

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

UNIVERSITÉ SAAD DAHLEB DE BLIDA

Institut des science vétérinaire –Blida

Département de la biologie des Populations et des Organismes



PROJET DE FIN D'ETUDE

EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME

De docteur vétérinaire

Option : reproduction animale

Thème :

***Etude de la fonction spermatique ovine chez la race
Ouled djellal***

Réalisé par :

M^{elle} : Alimihoube wahiba

Encadré par

Dr : Ben Ali Ahmed Redha

Les Membres du Jury :

M^r : Toufik charif

MAA

président de jury

M^{me} : Autayeb djouher

MAA

examinatrice

Remerciement

En premier lieu, je tiens à remercier Dieu, notre créateur
pour nous avoir donné la force pour accomplir ce travail.

Je remercie mes parents pour leurs patiences ,leurs encouragements

Et leur soutien.

Je tiens à remercier **BEN ALI AHMED REDHA** mon promoteur pour

Son grand soutien et ses conseils considérables.

Je remercie également tous les professeurs de

L'institut des sciences vétérinaire

Que toute personne ayant participé de près ou de

Loin à la réalisation de ce travail accepte ma grands

et sincères remerciements.

DEDICACES

Je dédie ce modeste travail :

***A ma très chère mère, qui me donne toujours
l'espoir de vivre et qui n'a jamais cessé de prier pour moi***

A mon père, pour ses encouragements

et son soutien,

à mes frères abd arahim, mohamed, abd elhak

et ma adorable sœur monia

A tout les membres de ma familles,

et à tous mes amis sans exception,

A tout les étudiants de la promotion 2016

***A tout les enseignants de l'istitut des sciences
vétérinaire blida***

******wahiba******

Résumé

Notre travail consiste à évaluer la qualité spermatique épидидymaire de bélier de la race Ouled Djellal. Au total 24 testicules ont été ramené de l'abattoir étatique de Mouzaia et analysé par le CASA (Computer Assisted Sperm Analysis), pour les paramètres de mobilité et vitalité au niveau de Laboratoire de la Biotechnologie et de la Reproduction Animale (LBRA) de l'Institut des sciences Vétérinaires. Les testicules ont été réparti en quatre groupes et analysé à 3 heures, 6 heures, 12 heures et 24 heures, le sperme épидидymaire a été prélevé, dilué et étudié selon la méthode de plusieurs rétrogrades.

Nous résultats ont montré que la mobilité était meilleure à T3 heures puis elle a diminué d'une manière significative à 6H, 12H et 24H. Cependant la vitalité n'a été affectée qu'après 12 heures.

Les résultats obtenus semblent être encourageants pour l'utilisation du sperme épидидymaire prélevé quelque heure après l'abattage des ovins.

Mots clés : ovin, épидидyme, spermatozoïdes, mobilité, vitalité, CASA.

الملخص

مهمتنا كانت دراسة نوعية الحيوانات المنوية لفصيلة أغنام أولاد جلال.

في المجموع تم إحضار 24 خصية من مسلخ الدولة Mouzaia وتحليلها بواسطة CASA (بمساعدة الحاسوب تحليل الحيوانات المنوية)، لاختبار مدى نسبة تنقل وحيوية الحيوانات المنوية وتم ذلك في مختبر التكنولوجيا الحيوية والاستنساخ الحيواني (LBRA) التابع لمعهد علم الحيوان. تم تقسيم الأعضاء التناسلية إلى أربع مجموعات وتحليلها في 3 ساعات، 6 ساعات، 12 ساعة و 24 ساعة،

وأظهرت النتائج أن نسبة تنقل الحيوانات المنوية خلال ثلاث ساعات الأفضل وبعد ذلك انخفضت بشكل ملحوظ عند 6

ساعات، 12 ساعة و 24 ساعة لكن حيوية الحيوانات المنوية لم تتأثر إلا بعد 12 ساعة.

النتائج المتحصل عليها بدت مشجعة لاستخدام السائل المنوي بعد بعض ساعات من ذبح الأغنام

كلمات المفاتيح: أغنام، الحيوانات المنوية، البربخ، تنقل، حيوية، خصية، CASA

Summary

Our work is to assess the epididymal sperm quality from Ouled Djellal ram

In total 24 testes were obtained from the Mouzaia slaughterhouse and analyzed by CASA (Computer Assisted Sperm Analysis), for mobility and vitality parameters at the Laboratory of Biotechnology and Animal Reproduction (LBRA) of the Institute of Animal science.

The testes were divided into four groups and analyzed at 3 hours, 6 hours, 12 hours and 24 hours. Epididymal semen was collected, diluted and examined by the method of multiple backward.

Our results showed that mobility is better at three hours and then it decreased significantly at 6h, 12h and 24h. However vitality was affected only after 12 hours.

The results seem encouraging for the use of epididymal semen taken some time after slaughter.

Keys Words: sheep, epididymal, spermatozoa, CASA, mobility, vitality.

Table des matières

INTRODUCTION GENERALE	1
PREMIERE PARTIE : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE	
CHAPITRE I : LA SITUATION ET LES CARACTERISTIQUES DE LA RACE OULED	
DJELLAL	3
1. La situation de l'élevage ovin en Algérie	3
2. Les caractéristiques de la race <i>Ouled Djellal</i>	5
CHAPITRE II : LES ORGANES IMPLIQUES DANS LE PROCESSUS DE REPRODUCTION	
CHEZ LE BELIER	7
1. Le système nerveux central	7
1.1. L'hypothalamus	7
1.2. L'hypophyse	9
1.3. La glande pinéale	10
2. L'appareil génital mâle	11
2.1. L'embryologie de l'appareil génital mâle	11
2.1.1. La gonadogenèse	12
2.1.2. La différenciation du tractus génital mâle	14
2.1.3. Le déterminisme de la différenciation sexuelle de l'appareil génital mâle	17
2.2. La descente testiculaire	18
2.3. L'anatomie et l'histologie testiculaires	20
2.4. L'épididyme	25
2.5. Le canal déférent	26
2.6. Les glandes annexes	26
2.6.1. Les vésicules séminales	26
2.6.2. La prostate	27
2.6.3. Les glandes bulbo-urétrales	27
2.7. Les organes d'évacuation	28
CHAPITRE III : LA PUBERTE	29
1. Définition	29
2. Le développement testiculaire	31
2.1. Le développement macroscopique	31
2.2. Le développement microscopique	32

3. L'évolution des caractéristiques séminales	34
4. Les facteurs de variations de l'âge à la puberté	35
4.1. La race	35
4.2. La saison de naissance	36
4.3. Le poids	36
4.4. L'alimentation	37
4.5. La photopériode.....	39
CHAPITRE IV : l'étude de la fonction spermatique	40

DEUXIEME PARTIE : ETUDE PRATIQUE

I. Matériel et Méthodes	43
I.1. Le matériel.....	43
I.1.1. Le matériel animal.....	43
I.1.2. Matériel de laboratoire	43
I.2. Méthodes.....	43
I.2.1. Méthode de collecte de la semen.....	43
I.2.2. Examen macroscopique de la semence.....	44
I.2.3. Evaluation de la concentration et de la mobilité des spermatozoïdes.....	44
I.2.4. Evaluation de la vitalité des spermatozoïdes par l'eosine-nigrosine.....	44
I.3. Analyse statistique	45
II. Résultats et discussion	46
II.1. La mobilité.....	46
II.2. Viabilité.....	51
II.3. Discussion générale.....	52
Conclusion	53

Liste des figures

Partie bibliographique

Figure n°1 Evolution de l'effectif national ovin d'après les statistiques agricoles (1876-2001) et FAOSTAT (1998-2008).

Figure n° 2 : La répartition géographique des races ovines algériennes d'après Dehimi (2005).

Figure n° 3 : Situation anatomique et structure hypothalamo-hypophysaire d'après Bonnes *et al.* (2005).

Figure n°4 : Différenciation du testicule et de l'épididyme d'après Barone (1990).

Figure n°5 : Différenciation des appareils reproducteurs mâle et femelle chez les mammifères domestiques d'après Bonnes *et al.* (2005).

Figure n° 6 : Schéma de la descente du testicule d'après Gier and Marion (1970) cité par Noakes *et al.*(2001).

Figure n°7 : Appareil génital mâle des petits ruminants d'après Dudouet (2003).

Figure n°8 : Coupe horizontale du testicule gauche et de ses enveloppes d'après Barone (1990).

Figure n°9 : Aspect intérieur du testicule d'après Soltner (2001).

Figure n°10 : La clé USB du logiciel CASA

Figure n°11 : Microscope avec camera intégré

Partie pratique

Figure n°12 : représente un spermatozoïde mort coloré en rouge et un autre vivant non coloré. (Photo personnelle)

Figure n°13 : Graphe représentant la LIN par rapport au temps.

Figure n°14 : Graphe représentant la VSL ($\mu\text{m/s}$) par rapport au temps.

Figure n°15 : Graphe représentant la VAP ($\mu\text{m/s}$) par rapport au temps.

Figure n°16 : Graphe représentant la VCL ($\mu\text{m/s}$) par rapport au temps.

Figure n°17: Graphe montrant la ALH (μm) par rapport au temps

Figure n°18 : Graphe montrant la BFC en Hz par rapport au temps.

Figure n°19: cercle relative représentant les différents types de progressivité des spermatozoïd

Figure n°20 : Grappe représentant les pourcentages de la vitalité par rapport au temps

Introduction générale

En Algérie, l'effectif de l'élevage ovin s'élève à 18 millions de têtes, dominé par la race *Ouled Djellal* avec 61 % du cheptel national (Dehimi, 2005). Cette race est exploitée pour la production de viande (Chellig, 1992) dans le cadre d'une production ovine en zone semi-aride (Cabée, 1959; Chellig, 1992; Abbas *et al.*, 2002; Kanoun et Kanoun, 2004). La brebis *Ouled Djellal* a fait l'objet de plusieurs études se rapportant aux performances de production et de reproduction (Dekhili, 2002; Dekhili et Mahane, 2004; Dekhili et Benkhelif, 2005; Dekhili et Aggoun, 2006 ; Dekhili et Aggoun, 2007; Guintard et Tekkouk-Zemmouchi, 2010).

Malgré la part du mâle dans la reproduction (5 0%) (Buckrell, 1987), celui-ci n'a bénéficié jusqu'à présent que de quelques investigations consacrées à l'étude des caractéristiques spermatiques chez le bélier de race *Ouled Djellal* (Aissaoui *et al.*, 2004; Ghozlane *et al.*, 2005; Boucif *et al.*, 2007). En revanche, il n'existe aucune donnée sur les performances de croissance et l'avènement de la puberté chez les agneaux mâles de race *Ouled Djellal*.

L'amélioration de cette race nécessite la connaissance de ses performances. L'analyse du développement testiculaire a une très grande importance car il est significativement corrélé avec l'activité reproductive.

Du fait que la morphométrie testiculaire (surtout la circonférence scrotale et le diamètre testiculaire) des pères est génétiquement corrélée avec le taux d'ovulation de leurs filles (Duguma *et al.*, 2002; Bilgin *et al.*, 2004; Snowden *et al.*, 2004; Söderquist et Hultén, 2006; Qotbi *et al.*, 2010). Et que les agneaux ayant des testicules plus larges produisent plus de sperme (Courrot et Ortavant, 1981; Oatley *et al.*, 2005; Ramm et Stockley, 2010), donc ils sont plus fertiles (Schanbacher, 1979). Ce qui justifie l'utilisation de la croissance corporelle et testiculaire chez les jeunes agneaux comme critère précoce de sélection des mâles pour la reproduction.

Par ailleurs, un avènement précoce de la puberté chez les ovins entraîne un prolongement de la carrière de reproduction, alors qu'une puberté tardive résulte en un retard dans la production de la première progéniture et donc l'augmentation de l'intervalle entre générations, culminant en une diminution de la productivité numérique.

Cette étude a pour objectifs de :

- Evaluer la relation entre les critères mesurables chez les agneaux (poids à la naissance, poids au sevrage, poids à âges types, GMQ à âges types, tour de poitrine, circonférence scrotale, longueur et diamètre testiculaires, diamètre de la queue de l'épididyme) et leurs performances ultérieures de reproduction.

- Caractériser l'avènement de la puberté chez les agneaux *Ouled Djellal*.

- Etudier le développement corporel et testiculaire et surtout l'évolution de la production spermatique après la puberté pour voir si les agneaux arrivent à exprimer une pleine force de reproduction durant leur première année de vie.

Chapitre I : La situation et les caractéristiques de la race ovine *Ouled Djellal*

1. La situation de l'élevage ovin en Algérie

Soixante dix huit pour cent de l'effectif total d'animaux d'élevage est constitué par le cheptel ovin (Benyoucef *et al.*, 1995 ; Benyoucef *et al.*, 2000). De 18 millions de têtes (Kerboua *et al.*, 2003), l'effectif ovin national a subi une légère amélioration après l'indépendance malgré les problèmes persistants de sécheresse, de mortalité liée aux manque des soins vétérinaires (Chellig, 1992) et de mise en culture des parcours. Depuis l'année 1992, l'effectif national s'est stabilisé autour de 17 millions (Rondia, 2006) et depuis il n'a pas subi de grandes variations (figure 1).

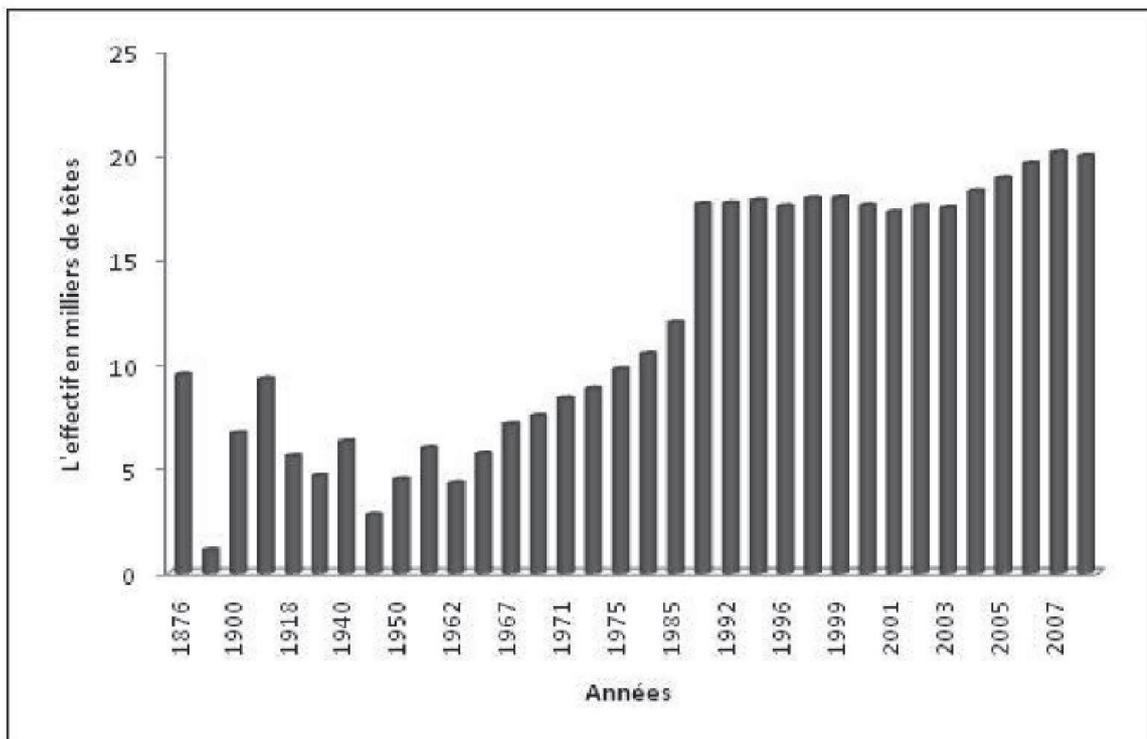


Figure 1: Evolution de l'effectif national ovin d'après les statistiques agricoles (1876-2001) et FAOSTAT (1998-2008).

