. and Shipley, C.F., (2018). *Corynebacterium pseudotuberculosis* as a pathogen of the reproductive tract of male small ruminants: case study and review. *Clinical Theriogenology*,10, 107–117
57. GIMBO A., ZANGHI A., GIANNETTO S. (1987) Ram testicular hypoplasia. Anatomical and histopathological observations. *Schweizer Archiv furTierheilkunde*;129(9):481-91. PMID: 3423786.
- 58 BRUERE A.N, MARSHALL R.B, WARD D.P.J (1969) Testicular hypoplasia and XXY sex chromosome complement in two rams. The ovine counterpart of Klinefelter's syndrom in man. *Journal of reproduction and fertility* vol. 19,1
59. SMITH K., BROWN P., BARR F., PARKINSON T. (2012) Cryptorchidism in Sheep: A Clinical and Abattoir Survey in the United Kingdom. *Open J Vet Med.*;02:281-4. Disponible à l'adresse : https://www.researchgate.net/publication/276491292_Cryptorchidism_in_Sheep_A_Clinical_and_Abattoir_Survey_in_the_United_Kingdom

60. AMANN, R., VEERAMACHANENI, D. (2006). Cryptorchidism and associated problems in animals. Anim. Reprod. 3. 108-120. Disponible à l'adresse : <https://www.animal-reproduction.org/article/5b5a607ef7783717068b47c3/pdf/animreprod-3-2-108.pdf>
61. Smith, K. C., Brown, P. J., & Barr, F. J. (2012). A survey of congenital reproductive abnormalities in rams in abattoirs in South West England. Reproduction in Domestic Animals.;47(5):740-5
62. HANDOO N., FAZILI M., GAYAS A., SHAH R., MALIK A., ATHAR H., et al. (2020) Successful laparoscope assisted orchiectomy in three cryptorchid sheep. [en ligne]. Vet Anim Sci. 1 mai 2020;9:100112. Disponible à l'adresse : https://www.researchgate.net/publication/341305948_Successful_laparoscope-assisted_orchiectomy_in_three_cryptorchid_sheep
63. FOSTER R, LADDS P, HOFFMANN D. *Testicular Leiomyoma in a Ram*. [en ligne] Vet Pathol. 1 avr 1989;26:184-5. Disponible à l'adresse : https://www.researchgate.net/publication/20443810_Testicular_Leiomyoma_in_a_Ram
64. SEARSON J.E. (1980) Testicular Adenocarcinoma in a Ram. Vet Pathol.;17(3):391-3.
65. GDS PACA (2012) *INFLUENCE DE L'EPIDIDYMITE CONTAGIEUSE DUE A BRUCELLA OVIS SUR LA FERTILITE DES BELIERS*. [en ligne], [consulté le 21 septembre 2023]. Disponible à l'adresse : https://gds-paca.org/wp-content/uploads/2018/11/B.Ovis_synth%C3%A8se_exp%C3%A9_FRGDS_ENVT_ANSES.pdf
66. BOUKHLIQ R, EL ALLALI K, TIBARY A. (2018) Anatomie et examen échographique des organes génitaux chez le bélier et le bouc. *Revue Marocaine des Sciences Agronomiques et Vétérinaires* ; 6(2):226-40. Disponible à l'adresse : https://www.agrimaroc.org/index.php/Actes_IAPH2/article/view/603
67. TIBARY A., BOUKHLIQ R., EL ALLALI K. (2018). Examen de l'aptitude à la reproduction chez le bélier et le bouc. *Revue Marocaine des Sciences Agronomiques et Vétérinaires* ; 6(2): 241-255. Disponible à l'adresse : https://www.agrimaroc.org/index.php/Actes_IAPH2/article/view/604#sec-1

ANNEXES

Annexe 1 Evaluation de la note d'état corporel d'un mouton.

Coupe de la colonne vertébrale au niveau des reins



1

Les quatre étapes de l'attribution d'une note d'état corporel par maniement de la région lombaire de la brebis (Russet et al., 1984 ; cités par Dedieu et al., 1991)

Apprécier la proéminence des apophyses épineuses des vertèbres



2

Apprécier la proéminence des apophyses transverses des vertèbres



3

Apprécier le développement des muscles sous-lombaires



4

Apprécier le développement de la noix



Méthode d'évaluation de la NEC (d'après l'Institut de l'Élevage et la ferme expérimentale de Carmejeane).