Les ovins sont répartis sur toute la partie nord du pays, avec toutefois une plus forte concentration dans la steppe et les hautes plaines semi arides céréalières (80% de l'effectif total) ; il existe aussi des populations au Sahara, exploitant les ressources des oasis et des parcours désertiques (Kerboua *et al.*, 2003).

Le déséquilibre observé dans la répartition de l'élevage ovin en Algérie est dû aux différents modes d'élevages utilisés qui comprennent deux types nettement distincts (figure 2) (Dehimi, 2005) : un élevage extensif nomade sur les zones steppique et saharienne, intéressant plus de 13 millions de têtes et un élevage semi-extensif sédentaire sur les hauts plateaux céréaliers, le tell et le littoral intéressant environ 6 millions de têtes.

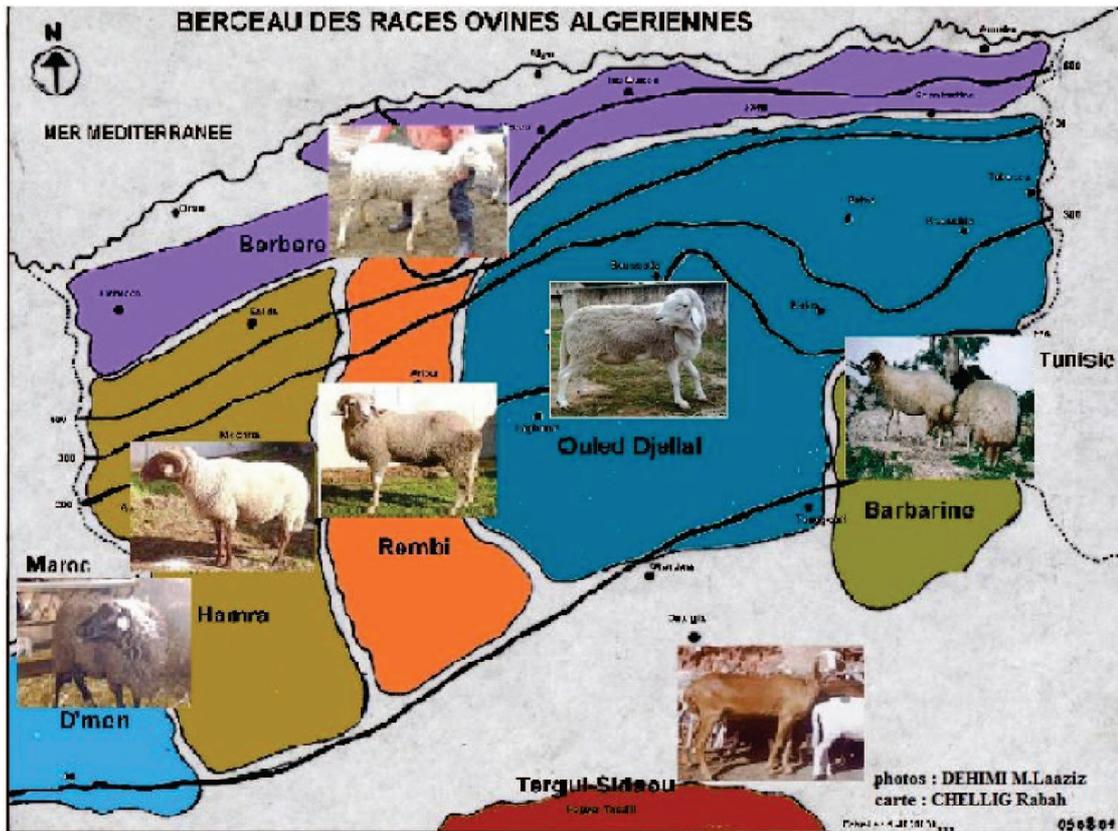


Figure 2: La répartition géographique des races ovines algériennes d'après Dehimi (2005).

Le cheptel ovin, premier fournisseur en Algérie de viande rouge, est dominé par trois principales races bien adaptées aux conditions du milieu : (Chellig, 1992).

- La race arabe blanche *Ouled Djellal*, la plus importante, environ 58% du cheptel national, adaptée au milieu steppique, présente des qualités exceptionnelles pour la production de viande et de laine. -La race *Rembi*, des djebels de l'Atlas Saharien, à tête et membres fauves, représente environ 12% du cheptel.

-La race rouge *Béni Ighil* (dite Hamra en rappel de sa couleur) des Hauts Plateaux de l'Ouest (21% du cheptel).

Des races dites secondaires, à effectifs réduits, regroupant la race *Zoulai*, *D'man*, *Barbarine*, la race *Targuia-Sidaou* et la *Taâdmit* (Chellig, 1992).

2. Les caractéristiques de la race *Ouled Djellal*

En Algérie, l'espèce ovine fait preuve d'une grande diversité. On note une forte progression des effectifs et des produits de croisement de la population *Ouled Djellal* avec les autres types de population non seulement en Algérie mais également au Maroc et en Tunisie ; cette race fait preuve d'une adaptation parfaite aux objectifs recherchés par les éleveurs et progresse dans les régions à tradition agricole par substitution aux autres races, mais aussi dans les élevages agro-pastoraux et sylvopastoraux en voie d'intensification par croisement avec les élevages locaux (Kerboua *et al.*, 2003).

Le terme *Ouled Djellal* désigne à la fois la région située au Sud Ouest de la brèche de Biskra, la population bovine de cette région et le type racial du mouton qui y est exploité. Ce mouton aurait été introduit par les Béni Hillal, venus du Hidjaz (Arabie) au XI^e siècle (Chellig, 1992).

Comme le montre la carte de distribution (figure 2), la race *Ouled Djellal* est la race la plus dominante (Meyer *et al.*, 2004). Elle représente selon certains auteurs, entre 54 % et 63 % du cheptel national et couvre plus de 60 % du territoire pastoral algérien (Kerboua *et al.*, 2003 ; Aissaoui *et al.*, 2004 ; Ghozlane *et al.*, 2005). C'est la race typique de la steppe et des hautes plaines.

C'est une race entièrement blanche, à laine et queue fine, à taille haute et pattes longues, apte pour la marche. Elle craint cependant les grands froids. C'est une excellente race à viande (Trouette, 1933 ; Sagne, 1950 ; Chellig, 1992).

L'agneau *Ouled Djellal* pèse environ 3,5 kg à la naissance (Belacel, 1991 ; Dekhili et Mahane, 2004 ; Harkat et Lafri, 2007) et 18 kg au troisième mois (âge de sevrage) (Dekhili et Mahane, 2004). Le bélier pèse 80 kg et la brebis 60 kg (Kerboua *et al.*, 2003). Ce mouton est de grande taille (75-80 cm au garrot) (Meyer *et al.*, 2004).

Cette race a comme berceau le centre et l'Est Algérien, vaste zone allant de l'Oued Touil (Laghouat-Chellala) à la frontière tunisienne. Cette race est subdivisée en trois variétés (Kerboua *et al.*, 2003). -Ouled Djellal proprement dite qui peuple les Zibans, Biskra et Touggourt. C'est l'espèce la plus adaptée à la marche, elle est communément appelée «la transhumante».

-Ouled Nail qui peuple le Hodna, Sidi Aissa, M'sila, Biskra et Sétif. C'est le type le plus lourd, elle est communément appelée «Hodnia».

-Chellala qui peuple la région de Laghouat, Chellala et Djelfa, c'est la variété la plus petite et la plus légère de la race *Ouled Djellal*.

Selon Chellig en 1992, les performances de reproduction chez cette race sont comme suit:

- > Age au premier œstrus (chaleur): agnelle féconde à partir de l'âge de 8 à 10 mois.
- > Saisonnalité de l'œstrus : deux saisons: avril-juillet et octobre-novembre.
- > Mise à la lutte: 18 mois, (Ténia) 35kg.
- > Première mise bas: 24 mois.
- > Intervalle entre deux agnelages: 11-12 mois.
- > Fécondité: 95 %.
- > Prolificité: 110 %.
- > Productivité au sevrage: 70 % en élevage nomade, 80 % en élevage sédentaire.
- > Longévité: 10 ans pour la brebis et 12 ans pour le bélier.

Certains auteurs s'accordent à reconnaître à la *Ouled Djellal* de bonnes qualités de reproduction, de bonnes aptitudes maternelles et une résistance aux conditions difficiles (Trouette, 1933 ; Sagne, 1950).

**Chapitre II :
Les organes impliqués dans le processus de reproduction chez le bélier**

1. Le système nerveux central

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

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

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

1.1. L'hypothalamus

L'hypothalamus apparaît comme un véritable chef d'orchestre du système hormonal (Bonnes *et al.*, 2005). Dans le sens antéropostérieur, il s'étend entre le chiasma optique et la commissure vers l'avant, et les corps mamillaires vers l'arrière. Latéralement, l'hypothalamus est limité par un plan passant par la capsule interne et en haut par un plan passant par le sillon de Monro et les segments antérieurs du corps strié (Gayraud, 2007).

Il limite les parois inférieures et latérales du troisième ventricule de l'encéphale (Barone, 2004). Il est constitué d'un ensemble de neurones particuliers ; qui sont à la fois des cellules nerveuses et des cellules sécrétrices (cellules neurosécrétrices) (figure 3) et

Chapitre II : Les organes impliqués dans le processus de reproduction chez le bélier

reçoivent des stimulations venues des centres nerveux supérieurs (Bonnes *et al.*, 2005), réagissant ainsi par la libération d'hormones (Kolb, 1975 ; Bonnes *et al.*, 2005), qui à leurs tours agissent sur l'activité sécrétoire de l'hypophyse (Barone, 2004). Les cellules neurosécrétrices sont regroupées en noyaux (Stabenfeldt, 1992).

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

Chaque noyau hypothalamique regroupe des neurones spécialisés dans la sécrétion d'une même neurohormone. On appelle neurohormones ou neurosécrétions tous les facteurs ou hormones de nature protidique synthétisés par les neurones hypothalamiques, ces substances sont élaborées dans le corps cellulaire des neurones et emballées dans des vésicules, cheminent dans les axones situés à proximité soit du système vasculaire porte pour gagner l'antéhypophyse, soit du réseau capillaire de la posthypophyse (Bonnes *et al.*, 2005). Au sein de l'hypothalamus ont été individualisés un certain nombre de noyaux : supraoptique, paraventriculaire, infundibulaire et les noyaux accessoires. Ces noyaux sont les lieux d'élaboration des hormones hypothalamiques (Gayrard, 2007).

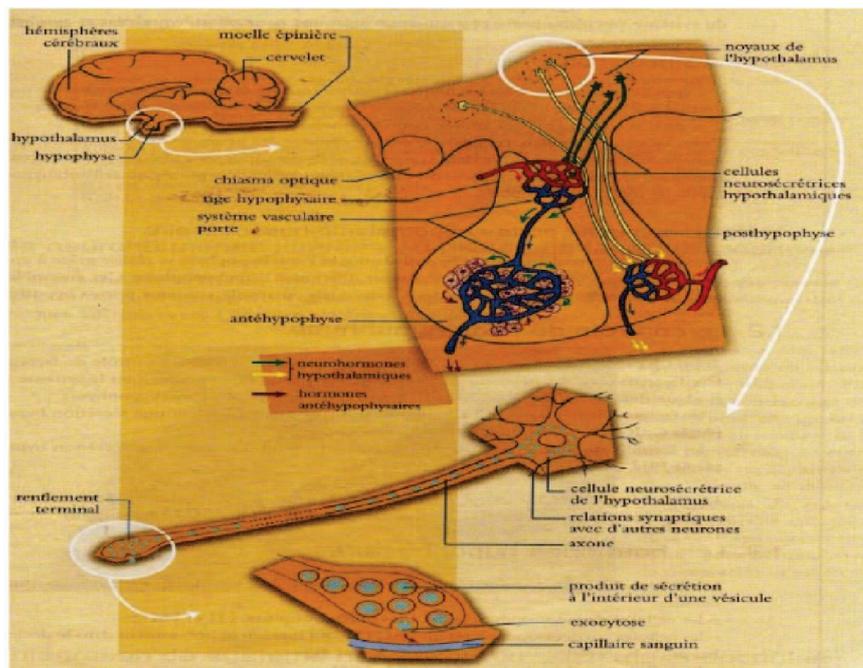


Figure 3: Situation anatomique et structure hypothalamo-hypophysaire d'après Bonnes *et al.* (2005).

1.2. L'hypophyse

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

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

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

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

1.3. La glande pinéale

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

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

2. L'appareil génital mâle

Les appareils génitaux mâles et femelles jouent le rôle déterminant dans la perpétuité des espèces. L'appareil génital mâle est formé par l'ensemble des organes (*organa genitalia masculina*) chargés de l'élaboration du spermatozoïde, de la maturation, du transport, du stockage et finalement du dépôt de celui-ci dans les voies génitales de la femelle (Barone, 1990 ; Noakes *et al.*, 2001). Des gamètes de bonne qualité (ovocyte apte à être fécondé et spermatozoïde dont le pouvoir fécondant est intact) se rencontrent (Bonnes *et al.*, 2005). Ils doivent se trouver dans l'état d'aptitude requis et le spermatozoïde doit pouvoir venir au contact de l'ovule lui-même, après avoir éventuellement traversé ses enveloppes pour assurer la fécondation. Cette dernière a pour conséquence essentielle de reconstituer l'assortiment diploïde de chromosomes caractéristiques de l'espèce, de déterminer le sexe chromosomique du nouvel individu et de transmettre à ce dernier des caractères héréditaires paternels et maternels (Dollander et Fenart, 1979).

En effet l'appareil génital mâle comporte selon Barone (1990) trois grandes parties dont chacune possède son équivalent dans l'appareil génital femelle : les sections glandulaire, tubulaire et urogénitale. On trouve ainsi la section glandulaire constituée surtout des deux testicules, les voies spermatiques constituées par l'épididyme, les conduits déférents, l'urètre (Vaissaire, 1977, Bonnes *et al.*, 2005) et le pénis (organe copulateur) qui est constitué de l'union de la partie extra pelvienne de l'urètre et des formations érectiles dont la principale est le corps caverneux (Barone, 1990 ; Bonnes *et al.*, 2005).

2.1. L'embryologie de l'appareil génital mâle

L'appareil génital est indifférencié et présente la même disposition dans les deux sexes durant la première période de son développement (Barone, 1990). Le primordium de la gonade ou crête génitale possède une double potentialité : mâle et femelle. Les voies génitales sont constituées par deux types de conduits : les canaux de Wolff et les canaux de Müller ou paramésonephriques (Vaissaire, 1977 ; Amann et Schanbacher, 1983). Bientôt, sous l'influence de substances produites par les gènes sexuels, puis par les gonades elles-mêmes et enfin par les autres glandes endocrines, commence une évolution qui conduira l'appareil génital vers sa forme définitive (Barone, 1990).

Les cellules de Sertoli semblent jouer un rôle crucial dans la différenciation de l'appareil génital mâle par la production de l'anti-Müllerian facteur (Müllerian duct inhibiting factor) et du facteur anti-méiotique (meiotic inhibiting factor) qui prévient la méiose jusqu'à la

puberté. Au même temps, les cellules de Leydig secrètent de la testostérone qui stimule le développement des canaux de Wolff (Noakes *et al.*, 2001).

2.1.1. La gonadogenèse

L'appareil uro-génital passe par trois stades successifs au cours de son développement embryonnaire (Bonnes *et al.*, 2005) (figure 4 et 5) :

- Les reins primaires ou pronéphros sont voués à une dégénérescence rapide dans les deux sexes. Leurs canaux excréteurs ou canaux de Müller dégénèrent chez le mâle et subsistent chez la femelle pour former le tractus génital.
- Les reins secondaires ou mésonéphros : leurs canaux excréteurs ou canaux de Wolff dégénèrent en totalité chez la femelle mais subsistent chez le mâle en perdant leur fonction excrétrice et en formant le tractus génital mâle.
- Les reins tertiaires ou métanéphros qui donnent naissance aux reins. Leurs canaux excréteurs (les uretères) subsistent dans les deux sexes pour assurer l'excrétion de l'urine déversée dans la vessie.

L'ébauche de la gonade se développe au bord médial du mésonéphros (figure 4), sous forme d'un relief allongé d'abord directement accolé à ce dernier : c'est l'éminence génitale ou crête gonadale (crista gonadalis) (Barone, 1990). Elle est produite par un épaissement du mésoderme et surtout par prolifération de l'épithélium coelomique (Vaissaire, 1977 ; Amann et Schanbacher, 1983). Elle est constituée d'un amas de petites cellules épithéliales au bord médian de chaque rein secondaire (mésonéphros) (Barone, 1990 ; Bonnes *et al.*, 2005). Elle sera par la suite pénétrée par les cellules germinales primordiales ou gonocytes primordiaux (Barone, 1990 ; Bonnes *et al.*, 2005) qui jusque là été localisés dans la paroi de la vésicule vitelline (Desjardins, 1978 ; Noakes *et al.*, 2001 , Bonnes *et al.*, 2005), qui représente l'endoderme selon Barone (1990).

L'épithélium prolifère en profondeur pour former les cordons emprisonnant les gonocytes primordiaux. Ceci explique pourquoi on retrouve dans les testicules des cellules germinales (gonocytes) entourées de cellules du stroma (Bonnes *et al.*, 2005).

Ces gamétocytes primaires ou gonocytes primaires restent quiescents jusqu'au début de la spermatogénèse (Barone, 1990).

L'épithélium germinatif délègue dans le mésoderme sous-jacent des travées cellulaires : cordons germinatifs ou cordons gonadaux (Barone, 1990) qui se développent et se divisent pour former les tubes séminifères qui se séparent de l'épithélium séminifère et convergent vers un système de canaux : le rete-testis (Bonnes *et al.*, 2005).

Chapitre II : Les organes impliqués dans le processus de reproduction chez le bœlier

La gonade se détache peu à peu de la paroi somatique et du mésonéphros, mais elle reste toutefois attachée à ce dernier par un méso épais et court : le pli suspenseur de la gonade. Les conduits mésonéphriques, paramésonéphriques et le mésonéphros sont portés par un épais méso : le méso uro-génital (Barone, 1990).

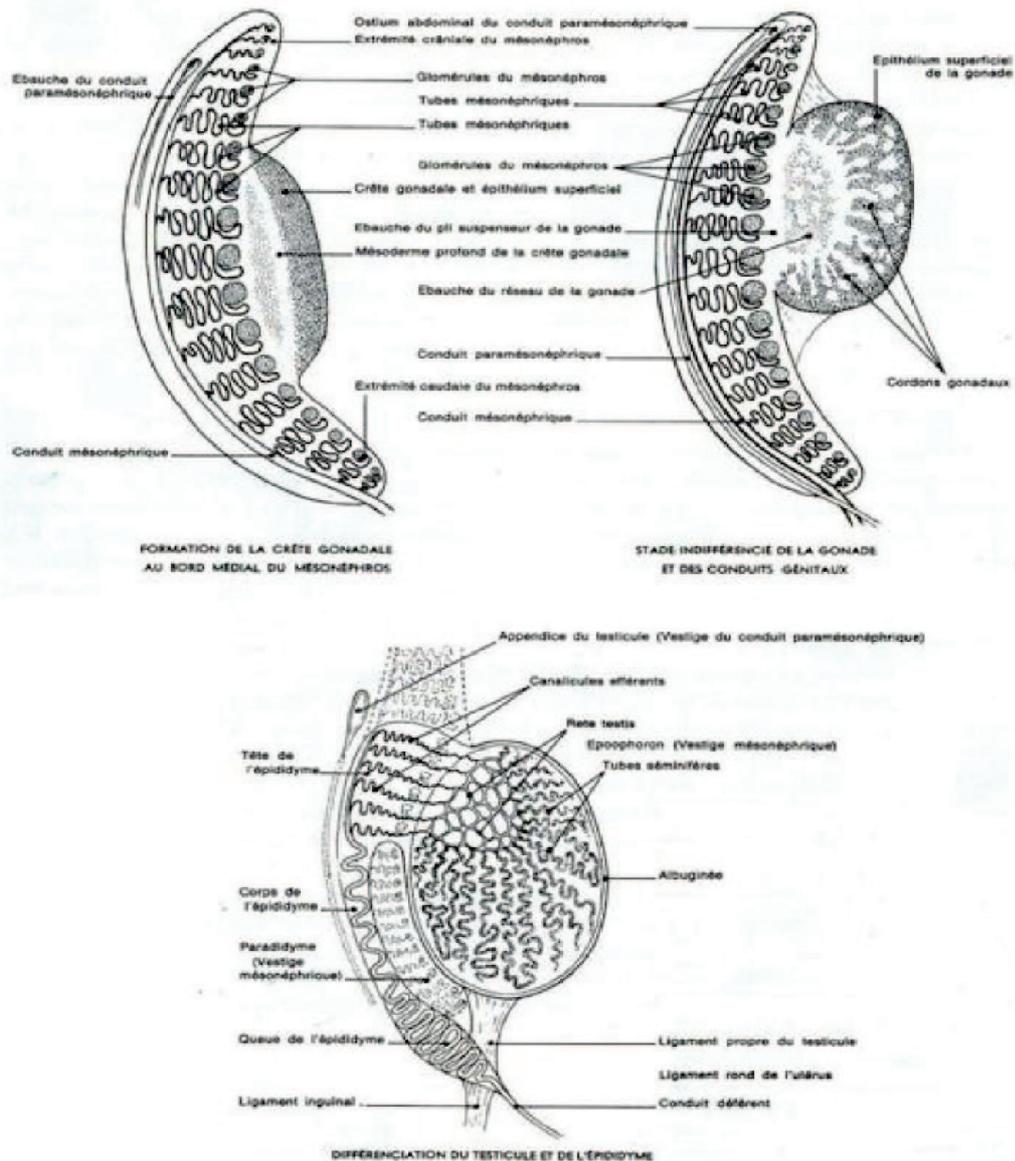


Figure 4 : Différenciation du testicule et de l'épididyme d'après Barone (1990).

La différenciation de la gonade affecte à la fois sa structure (plus caractéristique et liée à l'évolution des cordons gonadaux) et ses connexions (Barone, 1990). Les cordons sexuels primitifs donnent naissance aux ébauches des futurs tubes séminifères (Desjardins,

1978 ; Barone, 1990 ; Bonnes *et al.*, 2005) qui restent pleins jusqu'à l'époque de la puberté et convergent vers le pli suspenseur de la gonade (Barone, 1990). Au même temps, la tunique albuginée se densifie à ce niveau et enveloppe les cordons (Desjardins, 1978 ; Barone, 1990 ; Bonnes *et al.*, 2005).

Au voisinage du pli suspenseur de la gonade, des cellules mésenchymateuses s'organisent en un réseau remarquable : le primordium du rete-testis (Barone, 1990).

Les tubes urinifères de la partie médiane de chaque rein secondaire se raccordent au rete-testis correspondant pour former les canaux efférents de la tête de l'épididyme. Les gamétocytes peu nombreux jusqu'à la puberté se multiplieront alors activement pour produire les spermatogonies. Alors que les petites cellules épithéliales deviendront des cellules sustentaculaires ou cellules de Sertoli. Le mésenchyme s'organise en septums intertubulaires. Certaines de ses cellules restent dans les lobules entre les tubes séminifères et produisent le tissu interstitiel de l'organe ou cellules de Leydig (Desjardins, 1978 ; Barone, 1990 ; Bonnes *et al.*, 2005).

2.1.2. La différenciation du tractus génital mâle

Elle ne débute que lorsque les gonades sont elles-mêmes différenciées. Le développement de l'appareil uro-génital indifférencié en appareil uro-génital de type mâle est lié à la présence d'hormones mâles sécrétées par le testicule différencié (Bonnes *et al.*, 2005).

Les voies spermatiques dérivent d'une partie du mésonéphros et du conduit mésonéphrique (anciennement appelé canal de Wolff) alors que, les canaux de Müller (ou conduit paramésonéphrique) disparaissent en grande partie et ne laissent subsister que des vestiges variables selon les espèces (figure 5) (Desjardins, 1978 ; Barone, 1990 ; Bonnes *et al.*, 2005). Chez le mâle, les canaux de Wolff donnent naissance aux canaux épидидymaires et aux canaux déférents (Bonnes *et al.*, 2005). Le sinus uro-génital donne naissance à l'urètre, aux vésicules séminales et au canal éjaculateur (Desjardins, 1978 ; Amann et Schanbacher, 1983 ; Bonnes *et al.*, 2005).

La partie du mésonéphros située crânialement à la gonade disparaît ou ne laisse qu'un faible vestige (appendice de l'épididyme ou paradidyme) (Barone, 1990). Dans celles qui se trouvent

en regard de l'extrémité crâniale du testicule, les tubes mésonéphriques s'allongent et se raccordent au rete-testis. Ils produisent les canalicules efférents du testicule et leurs parties extra testiculaires se pelotonnent sur elles mêmes pour former la tête de l'épididyme. La partie située en regard du testicule s'allonge, se circonvolutionne et produit le conduit déférent, dont la partie terminale se renfle en ampoule et émet un bourgeon dorsal qui se différencie en glande vésiculaire (Desjardins, 1978 ; Barone, 1990). Le sinus uro-génital présente une extrémité crâniale ou débouchent la vessie et l'urètre urinaire et une extrémité caudale qui vient s'ouvrir dans la future région périnéale par un orifice : l'ostium urogénital (Barone, 1990). La portion génitale du sinus formera l'urètre prostatique et l'urètre périnéal. Les diverticules glandulaires de l'urètre prostatique constitueront la prostate (Vaissaire, 1977 ; Barone, 1990). Caudalement, des bourgeons glandulaires formeront les glandes bulbo-urétrales (Barone, 1990).

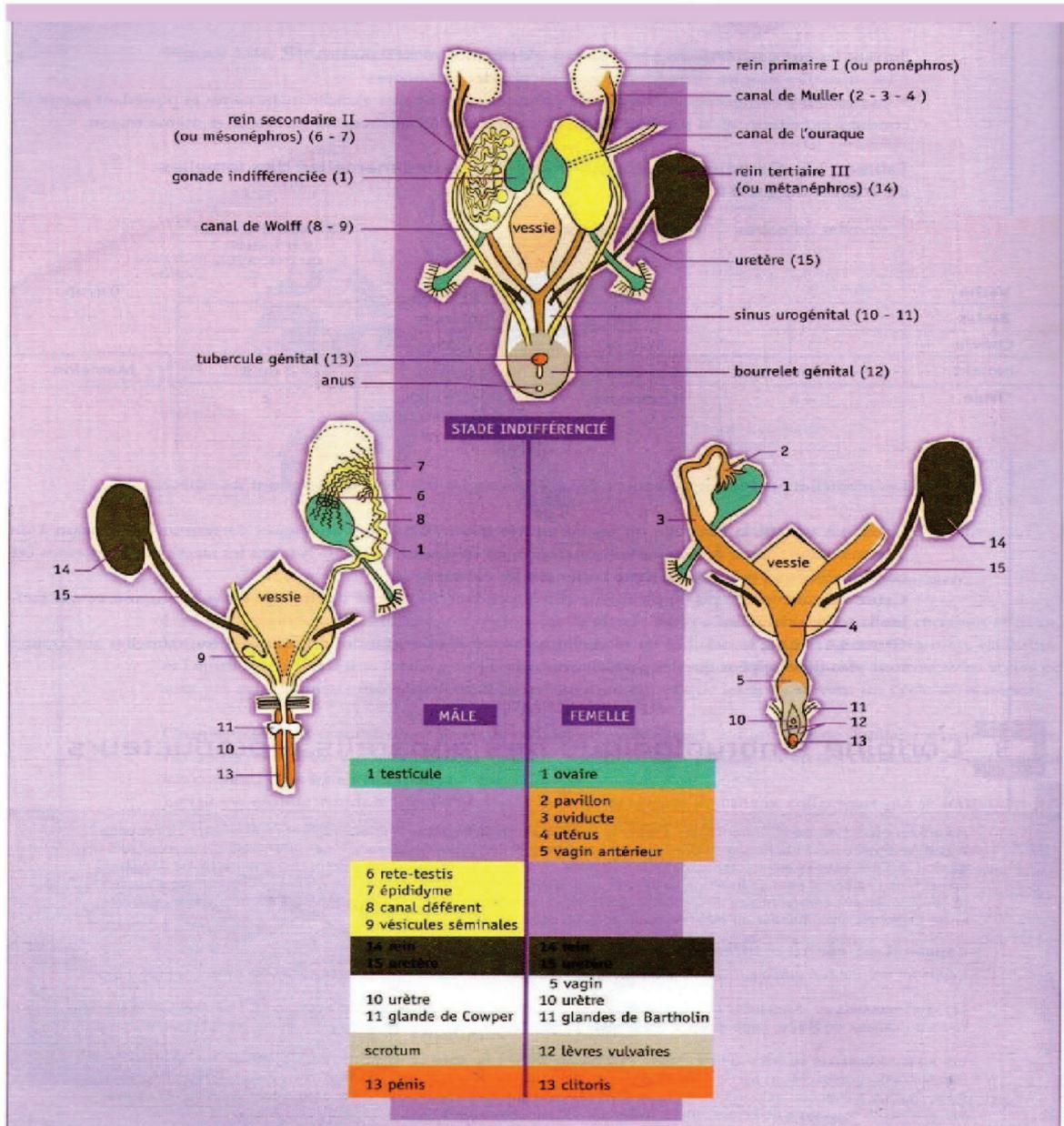


Figure 5 : Différenciation des appareils reproducteurs mâle et femelle chez les mammifères domestiques d'après Bonnes *et al.* (2005).

Le tubercule génital traversé par l'urètre s'allonge pour donner le pénis (Desjardins, 1978 ; Bonnes *et al.*, 2005). Les bords de l'ostium uro-génital et ceux du sillon uro-génital se soulèvent et forment les plis uro-génitaux, dont le revers latéral s'épaissit pour former les tubercules labioscrotaux, qui sont à l'origine du scrotum. Les téguments autour du pénis produisent le prépuce qui enveloppe l'organe copulateur au repos (Vaissaire, 1977 ; Desjardins, 1978 ; Barone, 1990).

2.1.3. Le déterminisme de la différenciation sexuelle de l'appareil génital mâle

La différenciation sexuelle commence avec l'établissement du sexe génétique au moment de la fécondation. Si le spermatozoïde fécondant est porteur du chromosome X, le zygote sera XX (chromosome sexuel) caractéristique de caryotype féminin, mais s'il est porteur du chromosome Y, le caryotype XY est caractéristique pour le mâle (Desjardins, 1978). La différenciation des gonades chez le mâle se fait avant celle de la femelle. Chez l'embryon mâle, la présence du testisdetermining genes sur le chromosome Y induit le développement de la gonade indifférenciée en testicules à partir des mêmes structures qui auraient pu donner les ovaires ultérieurement (Desjardins, 1978 ; Amann et Schanbacher, 1983 ; Noakes *et al.*, 2001).

La masculinisation du tractus génital est imposée par les hormones du testicule fœtal et débute peu de temps après sa différenciation. En absence de ces hormones, l'appareil uro-génital évolue en appareil uro-génital femelle (Bonnes *et al.*, 2005). La testostérone produite par les testicules et non pas par les ovaires est nécessaire pour l'apparition du phénotype mâle (Desjardins, 1978). Les cellules de Leydig sont actives et secrètent de la testostérone même durant la vie fœtale dès leur différenciation (Levasseur, 1979 ; Amann et Schanbacher, 1983). Chez le fœtus, les cellules de Leydig produisent de la testostérone qui stimule le développement du mésonéphros (rein secondaire) en canaux efférents, épидидymaires, déférents et en glandes vésiculaires (vésicule séminale) (Desjardins, 1978). Elle induit indirectement (la testostérone sert comme précurseur) la différenciation du sinus uro-génital en prostate, en glandes bulbo-urétrales, en urètre et en pénis (Desjardins, 1978 ; Amann et Schanbacher, 1983).