NEC 1



Note 1 : brebis très maigre

- Epine pointue et proéminente
- Pas de graisse couverture
- Processus transverses pointus
- Les doigts passent facilement dessous et palpent chacun d'eux

NEC 2



Note 2 : brebis assez maigre

- Epine proéminente, mais moins saillante
- Fine couverture de graisse
- Développement modéré des muscles
- Processus transverses ses arrondis
- Une pression est nécessaire pour passer les doigts dessus

NEC 3



Note 3 : brebis en état

- Epine arrondie
- Couverture graisseuse modérée
- Muscles pleins
- Processus transverses arrondis
- Une forte pression des doigts est nécessaire pour localiser les pointes osseuses

NEC 4



Note 4 : Brebis grasses

- Epine dorsale réduite à une ligne
- Epaisse couverture graisseuse
- Muscles pleins
- impossible de sentir les processus transverses

NEC 5



Note 5 : Brebis obèse

- Colonne vertébrale indétectable
- Couverture graisseuse dense
- Muscles très pleins
- Processus transverses indétectables

Grille standardisée de la note d'état corporel chez les ovins (Semaine Vétérinaire, juin 2013)

Note	Repère
1 	On sent les processus transverses comme on sentirait des doigts. En passant les doigts sous ceux-ci, on ne sent pas de muscle, juste de la peau. Les vertèbres sont proéminentes. Il n'y a presque pas de muscles dans le dos, ils sont concaves.
2 	L'épaisseur de muscle sous les processus transverses leur donne l'épaisseur de la phalange du bout des doigts (2-3 cm). On peut sentir les épines des vertèbres. Les muscles du dos sont légèrement concaves et non arrondis.
2,5 	L'épaisseur de muscle sous les processus transverses leur donne l'épaisseur de la deuxième phalange des doigts (4-5cm). Il faut appuyer pour pouvoir les sentir. Les épines des vertèbres sont partiellement couvertes, les muscles du dos sont plats.
3 	L'épaisseur de muscle sous les processus transverses leur donne l'épaisseur de la grande phalange des doigts (5-7 cm). Il faut appuyer fermement pour les sentir. Les muscles du dos sont convexes.
4 	On ne peut sentir les processus transverses qu'en appuyant fortement. Les muscles leur donnent une grande profondeur : quasiment la longueur de la paume de la main. Les muscles du dos sont très bombés, avec une nette couverture de graisse.

Repères pour l'évaluation de la NEC (Trevor COOK, Totally Vets)

Annexe2 Liste des matériaux consommables.

Excepté le colorant, chaque produit de la gamme *SMOOTH ON*[®] se décline en deux composants A et B, à mélanger dans certaines proportions afin d'obtenir une polymérisation efficace et un rendu optimal.

- Alginate réutilisable alimentaire
- Silicone standard : *SMOOTH ON*[®] « *ECOFLEX*[™] 00-30 », 1A : 1B
- Silicone mou : *SMOOTH ON*[®] « *ECOFLEX*[™] 00-20 », 1A : 1B
- Silicone dur : *SMOOTH ON*[®] « *Dragon Skin*[™] FX-pro », 1A : 1B
- Silicone à prise rapide : *SMOOTH ON*[®] « *Skin Tite*[™] », 1A : 1B
- Colorant : *SMOOTH ON*[®] « *Silc Pig*[™] »
- Mousse : *SMOOTH ON*[®] « *Flex Foam-iT*[™]6 », 1A : 1B
- Résine : *SMOOTH ON*[®] « *UreCoat*[™] », 100A : 10B
- Panneaux stratifiés HPL



Constituants A et B du silicone Smooth On « *ECOFLEX*[™] 00-30 » (boutique FormX)

Annexe 3 Fiche de simulation du modèle

Date de version : 30/09/2023



Fiche méthodologique Réaliser l'examen clinique génital d'un bélier

Dominique Legrand, Bernard Jankowiak

Recommandé en:	A4, A5, A6	Niveau:	 FACILE
	10 min		3 fois au moins

Justification du poste de travail

L'examen de l'appareil génital du bélier constitue une étape essentielle de l'examen clinique que ce soit en vue de l'achat d'un potentiel reproducteur pour un troupeau ou en cas d'animal malade. En effet, un bélier inapte à la reproduction entraînera des conséquences économiques néfastes pour un éleveur tandis qu'un animal atteint d'une pathologie de l'appareil reproducteur pourra contaminer tout un troupeau et provoquer d'importantes pertes financières également. Certaines affections testiculaires entraînant des signes cliniques généraux peu spécifiques, il est nécessaire d'accorder une importance particulière à chaque appareil de l'animal, système reproducteur inclus.