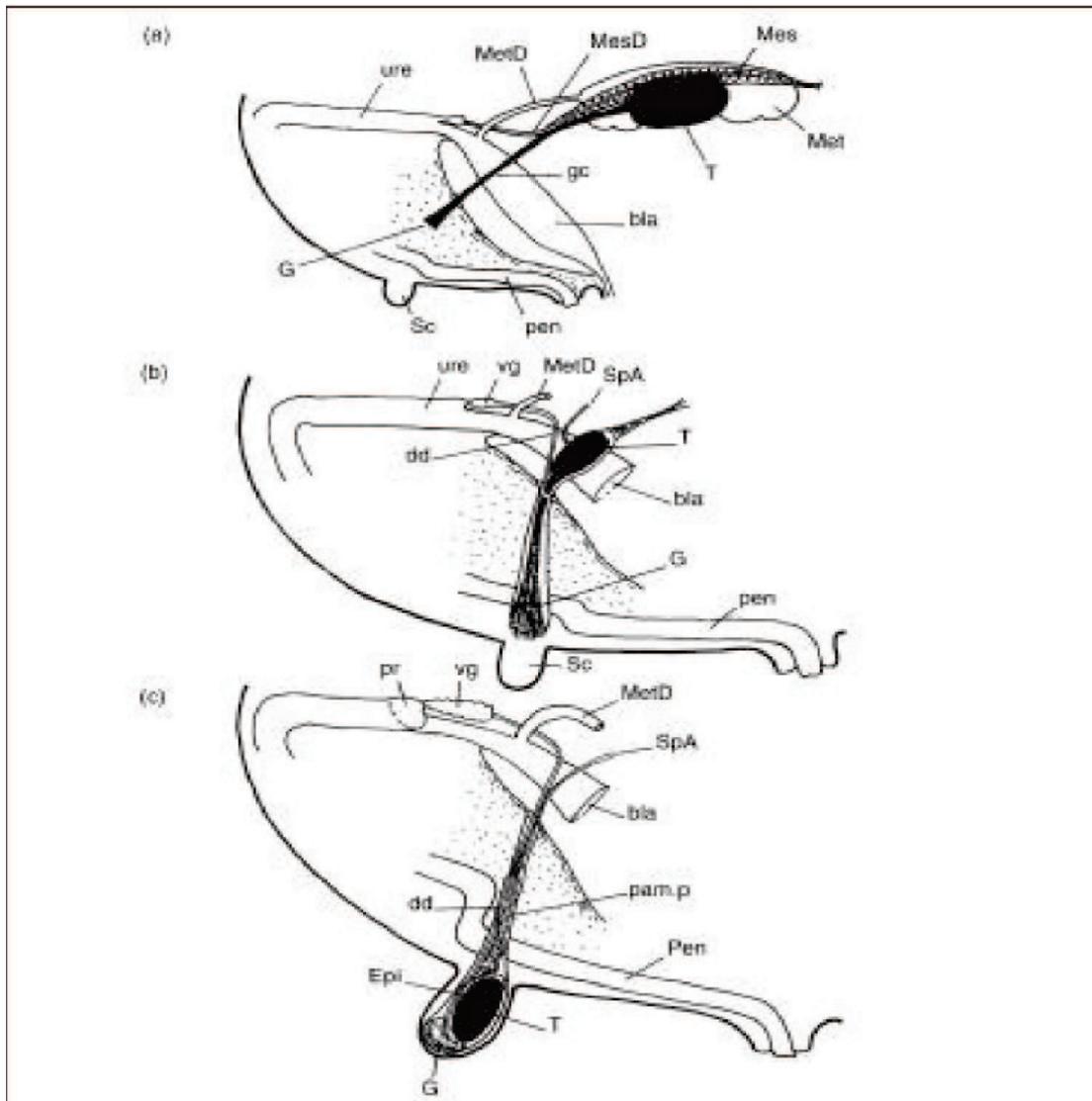
L'administration de la testostérone durant la période critique de différenciation sexuelle (30- 90 jours de gestation) donne aux ovins ayant un sexe génétique féminin un phénotype mâle (Kosut *et al.*, 1997). Par contre, les cellules de soutien indifférenciées (cellules de Sertoli fœtales) produisent l'anti-Müllerian hormone (hormone inhibitrice AMH) qui inhibe le développement des conduits paramésonephriques et entraîne la dégénérescence des structures potentiellement femelles (Vaissaire, 1977 ; Amann et Schanbacher, 1983).

2.2. La descente testiculaire

Chez la plupart des mammifères, l'évolution des parties externes de l'appareil génital mâle n'est complète qu'après la descente testiculaire (A mann et Schanbacher, 1983 ; Barone, 1990).

On nomme descente du testicule, la migration par la quelle la glande génitale mâle développée d'abord dans la région lombaire, quitte ensuite l'abdomen pour franchir l'espace inguinal et se loger finalement dans les enveloppes saillantes sous la région de l'aîne, voir sous le périnée (figure 6) (Barone, 1990 ; Noakes *et al.*, 2001).

La descente testiculaire est spécifique aux mammifères exorchides, elle est précoce chez les ruminants, où elle est achevée bien avant la naissance (Amann et Schanbacher, 1983 ; Barone, 1990). Si les deux testicules n'arrivent pas à descendre normalement, ils seront incapables de produire des spermatozoïdes et l'animal sera stérile tandis que, si le phénomène touche un seul testicule, l'animal est qualifié de cryptorchide (Setchell, 1991 ; Bonnes *et al.*, 2005).



Légende: (G) gubernaculum, (T) testicule, (bla) Vessie, (dd) conduit déférent, (Epi) épидидyme, (gc) cordon gubernaculaire, (Mes) mésonéphros, (Met) métanéphros, (MetD) canaux métanéphriques, (pam P) plexus pampiniforme, (pen) trou du penis, (pr) prostate, (Sc) scrotum, (SpA) artère spermatique, (ure) urètre, (vg) glande vésiculaire.

Figure 6: Schéma de la descente du testicule d'après Gier and Marion (1970) cité par Noakes *et al.*(2001).

Chez les mammifères domestiques, elle est liée aux remaniements du gubernaculum testis (Setchell, 1991 ; Noakes *et al.*, 2001) qui se développe au pôle caudal de la gonade (figure 5) (Barone, 1990 ; Setchell, 1991). Autour du gubernaculum, une petite dépression péritonéale se forme à l'endroit où il pénètre dans la paroi abdominale (Barone, 1990 ; Setchell, 1991). Ce diverticule s'approfondit peu à peu, entourant le gubernaculum sauf à son bord caudal, pour former l'ébauche de la future cavité génitale où se logent les testicules (Barone, 1990). L'allongement du ligament suspenseur de la gonade et de la partie adjacente du mésorchium ainsi que la régression du gubernaculum testis permettent au testicule de traverser la région inguinale et de se mettre en place au fond de la cavité vaginale (Barone, 1990 ; Setchell, 1991 ; Noakes *et al.*, 2001). La traversée de l'espace inguinal est rapide, alors que la mise en place de la gonade au fond du scrotum est beaucoup plus lente (Barone, 1990). La régression du gubernaculum testis est androgénodépendante (Setchell, 1991).

2.3. L'anatomie et l'histologie testiculaire

La figure 7 illustre les différentes parties et la localisation de l'appareil génital du bélier. Cet appareil est formé de l'ensemble d'organes chargés d'élaborer et de déposer le sperme dans les voies génitales femelles.

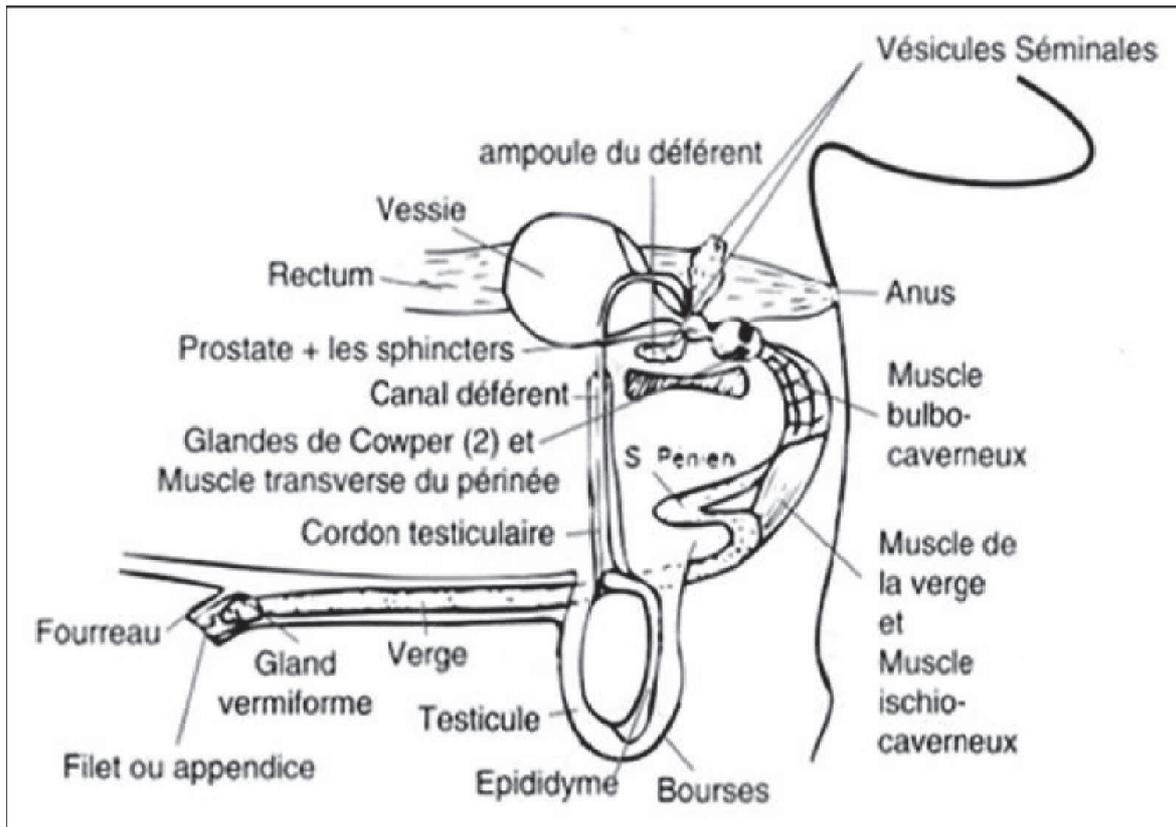


Figure 7: Appareil génital mâle des petits ruminants d'après Dudouet (2003).

Les testicules des petits ruminants ont une forme ovoïde ou sphéroïde, ils sont assez volumineux par rapport au format de l'animal, longuement pendants entre les cuisses (Regaudie et Reveleau, 1977 ; Vaissaire, 1977; Barone, 1990), le poids des deux testicules rapporté au poids total du corps représente $1/1000^e$ chez le béliet (Barone, 1990). Chez cette espèce, chaque testicule représente 0,4% du poids corporel soit 300g (Setchell, 1991). Il varie en fonction l'âge, de la race, de la saison et de l'état nutritionnel (Baril *et al.*, 1993).

En générale, les deux glandes n'ont pas une situation tout à fait symétrique (le plus souvent, la gauche est située un peu plus bas ou plus caudalement que la droite) (Barone, 1978). Cette disposition, jointe à la grande mobilité à l'intérieur des enveloppes (Habault, 1969 ; Barone, 1990), prévient la compression réciproque lors de l'adduction des cuisses (Barone, 1990).

Les testicules et l'épididyme sont recouverts d'un sac séreux «la vaginal» et de plusieurs enveloppes fibreuses et musculaires (figure 7). Il s'agit de l'extérieure vers l'intérieure de 5 tuniques superposées : le scrotum, le fascia spermatique externe, le muscle crémaster, le fascia spermatique interne et la tunique vaginale (figure 8) (Vaissaire, 1977 ; Barone, 1990).

La plus superficielle d'entre elles, le scrotum, il comprend selon Barone (1990) deux

parties: le revêtement cutané proprement dit (la peau) et le dartos.

La peau du scrotum est mince, élastique, très souple, recouverte par des poils laineux chez le bélier (Getty, 1975). Elle forme un sac commun aux deux testicules pourvu d'un sillon médian (raphé) (Vaissaire, 1977 ; Barone, 1990).

Le dartos est un muscle peaucier à fibres lisses, constituant l'appareil suspenseur des bourses (Vaissaire, 1977 ; Barone, 1990), mêlé de fibres collagènes et surtout de fibres élastiques qui double la face profonde du scrotum, dont il est impossible de le détacher sans déchirure, il forme autour de chaque testicule et de ses enveloppes profondes un sac complet (Barone, 1978 ; Barone, 1990). Son rôle principal est de maintenir les testicules à une température favorisant la formation et la conservation des spermatozoïdes (Barone, 1990 ; Kastelic *et al.*, 1996) en faisant varier la surface et l'épaisseur du scrotum (Barone, 1990), ou encore par la présence de glandes sudoripares (Grau et Walter, 1975). Le scrotum sert non seulement à couvrir, à protéger les gonades mais contribue aussi à leur thermorégulation (Setchell, 1991 ; Baril *et al.*, 1993 ; Kastelic *et al.*, 1996).

Fascia spermatique externe: c'est une couche conjonctive complexe qui sépare le scrotum des enveloppes profondes (muscle crémaster et fascia spermatique interne) en permettant d'amples déplacements du premier sur les secondes. Elle paraît formée de deux minces lames de conjonctif fibreux séparées d'entre elles, du dartos et des enveloppes profondes grâce à des couches de conjonctive lâche et très mobile (Barone, 1978 ; Barone, 1990).

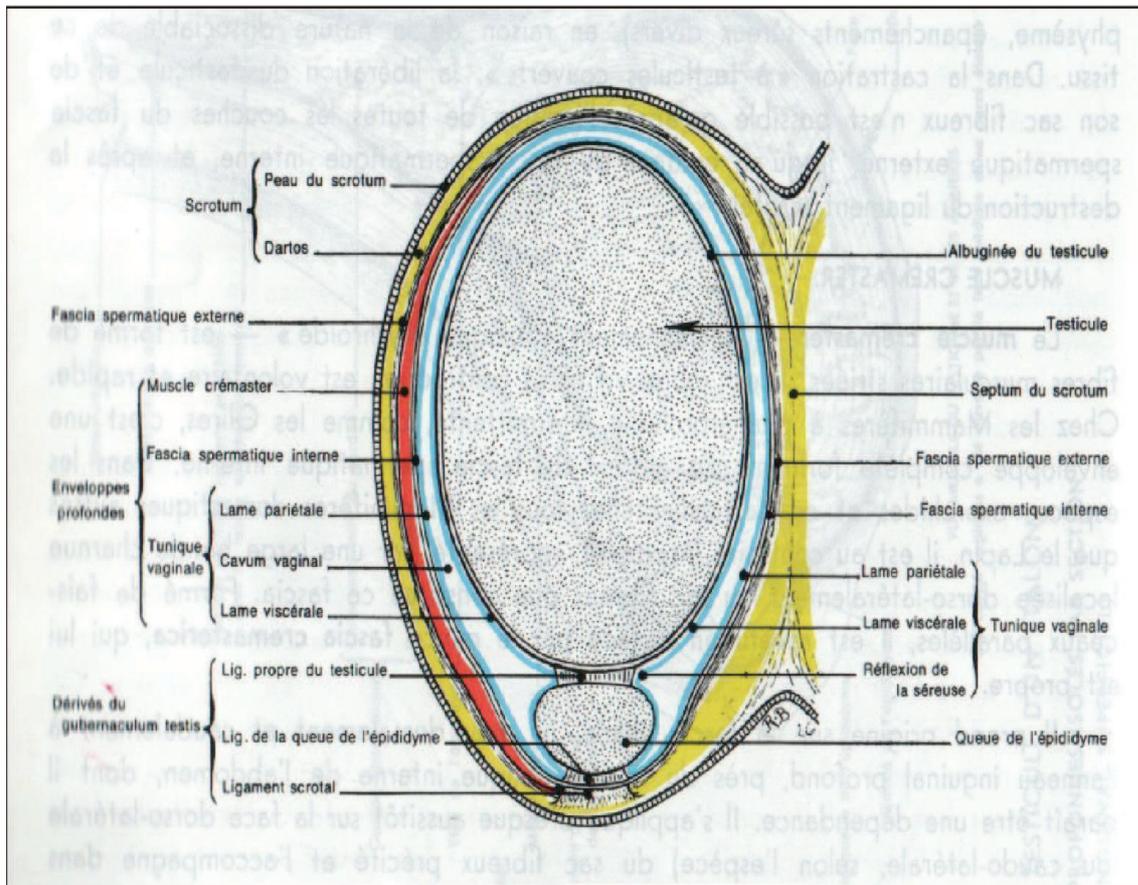


Figure 8 : Coupe horizontale du testicule gauche et de ses enveloppes d'après Barone (1990).

Muscle crémaster, anciennement «tunique érythroïde» est un muscle formé de fibres musculaires striées à contraction volontaire et rapide (Vaissaire, 1977 ; Barone, 1978 ; Barone, 1990). Il joue un rôle de thermorégulation grâce aux contractions importantes, il éloigne ou rapproche le testicule du corps pouvant ainsi limiter les déperditions de chaleur, en cas de température trop basse (Soltner, 2001 ; Bonnes *et al.*, 2005).

Fascia spermatique interne a été longtemps associé au feuillet pariétal de la tunique vaginale, sous le nom, selon Vaissaire (1977) de «fibro-séreuse». Sa face interne est intimement adhérente au feuillet pariétal de la tunique vaginale (Barone, 1990).

Tunique vaginale est une dépendance du péritoine, elle constitue la séreuse du testicule et de son cordon. Comme toutes les séreuses, elle comporte deux feuillets (une lame pariétale et une lame viscérale, unies par un méso ou mésorchium) (Barone, 1978 ; Barone, 1990).

Le testicule est entouré d'une capsule fibreuse ou albuginée (Habault, 1969 ; Vaissaire, 1977), très riche en capillaires chez le bélier (Vaissaire, 1977 ; Noakes *et al.*, 2001) dont les

contractions spontanées et rythmiques contribuent à propulser les spermatozoïdes et le liquide testiculaire hors du testicule (Setchell, 1991).

Des travées conjonctives ou septula testis (cloisons) partant de l'albuginée et divisent le testicule en lobules assez réguliers. Ces cloisons convergent sur un axe conjonctif épais. C'est le mediastinum testis, appelé anciennement «corps d'highmore» (Habault, 1969 ; Vaissaire, 1977 ; Barone, 1990). Les lobules ainsi délimités, ayant l'aspect de pyramides incomplètement séparées les unes des autres (Grau et Walter, 1975), sont constitués de tubes séminifères et de tissu glandulaire interstitiel (Setchell, 1991 ; Noakes *et al.*, 2001).

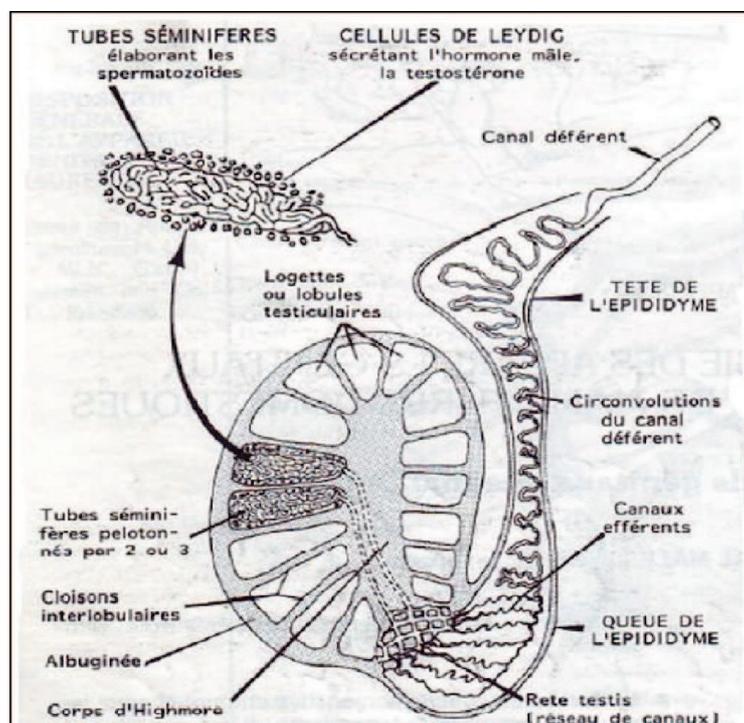


Figure 9 : Aspect intérieur du testicule d'après Soltner (2001).

Les tubes séminifères comportent deux parties, l'une contournée (la plus importante) et l'autre droite, se raccordant au rete testis et forme avec lui la partie initiale des voies d'excrétion du sperme (Barone, 1990 ; Setchell, 1991). Les tubes séminifères contournés sont fortement pelotonnés (figure 9), très long, flexueux, d'une longueur de plusieurs dizaines de mètres, de la taille d'un fil à coudre et remplis de cellules reproductrices à différents stades d'évolution (siège de la spermatogenèse) (Craplet et Thibier, 1977).

Limité par la «membrane limitans», équivalant à une lame basale, l'épithélium séminal renferme deux ordres de constituants bien différents et intimement mêlés: cellules de la lignée spermatique et cellules de soutien appelées «cellules de Sertoli». Qui constituent les

composantes majeures de la barrière hémato-testiculaire et subdivisent les tubes séminifères en deux compartiments: un basal contenant les spermatogonies et les spermatocytes au stade préleptotène et l'autre central contenant les spermatides (Vaissaire, 1977 ; Amann et Schanbacher, 1983 ; Barone, 1990 ; Setchell, 1991).

Les tubes séminifères droits font suite aux tubes contournés, ils sont brefs et progressivement rétrécis et finissent par déboucher dans le rete testis ou «réseau de Haller» (Barone, 1990).

Si les tubes séminifères représentent 85% du parenchyme testiculaire chez le bélier (Setchell, 1991), le tissu interstitiel constitue uniquement 15% (Burgos *et al.*, 1970).

La fonction endocrine du testicule est assurée par son tissu interstitiel (interstitium testis), disséminé dans le conjonctif qui sépare les tubes séminifères, Ce tissu est formé de cordons ou de petits amas de cellules interstitielles «cellules de Leydig» (Vaissaire, 1977 ; Barone, 1990). L'interstitielle testiculaire sécrète l'hormone mâle ou testostérone, nécessaire au développement et au maintien morphologique et fonctionnel des glandes accessoires de l'appareil génital mâle. Cette sécrétion contrôle en outre les caractères sexuels secondaires et l'activité sexuelle (Barone, 1990).

2.4. L'épididyme

C'est un organe allongé situé sur le pôle inférieur du testicule, long de 50 à 60 mètres (Barone, 1990) ou 80 mètres selon Setchell (1991). Il est très flexueux et se pelotonne une première fois au départ du testicule constituant ainsi la tête de l'épididyme, puis après un parcours plus au moins rectiligne, correspondant au corps de l'épididyme, il se pelotonne de nouveau formant ainsi sa queue avant d'aller déboucher dans le canal déférent (figure 9) (Bonnes *et al.*, 2005).

Il constitue un lieu de stockage, de maturation et de remaniement des spermatozoïdes. Ces rôles sont déterminés par les androgènes (Craplet et Thibier, 1977 ; Voglmayr *et al.*, 1977 ; Noakes *et al.*, 2001). C'est au niveau de l'épididyme (le corps épидидymaire) que les spermatozoïdes acquièrent leur mobilité et leur pouvoir fécondant (Chevrier et Dacheux, 1988 ; Barone, 1990 ; Setchell, 1991 ; Baril *et al.*, 1993 ; Noakes *et al.*, 2001). On reconnaît à l'épididyme une autre fonction qui consiste à l'augmentation de la concentration du

sperme par réabsorption de la majeure partie du fluide du rete-testis (Setchell, 1991). Dans l'épididyme, le sperme se conserve fertile jusqu'à 40 jours après ce délai, les spermatozoïdes sont fragmentés et sont résorbés par les spermiphages (Hammond, 1961).

2.5. Le canal déférent

Il s'étend de la queue épидидymaire à l'urètre dans lequel il s'ouvre à côté de l'une de ses dépendances: «la glande vésiculaire». Dans son trajet, il s'engage dans le cordon spermatique en position médiale, puis arrivé en partie abdominale pelvienne, il décrit une courbe à concavité ventro-caudale, sur le côté du détroit cranial du bassin, à ce niveau, il se place en face dorsale de la vessie, se rapproche progressivement avec l'autre conduit déférent formant ainsi une ampoule: «ampoule déférentielle» avant de se jeter dans l'urètre.

C'est un tube de quelques centimètres mais, il a une puissante musculature qui va présenter des contractions au moment de l'éjaculation. Ces contractions du canal déférent sont induites par les prostaglandines (Craplet et Thibier, 1977 ; Barone, 1990).

2.6. Les glandes annexes

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

2.6.1. Les vésicules séminales

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

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

2.6.2. La prostate

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

2.6.3. Les glandes bulbo-urétrales

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

2.7. Les organes d'évacuation

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

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

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

Chapitre III : La puberté

1. Définition

La puberté (du latin *pubescere* : se couvrir de poils) est une phase de développement difficile à définir selon Brown (1994), c'est une phase à partir de laquelle l'animal sera capable de se reproduire (Luquet *et al.*, 1978). Elle est différemment définie selon les auteurs :

Elle reflète un développement morphologique, physiologique et comportemental (Brown, 1994 ; Ebling, 2005). Chez tous les mammifères et pour les deux sexes, il y a une période qui débute juste après la naissance durant laquelle les gonades sont en état de quiescence (Levasseur, 1979). Cette période se termine (Vaissaire, 1977) par une croissance rapide des gonades (Courot, 1962), une manifestation des caractères sexuels secondaires et un début de l'activité des gonades (Soltner, 2001), il en résulte une production de gamètes fécondantes (Vaissaire, 1977 ; Ganong, 1991 ; Foster et Nagatani, 1999). Par conséquent la puberté consiste à une réactivation d'un système déjà existant (Ebling, 2005). Chez les ovins, l'achèvement de la spermatogénèse (Courot, 1962) et la présence de spermatozoïde au niveau des tubes séminifères (Herrera-Alarcon *et al.*, 2007) ou au niveau de l'épididyme (Dyrmundson et Lees, 1972 ; Abdel Rahim *et al.*, 1989) ont été considérés comme les premiers signes de la puberté.

Concrètement, on considère généralement qu'un animal est pubère dès que les premiers signes de l'activité sexuelle sont visibles (Bonnes *et al.*, 2005) et que les premiers spermatozoïdes apparaissent dans l'éjaculat (Skinner et Rowson, 1968 ; Stabenfeldt, 1992). En outre, la présence de spermatozoïdes mobiles (Olster et foster, 1986 ; Chakraborty *et al.*, 1989 ; Abdel Rahim, 1997 ; Derqaoui *et al.*, 2009), où la concentration minimale est de 50 millions de spermatozoïdes par éjaculat (Weaton et Godfrey, 2003) avec au moins 10% de spermatozoïdes mobiles (Amann et Schanbacher, 1983 ; Mukasa-Mugerwa et Ezaz, 1992) ou même plus de 30% spermatozoïdes mobiles (Kridli *et al.*, 2006 a) étaient retenus pour marquer la transition de la phase pré-pubertaire à la phase pubertaire. Plusieurs auteurs définissent la puberté comme étant le moment de la réalisation de la première monte avec éjaculation (Belibasaki et Kouimtzis, 2000 ; Delgadillo *et al.*, 2007) ou la première éjaculation dans le vagin artificiel (Hassan *et al.*, 1993 ; Kumar *et al.*, 2010 a). Davis *et al.* (1986) considèrent le développement du pénis et sa séparation du prépuce comme indice de la puberté.

Sur le plan endocrinien, l'agneau mâle peut être considéré comme pubère quand les testicules deviennent androgéniquement actifs (Skinner et Rowson, 1968) et qu'un pic de concentration plasmatique de la testostérone est atteint (Chakraborty *et al.*, 1989 ; Da Silva *et al.*, 2001 ; Herrera-Alarcon *et al.*, 2007).

La testostérone est responsable selon Schanbacher et Lunstra (1977), Desjardins (1978) et Galbraith et Berry (1994) de la croissance des testicules et des glandes annexes en phase pré-pubertaire.

Selon Olster et Foster (1988), Wood *et al.* (1991), Kosut *et al.* (1997), Masek *et al.* (1999) et Jackson *et al.* (2008), une concentration plasmatique de la LH qui dépasse le seuil de 1 ng/ml, accompagnée par une réduction de la sensibilité au feed back négatif des stéroïdes gonadiques, permet à l'animal d'atteindre le stade pubertaire. L'augmentation de la concentration et la fréquence des pulses de la LH coïncide selon Claypool et Foster (1990) avec l'établissement de la spermatogenèse. Selon Ebling (2005), la puberté est aussi caractérisée sur le plan endocrinien, par la réactivation de la sécrétion de la Gonadotrophin-Releasing Hormone (GnRH).

Au stade pubertaire, on assiste également à l'initiation des sécrétions de l'acide citrique et du fructose au niveau des glandes annexes (Skinner et Rowson, 1968) ; composants majeurs du plasma séminal chez les ovins (Setchell, 1991) et à l'augmentation rapide de la croissance testiculaire, marquée selon Bilgin *et al.* (2004) et Emsen (2005) par l'augmentation rapide de la taille de la circonférence scrotale.

Enfin, il ne faut pas tout de même confondre la puberté avec la maturité sexuelle, qui ne sera atteinte que quelques mois après (Amann et Schanbacher, 1983 ; Brown, 1994).

2. Le développement testiculaire

2.1. Le développement macroscopique

Chez les ovins mâles *Ile de France* de 1 à 160 jours d'âge, la courbe de croissance testiculaire présente deux phases distinctes, tout d'abord une phase de croissance lente sans différenciation cellulaire, puis une phase de croissance beaucoup plus rapide fait suite (Courot, 1962). Cette dernière phase s'observe à l'âge de trois à six mois chez les agneaux *Awassi* (Emsen, 2005). Traduisant ainsi, un changement brutal de pente de la courbe de croissance testiculaire (Courot, 1962 ; Bilgin *et al.*, 2004 ; Emsen, 2005), lié à la prolifération rapide du parenchyme testiculaire (Courot, 1962) et à l'augmentation du diamètre des tubes séminifères (Herrera-Alarcon *et al.*, 2007).

A la naissance, le poids des testicules varie de 2 à 30 g selon l'espèce et la race (Baril *et al.*, 1993). Il est plus en liaison avec le poids corporel qu'avec l'âge des animaux pendant la première période de croissance lente des testicules (Courot, 1962). Le poids des testicules chez les agneaux de race *Blackbelly* augmente lentement de la naissance ($1,2 \pm 0,18$ g) à l'âge de 9 semaines ($11,6 \pm 2,1$ g), mais il augmente rapidement par la suite entre la neuvième (9) et la douzième (12) semaines d'âge.

En revanche, il continue après à croître lentement (Herrera-Alarcon *et al.*, 2007) pour atteindre un poids adulte de 200 à 250g vers l'âge de 15 mois (Schanbacher *et al.*, 1974). Cependant, le poids adulte ne sera atteint que 1 à 2 année après la puberté selon Noakes *et al.* (2001).

L'épididyme suit la même tendance que celle du testicule (Noakes *et al.*, 2001). Le poids de l'épididyme est plus corrélé au poids testiculaire ($r=0,94$) qu'au poids corporel ($r=0,78$) ou à l'âge ($r=0,77$) (Orji et Steinbach, 1976).

Non seulement le poids mais les autres paramètres testiculaires tels que le volume et la circonférence scrotale sont plus corrélés au poids corporel et à l'âge physiologique qu'à l'âge chronologique (Orji et Steinbach, 1976 ; Abdel Rahim *et al.*, 1989).