Objectif d'apprentissage

Être capable d'examiner l'appareil génital d'un bélier et en déceler des anomalies

Méthodologie

Préparatifs

Afin d'examiner l'animal dans de bonnes conditions, il est préférable de le maintenir assis. Un aide est donc nécessaire pour assurer une bonne contention lors d'un examen sur le terrain (photo 1).

Il est néanmoins possible d'effectuer l'examen sur animal debout est possible à condition qu'il soit calme et que l'avant du corps soit maintenu (photo 2).



Photo 1 Examen de l'appareil génital sur bélier assis



Photo 2 Examen de l'appareil génital sur bélier debout

Rédaction :
Alexis DOUET

Réalisation pratique

On considère ici que l'animal est debout, le modèle permettant de s'affranchir des membres pelviens pouvant gêner la palpation.

Effectuer l'atelier à 2, un étudiant préparant le modèle pour l'autre qui effectuera la palpation puis échanger.

1. Parmi les 10 testicules disponibles (photo 3), en placer un ou deux (physiologiques ou pathologiques) dans le scrotum après les avoir enduits de gel d'exploration (photo 4). Les orienter de manière physiologique et refermer le scrotum à l'aide de la bande velcro (photo 5).
2. Réaliser une palpation méthodique de chaque organe en évaluant :
 - a. L'épididyme (tête et queue), sa taille, sa consistance, la présence d'éléments figurés
 - b. Le testicule, sa taille, sa consistance
 - c. Le cordon spermatique et son insertion dans l'épididyme.



Photo 3 Testicules disponibles pour utilisation de l'atelier



Photo 4 Testicules placés dans le modèle



Photo 5 Modèle prêt pour palpation

Rédaction :
Alexis DOUET

3. Comparer les observations faites lors de la palpation avec les critères du tableau suivant pour diagnostiquer une éventuelle pathologie.

Pathologie \ Critère	Taille	Consistance	Éléments figurés
1. Sain (au nombre de deux)	Normale	Normale	Absence
2. Spermatocèle	Normale	Normale	Présence
3. Epididymite forme aigue	Epididyme augmentée	Augmentée	Absence
4. Epididymite forme chronique	Epididyme augmentée	Normale ou augmentée	Présence
5. Orchite	Augmentée	Augmentée	Absence
6. Dégénérescence testiculaire	Diminuée	Diminuée	Absence
7. Atrophie / stade chronique dégénérescence	Diminuée	Augmentée	Absence
8. Hypoplasie/ cryptorchidisme	Diminuée	Normale	Absence
9. Tumeur	Normale	Normale	Présence

4. Retirer les testicules du scrotum, en placer d'autres et changer de manipulateur.
5. Répéter plusieurs fois chacun afin de palper les différentes consistances et observer la variété de combinaisons possibles. L'atelier peut être effectué avec le scrotum en silicone non fixé au support (photo 6). Pour plus d'informations sur chaque pathologie, se référer à l'atlas mis à disposition.



Photo 6 Scrotum en silicone avec testicule

Consignes à respecter après réalisation

Rincer les organes afin de retirer le gel d'exploration et les sécher puis les replacer dans leur boîte. Essuyer l'intérieur du scrotum utilisé.

Rédaction :
Alexis DOUET

Annexe 4 Atlas des testicules et des pathologies associées

Testicule sain (1)

(Sera mis à côté de chaque testicule pathologique pour comparaison)

- Au nombre de deux pour reproduire un appareil génital sain
- Bien en place
- Taille normale
- Consistance normale
- Absence d'éléments figurés
- Epididyme sain (couleur claire)



Spermatocèle (2)

- Taille normale
- Consistance normale du testicule et de l'épididyme (sauf si réaction inflammatoire en cours)
- Présence d'éléments nodulaires sur la queue de l'épididyme (plus rare pour le reste de l'épididyme)
- Stase du sperme, accumulation des spermatozoïdes dans le canal, réaction granulomateuse due à libération du sperme dans le tissu interstitiel. Affection progressive.
- Pronostic pour le potentiel reproducteur du bélier :
 - o Bon si atteinte unilatérale
 - o Mauvaise avec infertilité si atteinte bilatérale