D'ailleurs, la circonférence scrotale et le volume testiculaire augmentent 2 à 4 fois plus que le poids vif durant la première année de vie chez les agneaux (Emsen, 2005). La circonférence scrotale est corrélée au poids vif des agneaux (Courot, 1971 ; Benseghir, 1978 ; Abdel Rahim *et al.*, 1989 ; Adam et Findlay, 1997 ; Rege *et al.*, 2000 ; Toe *et al.*, 2000 ; Salhab

et al., 2001 ; Chafri *et al.*, 2008 ; Karakus *et al.*, 2010), lui-même est corrélé à l'âge à la puberté (Mukasa-Mugerwa et Ezaz, 1992 ; Hassan *et al.*, 1993 ; Kumar *et al.*, 2010 a ; Jafariahangari *et al.*, 2012 ; Martinez *et al.*, 2012). Elle est aussi corrélée à l'âge de la puberté (Chafri *et al.*, 2008). Donc, en absence de mesure du poids des agneaux et lorsque les pesées font défaut, le diamètre testiculaire peut être utilisé comme indicateur de la puberté, comme le suggèrent Mukasa-Mugerwa et Ezaz (1992) ainsi que Chafri *et al.* (2008). En plus, la circonférence scrotale est aussi corrélée à la qualité de sperme chez les agneaux de race *Menz* et *Horro* des hauts plateaux de l'Ethiopie. Par conséquent, les agneaux ayant des testicules plus développés produisent plus de sperme et de spermatozoïdes au moment de la puberté par rapport aux agneaux ayant des testicules de moindre taille (Mukasa-Mugerwa et Ezaz, 1992 ; Rege *et al.*, 2000).

Knight (1984) a même constaté que non seulement le poids testiculaire mais aussi, les mensurations testiculaires sont corrélés avec toutes les caractéristiques spermatiques chez les jeunes agneaux.

2.2. Le développement microscopique

A la naissance, les tubes séminifères sont petits et sans lumière central (Barone, 1990 ; Herrera-Alarcon *et al.*, 2007) en forme de cordes solides (Dufour *et al.*, 2002 ; Herrera-Alarcon *et al.*, 2007). Ils sont appelés ainsi cordons sexuels (Courot, 1962). Entre lesquels se répartissent les cellules de soutien (cellules de Sertoli) (Desjardins, 1978).

Au centre des tubes séminifères s'observent les gonocytes ; les seules cellules germinales observées à la naissance, entourées par les cellules de Sertoli (cellules de soutien ou de support) (Courot, 1962 ; Herrera-Alarcon *et al.*, 2007).

Chez le fœtus ovin de race *Lori Bakhtiyari*, le diamètre des tubes séminifères, varie de 11,65 μ à 41- 45 jours de gestation pour atteindre 48,96 μ entre 71 et 86 jours de gestation (Dekhordi *et al.*, 2008). Les gonocytes et les cellules de Sertoli ont été déjà identifiées au niveau des tubes séminifères des testicules fœtaux (Skinner et Rowson, 1968 ; Desjardins, 1978 ; Johnson, 1991 ; Hochereau-de Riviers *et al.*, 1995), d'un diamètre de 40 μ , ainsi que la présence de grains de lipides au niveau du tissu interstitiel aussitôt que 103 jours de gestation (Skinner et Rowson, 1968). Quelques semaines après la naissance (3 à 6 semaines), certaines gonocytes migrent déjà vers la membrane basale et se transforment en spermatogonies (Herrera-Alarcon *et al.*, 2007) et on observe des stades cytologiques de

transition entre gonocytes et spermatogonies (Courot, 1962).

Les cellules de Sertoli se prolifèrent au maximum chez le fœtus, mais elles continuent à se proliférer à la naissance (Courot, 1962 ; Franca *et al.*, 2000 cité par Dufour *et al.*, 2002) et cessent de se multiplier après la puberté (Franca *et al.*, 2000 cité par Dufour *et al.*, 2002). Selon HerreraAlarcon *et al.* (2007), leur nombre augmente de la naissance jusqu'à la quinzième semaine d'âge chez les agneaux *Blackbelly*. Apparemment, la population de cellules de Sertoli se stabilise après. Cette croissance est importante chez le mâle et conditionne la capacité ultérieure des testicules adultes de produire des spermatozoïdes (De Reviers *et al.*, 1980 ; Dufour *et al.*, 2002). Ce stock est sous contrôle des gonadotropines et de la photopériode avant la puberté (De Reviers *et al.*, 1980).

Les cellules de Leydig sont fonctionnelles même en stade précoce de gestation et régressent durant les phases finales de gestations et même après la naissance, puis elles deviennent fonctionnelles avant l'installation de la spermatogenèse et de la puberté (Desjardins, 1978 ; Amann et Schanbacher, 1983 ; Hooker, 1970 cité par Johnson, 1991). Elles augmentent de 7 fois le nombre, entre 25 et 100 jours d'âge après la naissance (Chandolia, 1996).

La lumière des tubes séminifères commence à apparaître pour la première fois vers l'âge de 4 mois (Herrera-Alarcon *et al.*, 2007). L'élargissement de la lumière des tubes séminifères est responsable selon Courot (1962) de la part essentielle de l'augmentation du poids des testicules. Il a lieu déjà à un âge plus avancé (3 mois) selon certains auteurs (Schanbacher *et al.*, 1974 ; Orji et Steinbach, 1976).

Chez les agneaux *Blackbelly*, le début de la spermatogenèse coïncide avec la période de croissance rapide du testicule entre la neuvième et la douzième semaines d'âge et son achèvement se situe entre 15 et 18 semaines d'âge (Herrera-Alarcon *et al.*, 2007). Elle requière une durée de 61 jours chez les ovins (Amann et Schanbacher, 1983).

Elle pouvait être alors estimée à 50 jours selon Brook et Ross (1962) ou même à 47 jours chez les ovins *Ile de France* (Amann, 1986 cité par Johnson, 1991). Les premiers spermatocytes apparaissent chez les agneaux *Ile de France* à un poids testiculaire d'environ 12 g (Courot, 1962) à 100 jours d'âge (Ortavant *et al.*, 1977 cité par Johnson, 1991). La présence de spermatides dans l'épithélium séminifère s'observe déjà à l'âge de 15 semaines chez les agneaux *Blackbelly* (HerreraAlarcon *et al.*, 2007) lorsque les testicules pèsent 20g (Courot, 1962) à environ 120-125 jours d'âge (Ortavant *et al.*, 1977 cité par Johnson, 1991).

Tandis que, les spermatozoïdes ne seront mis en évidence dans les canaux efférents et l'épididyme qu'à partir de la dix-huitième semaine d'âge (Skinner *et al.*, 1968 ; Schanbacher, 1974 cité par Desjardins, 1978 ; Herrera-Alarcon *et al.*, 2007) lorsque les testicules ont un poids d'environ 65 g (Courot, 1962).

La fonction spermatogénétique est caractérisée par une multiplication cellulaire de plus en plus intense et par l'augmentation de l'importance des tubes séminifères (taille et proportion relative) (Courot, 1962). Chez les agneaux *Ile de France*, aucune activité spermatogénétique n'est observée dans les testicules d'un poids inférieur à 6 g, mais elle n'évolue avec un rendement normal (adulte) qu'au bout d'un certain temps, lorsque les testicules pèsent environ 200g (Courot, 1962).

Chez les petits ruminants, l'activité spermatogénétique est fortement corrélée à la taille testiculaire (Yarney *et al.*, 1990 ; Yarney et Sanford, 1990). Elle est même corrélée au poids et aux mensurations testiculaires avant la puberté (Yarney *et al.*, 1990).

3. L'évolution des caractéristiques séminales

L'éjaculat récolté chez les petits ruminants reflète l'évolution des processus qui conduisent à sa production. Lorsque la spermatogenèse n'est pas encore achevée, la semence collectée par électro éjaculateur chez les agneaux *Suffolk* est d'apparence claire. Au fur et à mesure, que les agneaux grandissent, un grand nombre de globules apparaît vers l'âge de 84 jours, donnant un aspect plus consistant et trouble aux éjaculats ainsi collectés ressemblant à celui des éjaculats contenant des spermatozoïdes (Skinner et Rowson, 1968).

L'apparition des globules dans les éjaculats coïncide avec le moment d'élargissement de la lumière des tubes séminifères de 70 à 84 jours d'âge (Skinner et Rowson, 1968). A ce stade de développement, le fructose et l'acide citrique augmentent considérablement dans l'éjaculat et par conséquence, les globules peuvent émaner des conduits (tubes séminifères et épидидyme) (Skinner et Rowson, 1968).

Selon Skinner et Rowson (1968), les globules tendent à s'agréger lorsqu'elles sont en grand nombre. Mais, elles diminuent progressivement dès l'apparition des premiers spermatozoïdes et disparaissent aussitôt après.

Les éjaculats collectés au moment de la puberté ont des concentrations, des motilités, des pourcentages de spermatozoïdes vivants et morphologiquement normaux particulièrement faibles (Kridli *et al.*, 2006 a). Ce n'est qu'après, que le nombre total de spermatozoïdes et la concentration augmentent au même temps que l'amélioration de la motilité et la réduction du nombre de spermatozoïdes anormaux (Skinner et Rowson, 1968). Ce qui laisse penser selon Rege *et al.* (2000), qu'au début, l'environnement épидидymaire est loin d'être optimal pour la maturation des spermatozoïdes et l'acquisition de leurs motilités.

4. Les facteurs de variations de l'âge à la puberté

Selon Amann et Schanbacher (1983) l'âge auquel un animal atteint la puberté est conditionné par un certain nombre de facteurs endogènes et exogènes. Ainsi, la race, la saison de la naissance, le poids, la photopériode, l'alimentation, l'environnement social et les hormones exogènes constituent les facteurs majeurs susceptibles d'influencer l'avènement de la puberté chez les ovins.

4.1. La race

Les lignées ou les races ovines élevées dans des conditions comparables ont fréquemment des âges et des poids à la puberté différents (Glatzel, 1988). D'ailleurs, les agneaux issus de races prolifiques telles que la *D'man*, la *Finnoise* ou la *Romanov*, atteignent la puberté à des âges plus précoces que d'autres races moins prolifiques (*Ile de France*, *Dorset*). Ainsi, ils ont tendance à avoir des croissances corporelle et testiculaire plus rapides (Benseghir, 1978 ; Bradford *et al.*, 1991 ; Baril *et al.*, 1993 ; Hassan *et al.*, 1993 ; Derqaoui *et al.*, 2009).

En effet, les agneaux issus de croisement avec des races prolifiques atteignent la puberté à un âge plus avancé que leurs parents de races non prolifiques (Hassan *et al.*, 1993 ; Derqaoui *et al.*, 2009) (tableau 1). Ainsi, le croisement entre races contribue à l'apparition rapide de la puberté et au développement sexuel précoce (Bradford *et al.*, 1990 ; Emsen, 2005 ; Kridli *et al.*, 2006 a), par le biais de la diminution des effets de l'environnement non favorables à l'apparition de la puberté (Emsen, 2005) et par l'augmentation de transmission des gènes sexuels des races prolifiques (Lahlou-Kassi *et al.*, 1989 cité par Derqaoui *et al.*, 1992).

La race à elle seule ne peut pas conditionner l'âge à la puberté chez les ovins, car son effet peut être masqué selon Dyrmondsson et Lees (1972) par d'autres facteurs tels que

l'effet de la saison, occasionné par les variations de l'alimentation et de la photopériode. En effet, l'avènement de la puberté se manifeste à des âges différents selon la race (Amann et Schanbacher, 1983 ; Belibasaki et Kouimtzis, 2000).

4.2. La saison de la naissance

La saison de la naissance influence d'une manière significative la croissance corporelle et testiculaire des agneaux (Brown, 1994). De même, elle influence l'âge à la puberté (Amann et Schanbacher, 1983). Chez les petits ruminants, les jeunes qui naissent pendant la saison de naissance normale (printemps) en zones tempérées, tendent à gagner la puberté l'automne qui suit (Land, 1978 ; Deveson *et al.*, 1992). D'ailleurs, durant la même saison, les agneaux qui naissent tôt tendent à être pubères plus précocement que ceux qui naissent en fin de saison sexuelle (Land, 1978). Skinner et Rowson (1968) ont lié le retard de la puberté chez les agneaux *Welsh Mountain X Suffolk* nés tard en été par rapport à ceux nés au printemps (21 jours de retard) à un retard de croissance lié lui-même à une restriction énergétique.

L'âge à la puberté dépend donc à la fois de la croissance et de la saison sexuelle ; si le poids critique est atteint pendant la saison, la puberté intervient immédiatement, mais s'il est atteint pendant la période de repos sexuel, la puberté ne peut se manifester qu'au cours de la saison suivante (Bonnes *et al.*, 2005).

En revanche, la saison de naissance n'affecte pas significativement l'avènement de la puberté selon Wood *et al.* (1991) et Herbosa *et al.* (1995). Selon Delgadillo *et al.* (2007), la saison de la naissance modifie l'avènement de la puberté d'une manière plus prononcée chez la femelle que chez le mâle. En plus, l'influence de la saison de naissance sur l'âge à la puberté est plus faible dans les zones subtropicales (Hassan *et al.*, 1993).

4.3. Le poids

L'installation de la puberté apparaît plus associée à la croissance corporelle qu'à l'âge chronologique chez les ovins (Dyrmundsson et Lees, 1972 ; Foster et Nagatani, 1999). De même, la vitesse de croissance peut influencer l'avènement de la puberté (Bonnes *et al.*, 2005). En effet, la puberté apparaît une fois qu'un poids critique est atteint (Loudon, 1987 ; Foster *et al.*, 1988 ; Foster et Nagatani, 1999) au dessous duquel, les jeunes présenteront un retard de la puberté de quelques mois ou même de quelques années (Foster et Nagatani, 1999). Benseghir (1978) a rapporté un minimum de 20 kg du poids corporel pour atteindre la

puberté chez les agneaux de race *D'man*. D'ailleurs, les agneaux nés ou élevés seuls atteignent la puberté à un âge plus jeune et à un poids plus élevé que ceux nés ou élevés doubles (Dyrmundsson, 1973).

Cependant, une corrélation significative mais négative ($r=-0,45$) entre le poids au sevrage et l'âge à la puberté a été observée chez les agneaux de race *Menz*, chez les quels la puberté est d'autant plus précoce que le poids au sevrage est élevé (l'âge à la puberté est de 265 jours \pm 8 chez les agneaux ayant présentés un poids au sevrage de 10,8 \pm 0,3 kg) (Mukasa-Mugerwa et Ezaz, 1992).

4.4. L'alimentation

L'alimentation prise avant la puberté influence significativement l'avènement de la puberté (Foster et Olster, 1985 ; Mukasa-Mugerwa et Ezaz, 1992 ; Martinez *et al.*, 2012). Par conséquence, les jeunes soumis à un régime alimentaire de haut niveau atteindront la puberté plus tôt que ceux soumis à un régime de bas niveau (Dyrmundsson, 1973 ; Baril *et al.*, 1993 ; Adam et Findlay, 1997). En outre, la puberté peut être retardée de plusieurs mois ou plusieurs années jusqu'à ce qu'une quantité suffisante d'aliment sera disponible (Foster et Nagatani, 1999).

Chez les agneaux de races prolifiques *D'man* comme chez les autres races, la croissance testiculaire est étroitement liée à celle du corps (Chafri *et al.*, 2008). Tout retard de croissance d'origine nutritionnel se traduit par un retard chronologique dans l'apparition de la puberté et le poids corporel apparait comme meilleur indicateur (Bonnes *et al.*, 2005). D'ailleurs, le poids et le diamètre testiculaire des agneaux *D'man* sont étroitement liés au niveau énergétique. C'est ainsi, que les agneaux *D'man* recevant un régime de haut niveau énergétique atteignent la puberté à l'âge de 24 semaines avec une circonférence scrotale de 29 cm, alors que ceux maintenus sous un régime bas (40% du concentré ingéré par le premier lot) arrivent au même stade (puberté) à l'âge de 38 semaines et avec une circonférence scrotale de 37 cm (Chafri *et al.*, 2008). Mukasa-Mugerwa et Ezaz (1992) ont constaté la même chose chez les agneaux tropicaux de race *Menz* ; un supplément énergétique riche en protéines permet d'avancer l'âge à la puberté de 1 à 2 mois.

Les déficits en vitamines A, E et en sels minéraux (zinc) entraînent la dégénérescence et le retard de croissance testiculaire, l'altération de la spermatogenèse, la diminution des gonadotropines, la diminution des hormones androgènes et surtout le retard de la puberté selon Ferrel (1991). Da Silva *et al.* (2001) ont même constaté un retard de la puberté de 5 semaines chez les agneaux mâles de race *Suffolk* ayant souffert d'une

restriction alimentaire au cours de la vie fœtale.

Les changements d'alimentation amènent selon Martin et Walkden-Brown (1995) à une profonde réponse au niveau de la taille testiculaire et de la production de spermatozoïdes, dus aux changements de la taille des tubes séminifères et de l'efficacité de la spermatogenèse, accompagnée elle-même d'un changement de la fonction endocrine du testicule. Puisque les effets d'une sous alimentation sont androgène-dépendants, il semble que l'alimentation agit par l'intermédiaire d'une inhibition de la libération des gonadotropines et par conséquent une diminution de l'activité androgénique (Baril *et al.*, 1993 ; Brown, 1994). Une restriction alimentaire sévère et prolongée dans le temps peut entraîner la dépression ou même la cessation de l'activité spermatogénétique et la diminution de la qualité du sperme produit. Cet effet est accompagné d'altération des testicules et des glandes annexes, résultante de la diminution de leurs tailles (Ferrel, 1991).

La sous alimentation retarde même la descente testiculaire, le développement du pénis et l'apparition des spermatozoïdes au niveau de l'éjaculat (Pretorius et Marincowitz, 1968 cité par Brown, 1994). Ainsi, il existe des variations de l'expression de la réponse aux changements nutritionnels selon les races (Martin et Walkden-Brown, 1995). De même, les effets de la sous alimentation peuvent être permanant et plus prononcés chez les agneaux impubères (Ferrel, 1991 ; Brown, 1994).

4.5. La photopériode

La photopériode joue un rôle important dans le déclenchement de la puberté (Foster *et al.*, 1988 ; Rosa et Brayant, 2003). D'ailleurs, la croissance testiculaire évolue selon l'âge ou le poids corporel suivant une courbe sigmoïde, caractérisée par des phases de croissance lente au début et à la fin et une phase intermédiaire de développement rapide (Skinner *et al.*, 1968). La croissance testiculaire, indice de l'activité spermatogénétique, n'est pas modifiée chez les agneaux *Suffolk* soumis au même régime lumineux de jours longs ou de jours courts dès la naissance (Herbosa *et al.*, 1995). Ceci indique que la photopériode intervient aussi dans la stimulation du développement rapide du testicule, synchrone à la période des jours décroissants chez les races saisonnières (Land, 1978).

Les agneaux nés au printemps (saison naturelle de naissance dans les zones tempérées) sont exposés à des journées croissantes au printemps et en été puis à des journées d'éclairement décroissant en automne (photopériode naturelle), la puberté survient naturellement durant cette saison d'automne (durée décroissante du jour) (Adam et Robinson, 1994).

En présence d'un système fonctionnel transmettant l'information lumineuse, une photopériode artificielle peut être utilisée pour induire la puberté (Foster *et al.*, 1988). Selon Colas *et al.* (1987), on peut stimuler la fonction sexuelle des agneaux en les soumettant à un jeune âge, à un environnement lumineux favorable de jours croissants suivis par des jours décroissants pendant la phase de croissance rapide des testicules. Cette alternance de jours longs suivis par des jours courts est nécessaire pour l'avènement de la puberté selon Foster *et al.* (1988). La sensibilité aux jours longs peut être réalisée soit par l'augmentation progressive de la durée d'éclairement de 10 à 16 h, soit par l'exposition des animaux à 8 h de lumière répartie en deux fractions : la première d'une durée de 7 h dont le début est considéré comme étant l'aube et la deuxième de 1 h donnée 16h après l'aube (7 h lumière/9 h obscurité / 1 h lumière / 7 h obscurité) (Colas *et al.*, 1987).

Il semble que les stimuli photopériodiques peuvent être perçus avant même la naissance (Adam et Robinson, 1994). Chez la brebis gestante, la mélatonine d'origine maternelle peut traverser le placenta (Yellon et Longo, 1987 cité par Adam et Robinson, 1994).

Chapitre IV : Etude de la fonction spermatique

L'analyse biologique des spermatozoïdes et du liquide séminale est une étape clé de l'évaluation de la fertilité .

Ces analyse donnent des indication sur la fonction testiculaire .

L'analyse de sperme consiste en :

- Analyse macroscopique ;
Volume ,PH, temps de liquéfaction
- Analyse microscopique ;
Concentration , mobilité , viabilité

- **Le système d'analyse C.A.S.A :**

Le Sperm Class Analyzer® est un système CASA (Computer Assisted Semen Analysis), qui permet de réaliser une analyse automatique et objective de la concentration, de la mobilité et morphologie, de la fragmentation d'ADN et de la vitalité du sperme. Les principaux avantages obtenus avec l'utilisation de ce système son :

- Une grande précision dans l'analyse.
- Standardisation du résultat, impossible avec une analyse subjective.
- Fiabilité des résultats.
- Analyses rapides et gestion de l'information obtenue.

Aujourd'hui, les systèmes employés sont le système IVOS®, le système SM-CMA et le « Hobson SpermTracker ». Le système IVOS® a été développé en 1992 par Hamilton-Thorn. Il présente les innovations suivantes : un éclairage stroboscopique par illumination diode pour produire des images nettes et plus précises, un système d'enregistrement pour favoriser le suivi de l'analyse du sperme, une classification automatisée des mouvements des spermatozoïdes et l'utilisation facultative d'une illumination fluorescente et d'un fluorochrome de l'ADN spermatique afin de distinguer les cellules de tout autre objet ambigu.

Le système SM-CMA a été développé dans le début des années 90. Il est le seul système à pouvoir détecter la pièce intermédiaire du spermatozoïde pour déterminer si l'objet

immobile est bien un spermatozoïde intact ou pour distinguer la trajectoire propre à deux cellules qui se croisent ou se trouvent dans une région floue et incertaine. Le « Hobson SpermTracker » a été introduit dans le milieu des années 90. (Amann et Katz 2004).

L'analyse informatique des spermatozoïdes est principalement réservée au monde de la recherche où la standardisation, l'exactitude et la précision sont des conditions indispensables à l'obtention de mesures expérimentales. L'intérêt de l'utilisation d'un analyseur CASA dans un environnement commercial, comme un hôpital vétérinaire ou un centre de reproduction en équine, est sa capacité à recueillir des résultats objectifs sur la mobilité. Une incertitude existe cependant encore sur la relation entre la fertilité et les valeurs obtenues par le CASA.

Par ailleurs ces instruments permettent de sélectionner des caractéristiques diverses (fréquence et durée des prises d'images, valeur seuil démarquant la présence de mouvement, progression des mouvements, mesures de vitesse, taille et luminosité des têtes des spermatozoïdes) afin d'optimiser la capture des spermatozoïdes et de minimiser celle d'objets inertes. Chaque manipulation est importante pour améliorer la précision et la répétabilité des mesures données par les laboratoires. (Jasko, et al. 1990, Wessel, Althouse. 2006).



Figure n°10 : La clé USB du logiciel CASA



Figure n°11:Microscope avec camera intégré

I. Matériel et Méthodes

I.1. Le matériel

I.1.1. Le matériel animal

L'étude a porté sur 24 béliers de 12 mois d'âge, de la race Ouled djellal, c'est la principale race ovine en Algérie, exploitée pour sa meilleure qualité de viande. (Trouette, 1933; Sagne, 1950; Chellig, 1992; Dekhili, 2002).

Pour l'ensemble des expériences du travail présenté, les spermatozoïdes épидидymaires d'ovins ont été recueillis sur des organes prélevés après abattage de l'animal à l'abattoir de Mouzaia de la wilaya de Blida.

Les 24 testicules étudiés ont été ramenés au laboratoire réparti en 4 groupes :

Grp 1 : testicules examinés 3 heures après l'abattage des animaux.

Grp 2 : testicules examinés 6 heures après l'abattage des animaux,

Grp 3 : testicules examinés 12 heures après l'abattage des animaux

Grp 4 : testicules examinés 24 heures après l'abattage des animaux.

Ces testicules ont été ramenés au laboratoire dans une glacière électrique à 4°C.

I.1.2. Matériel de laboratoire

Le C.A.S.A. (Computer Assisted Sperm Analysis), constitué d'un microscope biologique, une caméra, un ordinateur avec le logiciel d'analyses SCA® installé.

Le bain marie pour maintenir les testicules à + 37°C, l'eau distillée et le NaCl.

L'huile de paraffine, les aiguilles, la pince hémostatique et de l'aluminium.

La plaque chauffante, le vortex, leja slide, les lames et les lamelles.

Les colorants (eosine et nigrosine), les désinfectants, l'eau distillée, les micropipettes, le NaCl, les tubes secs, les embouts, les lames de bistouri, les gants et les éppendorfs.

I.2. Méthodes

I.2.1. Méthode de collecte de la semence

Avant de commencer l'examen, les testicules ont été mis dans un bain marie 12 à 15 minutes.

A l'aide d'une lame de bistouri on a isolé l'épididyme de testicule et perfusé le tubule en sa région caudale à l'aide d'une aiguille insérée dans la lumière du canal déférent. (Figure09).

Le sperme est collecté en incisant l'organe au niveau de la moitié de la région caudale. Méthode décrite par (Guérin et al. (2003)).

I.2.2. Examen macroscopique de la semence

Cette étape a été effectuée à l'œil nu, pour pouvoir estimer le volume, l'aspect et la couleur de la semence collectée. **Hanzen (2009)**.

Le volume de semence collectée dans ce travail était de 0,4 à 0,6 ml.

Le sperme était de couleur blanchâtre et d'aspect crémeux.

I.2.3. Evaluation de la concentration et de la mobilité des spermatozoïdes

Dans cette étape d'étude on a pratiqué le protocole décrit par **Purdy and Graham, (2004)**.

La semence récoltée a été diluée à 1/9 ml pour avoir 150 à 200 spermatozoïdes/ champs d'observation ou 50 à 100 $\times 10^6$ spz/ml.

A l'aide d'une micropipette, on prélève **0,1ml** de la semence diluée à **1/9**, et on la met dans un tube sec, auquel on ajoute **0,3 ml** de NaCl, on mélange le tube au vortex puis on dépose une goutte sur la lame **leja slide** et un examen est effectué grâce au microscope SCA® au grossissement **10 \times** , à contraste de phase PH 1 négatif. Le microscope est menu d'une plaque chauffante réglée à **37°C**.

I.2.4. Evaluation de la vitalité des spermatozoïdes par l'éosine-nigrosine

C'est un test qui met en évidence l'intégrité de la membrane cytoplasmique des spermatozoïdes. A l'aide d'une micropipette, on prélève **10 μ l** de la semence diluée à **1/9**, qu'on dépose sur une lame puis on ajoute **10 μ l** de l'éosine et **10 μ l** de nigrosine.

Mélanger, étaler et laisser sécher 2 à 3 minutes.

La lecture se fait au microscope SCA® au grossissement **60 \times** .

On considère vivant, les spermatozoïdes qui se colorent en blanc et mort ceux qui apparaissent en rose. (Figure 10)

Le protocole de la coloration éosine-nigrosine est le même décrit par **Purdy and Graham, (2004)**.



Figure n° 12 : représente un spermatozoïde mort coloré en rouge et un autre vivant non coloré. (Photo personnelle)

I.3. Analyse statistique

Les résultats obtenus ont été traité par le logiciel CASA.

Toutes les données et analyses statistiques ont été exécutées dans les systèmes d'analyse statistique, StatView®, version 5.0 (SAS Institute Inc., 1998). L'analyse des principaux facteurs de variation des paramètres relatifs à la mobilité ont été réalisée moyennant une analyse des variances (ANOVA).

Les paramètres cinétiques de la mobilité sont :

VLC : Valeur en microns /seconde de la vitesse curviligne des spermatozoïdes

VSL : Valeur en microns / seconde de la vitesse rectiligne des spermatozoïdes

VAP : Valeur en microns / seconde de la vitesse moyenne des spermatozoïdes

ALH : Amplitude du déplacement latéral de la tête des spermatozoïdes par rapport à la trajectoire moyenne en microns/seconde.

BCF : Fréquence de croisement ou fréquence moyenne avec laquelle la trajectoire curviligne du spermatozoïde croise la trajectoire moyenne exprimée en Hz.

STR : Pourcentage de rectitude ou de linéarité de la trajectoire moyenne (VSL / VAP),

LIN : Pourcentage de linéarité de la trajectoire curviligne (VSL / VLC). (**Manuel CASA**).

L'évaluation de la mobilité par SCA se base sur les paramètres suivants :

-aire de particules est comprise entre 3 à 70 μm^2

-classification des spermatozoïdes par type selon que :

- VCL et VAP \leq à 10 $\mu\text{m/s}$: spermatozoïdes lents.
- $10 \leq$ VCL et VAP \leq 45 $\mu\text{m/s}$: spermatozoïdes moyens.
- $45 \leq$ VCL et VAP \leq 75 $\mu\text{m/s}$: spermatozoïdes rapides.

- STR \geq 80% indique une bonne semence.

- LIN \leq 50% indique une bonne semence. (**Manuel CASA**).

II. Résultats et discussion

II.1. La mobilité

La vitesse des spermatozoïdes est l'un des éléments clés dans le processus de fertilisation, qui a été également démontrée dans un grand nombre d'étude (**Gage et al. 2004; Holt et al. 1989**). Les résultats de la mobilité des spermatozoïdes sont résumés dans le tableau 01

Tableau n° 1 : Représente la moyenne \pm l'écart de VCL, VSL, VAP en ($\mu\text{m/s}$), ALH en (μm), BCF en (Hz) et LIN en (%).

Temps	VCL	VSL	VAP	LIN (%)	ALH	BFC
T3h	53.9 \pm 28.6 ^a	20,80 \pm 19.3 ^a	31.3 \pm 20.1 ^a	38 \pm 0.27 ^a	2.5 \pm 1.3 ^a	5.8 \pm 3.3 ^a
T6h	46.2 \pm 34.3 ^b	18.8 \pm 23.2 ^b	26.6 \pm 25.4 ^b	32 \pm 29 ^b	2.1 \pm 1.4 ^b	4.7 \pm 3.7 ^b
T12	45.5 \pm 34.1 ^b	16.8 \pm 20.7 ^c	26.7 \pm 24.0 ^b	33 \pm 27 ^b	2.2 \pm 1.4 ^b	4.5 \pm 3.2 ^c
T24	46.3 \pm 35.9 ^b	16.9 \pm 20.2 ^c	26.8 \pm 24.3 ^b	31 \pm 29 ^d	2.4 \pm 1.6 ^c	3.5 \pm 2.9 ^d

VCL, Curvilinear Velocity ; **VSL**, Straight-Line Velocity ; **VAP**, Average Path Velocity, (**abcd**) Les différentes lettres à la même colonne indiquent une différence significative entre les quatre temps étudiés ($p \leq 0,05$).

LIN représente le pourcentage de linéarité de la trajectoire curviligne; qui doit être inférieur à 50% (Manuel CASA). C'est l'un des plus important paramètres de mobilité du spermatozoïde, ce dernier doit consommer moins d'énergie pendant son chemin vers l'oviducte et plus précisément l'ampoule pour pouvoir féconder l'ovocyte.