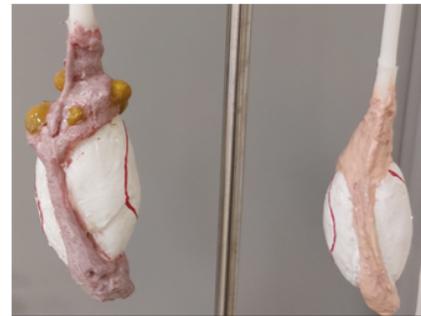
Epididymite forme aigue (3)

- Taille du testicule normale sauf si orché-épididymite. Augmentation de la taille de l'épididyme (ici la tête mais plus fréquemment la queue)
- Consistance de l'épididyme très augmentée
- Absence d'éléments figurés ici mais abcédation possible notamment de la queue.
- Gonflement peut être permanent avec parfois testicule atrophié. Très douloureux.
- Origine bactérienne :
 - o *Brucella ovis* responsable d'Epididymite Contagieuse du Bélier, transmission très facile entre béliers, souvent suite à l'introduction d'un bélier contaminé dans le cheptel.
Troupeau compromis (infertilité et avortements)
 - o Autres bactéries comme *Actinobacillus seminis/ Histophilus somni*, contamination de tous les jeunes béliers du troupeau mais prévalence faible de signes cliniques parmi les animaux contaminés
- Pronostic pour la fertilité de l'animal :
 - o Très mauvais dans le cas de *B. ovis*, pas de traitement possible.
 - o Variable pour les autres, dans le cas de *A. seminis et H. somni*, bonne guérison et la qualité de la semence redevient correcte



Epididymite forme chronique (4)

- Taille du testicule normale sauf si orché-épididymite. Augmentation de la taille de la tête et de la queue l'épididyme
- Consistance de l'épididyme normale à augmentée
- Présence assez fréquente de granulomes évoluant en abcès qui à terme peuvent devenir fibrosés et calcifiés. Ici lésions représentées sur la tête (bien que plus rares) de l'épididyme par opposition au spermatocele
- Origine bactérienne :
 - o *Brucella ovis* responsable d'Epididymite Contagieuse du Bélier, transmission très facile et rapide entre béliers, souvent par introduction de bélier contaminé dans le cheptel.
Troupeau compromis (infertilité et avortements)
 - o Autres bactéries comme *Actinobacillus seminis/ Histophilus somni*, contamination des jeunes béliers, prévalence faible de signes cliniques parmi les animaux contaminés
- Pronostic pour la fertilité de l'animal :
 - o Très mauvais dans le cas de *B. ovis*, pas de traitement possible
 - o Variable pour les autres, dans le cas de *A. seminis et H. somni*, bonne guérison et la qualité de la semence redevient correcte



Orchite (5)

Taille du testicule augmentée (jusqu'à 5 fois)

Consistance augmentée, testicule très douloureux en phase aiguë, très induré en phase chronique pouvant évoluer en dégénérescence testiculaire

Absence d'éléments figurés sur le testicule mais abcédation possible au sein du testicule

Uni ou bilatérale

Implique souvent l'épididyme → orchio-épididymite

Contamination par voie ascendante, hémotogène ou suite à un trauma local

Origine bactérienne notamment *B. ovis* (voir pages épididymites)

Atteinte de l'état général possible

Pronostic pour la fertilité de l'animal :

- Très mauvais dans le cas de *B. ovis*, pas de traitement possible
- Variable dans les autres cas :
 - Si atteinte bilatérale, réformer l'animal
 - Si atteinte unilatérale, la castration du testicule touché permet de conserver la fonction du testicule sain



Dégénérescence testiculaire (6)

- Taille du testicule diminuée

- Consistance diminuée

- Absence d'éléments figurés mais zones de minéralisation et de fibrose possibles au sein du testicule

- Atrophie du testicule et fibrose du testicule en réponse aux diverses agressions subies :

- Hyperthermie locale ou générale, chaleur environnementale
- Maladies infectieuses hyperthermisantes
- Irritations mécaniques
- Epididymites et orchites
-

- Temporaire ou permanente

- Pronostic sur la fertilité : variable selon les agents, la durée d'exposition et la gravité

- Traitement adapté à l'étiologie, le but étant de réduire l'inflammation de manière générale ainsi que les agressions



Atrophie testiculaire/ Dégénérescence testiculaire au stage chronique (7)

- Taille du testicule diminuée
- Consistance augmentée
- Absence d'éléments figurés
- Fin d'évolution de testicule dégénéré
- Atrophie souvent bilatérale
- Pronostic sur la fertilité :
 - o Mauvaise si atteinte bilatérale
 - o Variable si atteinte unilatérale et selon affection du testicule concerné, deuxième testicule à risque



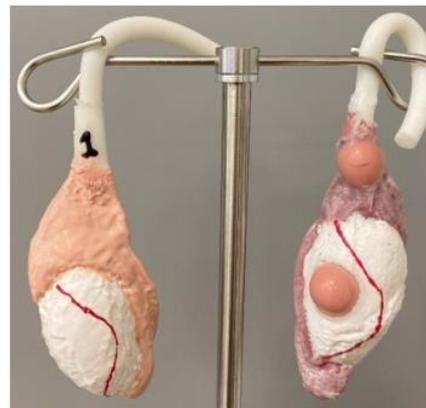
Hypoplasie/cryptorchidisme (8)

- Testicule de taille diminuée, n'atteint jamais de taille fonctionnelle
- Consistance normale
- Absence d'éléments figurés
- Hypoplasie correspond à une insuffisance de développement testiculaire, toujours pré pubertaire
- Cryptorchidie correspond à l'absence de migration d'un testicule, associée aux tumeurs testiculaires
- D'origine génétique (et anomalies de développement pour le cryptorchidisme)
- En absence de cryptorchidie, testicule gauche souvent plus touché en cas d'atteinte unilatérale
- En cas de cryptorchidie, atteinte souvent unilatérale avec testicule droit le plus souvent touché
- Pronostic sur la fertilité :
 - o Correct si atteinte unilatérale, mauvaise sinon pour l'hypoplasie
 - o Mauvais pour un animal cryptorchide, castration nécessaire pour éviter développement tumoral, dérèglements hormonaux, ...



Tumeur testiculaire (9)

- Taille normale
- Consistance normale
- Présence d'éléments figurés ici mais le plus souvent dans le parenchyme testiculaire
- Très rares et associés le plus souvent à des testicules cryptorchides
- Néoplasmes variés
- Vieux animaux touchés principalement
- Pronostic sur la fertilité : probablement mauvais mais animaux n'ayant généralement plus de valeur économique



MISE AU POINT ET VALORISATION D'UN MODÈLE DE SIMULATION DE L'APPAREIL GÉNITAL MÂLE OVIN

Auteur

DOUET Alexis

Résumé

Cette thèse porte sur l'élaboration d'un modèle de simulation d'appareil génital de bélier et des pathologies qui lui sont associées. Bien que se voulant réaliste d'un point de vue anatomique, c'est avant tout un outil pratique, s'inscrivant dans l'examen clinique des béliers reproducteurs.

La palpation revêt un intérêt non négligeable dans la détection de pathologies de reproduction lorsque celles-ci se limitent seulement à la sphère génitale. Le but est de créer une multitude de situations pathologiques en jouant sur la taille, la consistance et la présence d'anomalies génitales, ce qui permet d'offrir un atelier pratique, rapide et répétable pour les usagers.

Mis à la disposition des étudiants vétérinaires dans la salle de simulation du campus de VetAgro Sup, ce modèle vise à compléter leur formation en Pathologies du Bétail et à les aider à obtenir une main plus « experte » pour leur métier futur. Il est également destiné à des organismes professionnels tel que le GDS des Hautes Alpes, afin de sensibiliser les éleveurs ovins sur les pathologies pouvant affecter leurs reproducteurs et comment les détecter. Possédant généralement au maximum un ou deux béliers il est nécessaire pour la pérennité du troupeau que l'éleveur s'assure de la bonne santé de ses mâles.

Mots-clés

Ovin, Simulation, Reproduction

Jury

Président du jury : Pr HAEGELEN Claire

Directeur de thèse : Pr LE GRAND Dominique

2ème assesseur : Dr JANKOWIAK Bernard

Membre invité : ROUME Roland