Dans notre étude LIN été de $38 \pm 27\%$ à T3h, valeur est différente de celle présenté par **Avaraz et al. (2012)** qui est de $60,95\% \pm 3,11$ et celle obtenue par **Garcia-Alvarez et al. (2010)** qui est de $48\% \pm 1,03$. (Figure : 11)

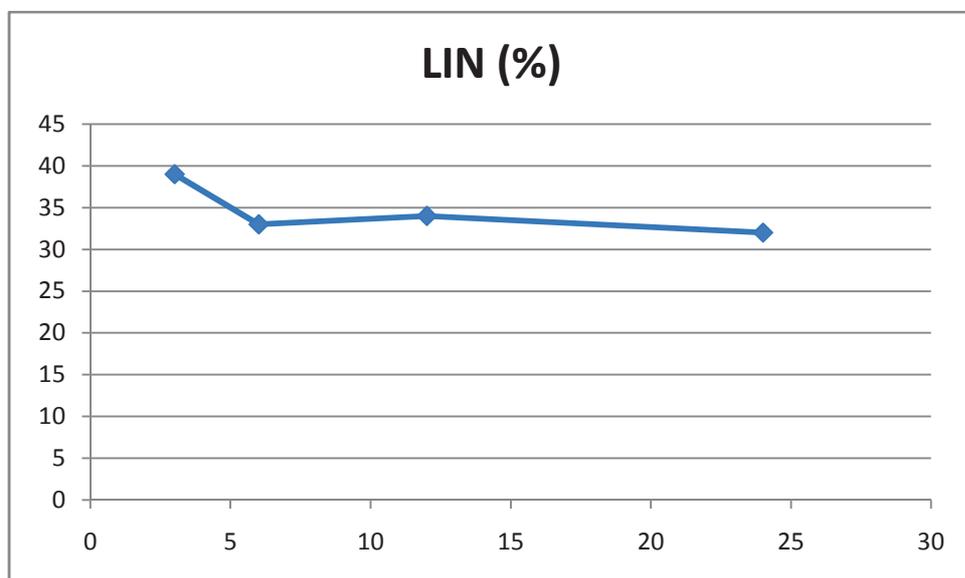


Figure n° 13 : Graphe représentant la LIN par rapport au temps.

La VSL vitesse rectiligne des spermatozoïdes a présenté des valeurs différentes entre les quatre temps étudiés, cette différence est significative. (Figure : 12).

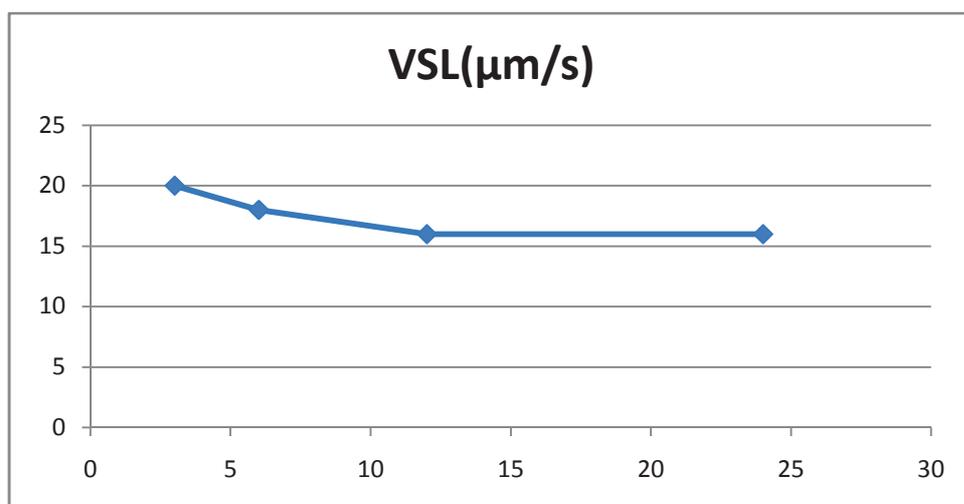


Figure n° 14 : Graphe représentant la VSL ($\mu\text{m/s}$) par rapport au temps.

Les valeurs de la LIN de la VSL sont différentes de celles rapportées par **Avaraz et al. (2012)**, **Garcia-Alvarez et al. (2010)**, et **Del Olmo et al. (2013)**. Ces derniers ont pu récolter le sperme après avoir disséqué les vaisseaux, et donc ils ont éliminé toute possibilité que le sang « spermicide » soit en contact avec les spermatozoïdes.

VAP vitesse moyenne des spermatozoïdes a montré une valeur de $31.3 \pm 20.1 \mu\text{m/s}$ à T3h, et de $26 \mu\text{m/s}$ à T= 6h, 12h, et 24h. (Figure : 13)

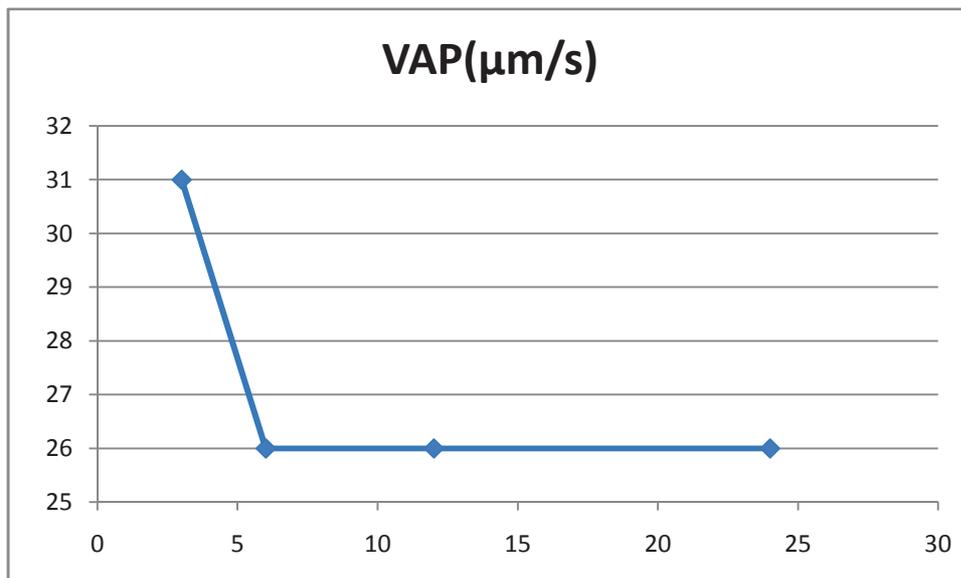


Figure n° 15 : Graphe représentant la VAP ($\mu\text{m/s}$) par rapport au temps.

L'analyse statistique de la vitesse curviligne des spermatozoïdes VCL a présentée une valeur de 53.9 ± 28.6 à T3h, cette valeur est inférieure à celle présentée par **Garcia-Alvarez et al. (2010)**, qui est de $73,87 \pm 87 \mu\text{m/s}$. (Figure : 14).

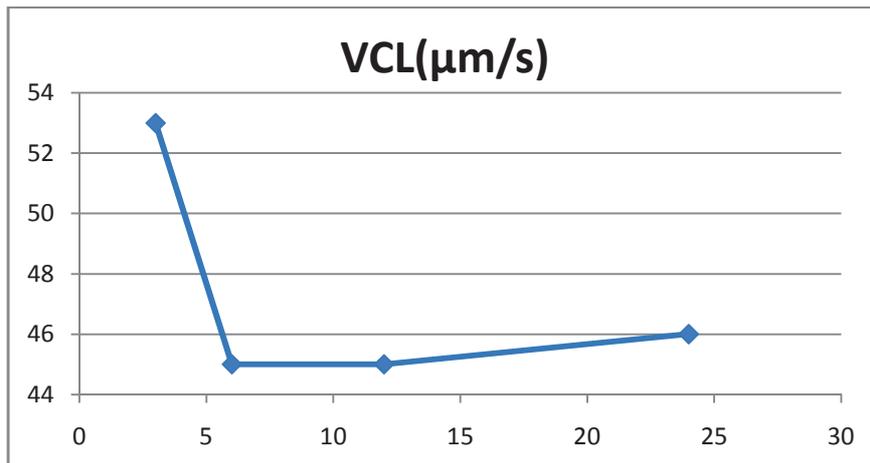


Figure n° 16 : Graphe représentant la VCL ($\mu\text{m/s}$) par rapport au temps.

Ces auteurs ont utilisé le dilueur TTF (Tes-Tris-Fructose) qui a un effet meilleur que le NaCl sur la mobilité des spermatozoïdes.

A savoir que la VCL et la VAP doivent être comprises entre $45\mu\text{m/s}$ et $75\mu\text{m/s}$ pour classer les spermatozoïdes **de rapides**. Et **de moyens** si elles sont comprises entre $10\mu\text{m/s}$ et $45\mu\text{m/s}$. (**manuel CASA**).

Dans notre étude, la VCL et la VAP ont montré une différence significative entre le T3h et les autres temps (6h, 12h et 24h) ; bien que cette différence ne fût pas significative entre les trois dernières périodes.

L'amplitude de déplacement latéral de la tête du spermatozoïde par rapport à la trajectoire moyenne (ALH) est de $2.5\pm 1.3\mu\text{m}$, Hz à T3h, ce résultat est en accord avec celui rapporté par **Garcia-Alvarez et al. (2010)**. Par contre il est inférieur à celui obtenu par **Alvarez et al. (2012)** qui est de $8,32\pm 1,09\mu\text{m}$.

De même, la BFC; fréquence à laquelle la tête du spermatozoïde traverse la trajectoire moyenne est de $5.8\pm 3,3\text{ Hz}$ à T3h. Cette valeur est différente de celle montrée par **Del Olmoa al. (2012)**. Qui de $4,9\pm 0,2$

ALH et BCF ; sont les paramètres cinétiques qui permettent d'avoir une idée sur l'hyperactivité des spermatozoïdes.

Dans notre étude l'ALH et la BFC ont présenté une différence significative entre les quatre temps étudiés, (Figure15et 16).

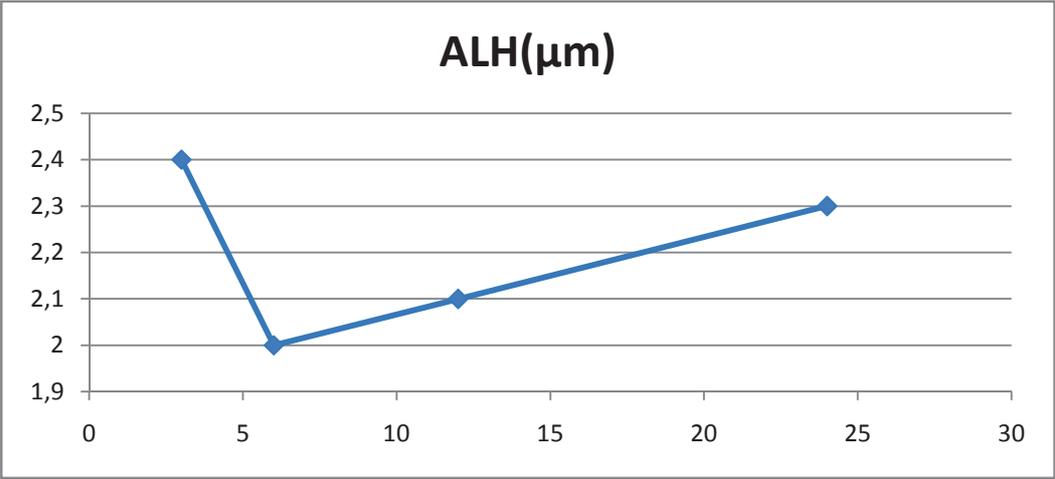


Figure n°17: Graphe montrant la ALH (μm)) par rapport au temps

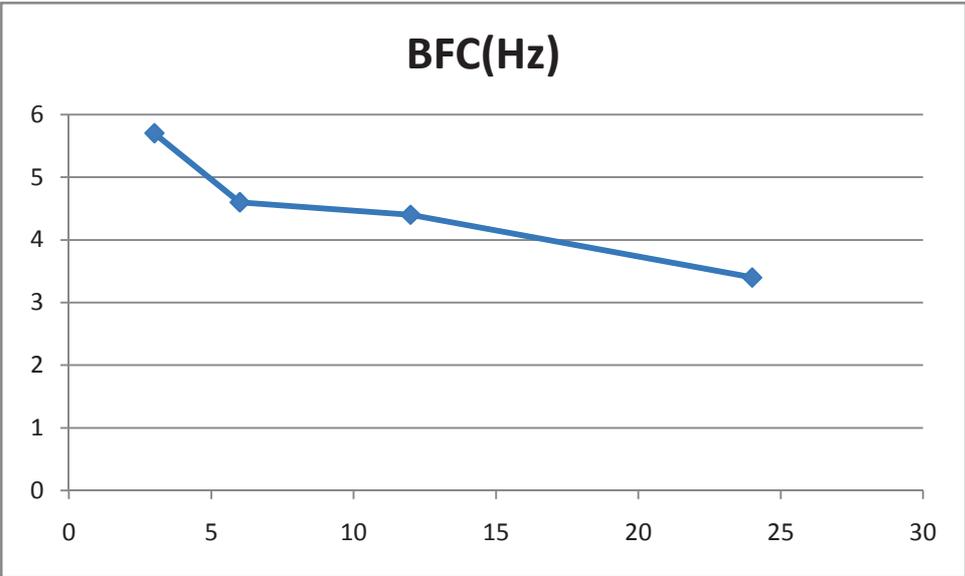


Figure n°18: Graphe montrant la BFC en Hz par rapport au temps.

La classification des spermatozoïdes par type : lent, moyen, rapide et statique ont été résumé dans le tableau suivant :

Tableau n°2 : distribution en fréquence des différents types de spermatozoïdes par rapport au temps.

	Pourcentage 3h	Pourcentage 6h	Pourcentage 12h	Pourcentage 24h
Lent	28,083	21,248	26,908	7,247
Moyen	2,621	7,735	6,198	3,084

Progressif moy	3,386	4,821	1,917	1,365
Progressif rap	0,984	10,615	3,030	2,962
Rapide	0,564	8,968	5,585	3,686
Statique	64,361	46,612	56,361	81,655
totale	100,00	100,00	100,00	100,00

Les spermatozoïdes ont présenté une progressivité meilleure à T= 6h et T= 12h qu'au T= 3h, par contre la totalité étaient statique (immobile) à T= 24h. (Figure 18).

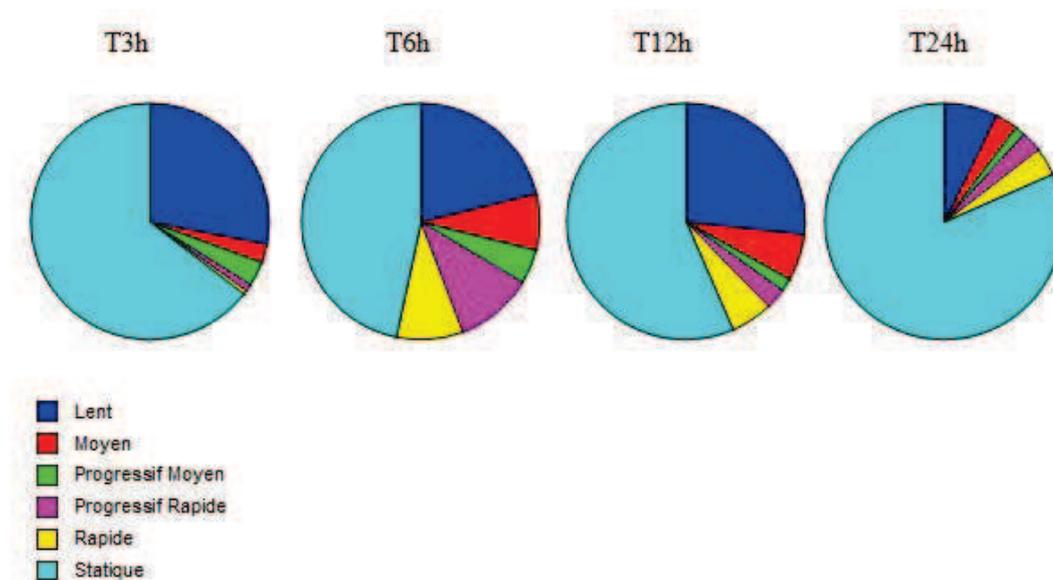


Figure n°19 : cercle relative représentant les différents types de progressivité des spermatozoïdes.

II.2. Viabilité :

Les résultats obtenus n'ont montré aucune différence significative, la vitalité des spermatozoïdes est de $55.9\% \pm 12.6$ à T=3h ; ce pourcentage a augmenté jusqu'au $70.1\% \pm 8.2$ à T=6H puis il a subi une légère diminution à T= 12h pour atteindre $43.9\% \pm 15.6$ à T= 24h. Ces résultats pourraient être expliqués par le nombre élevé de spermatozoïdes statiques. (Figure 19).

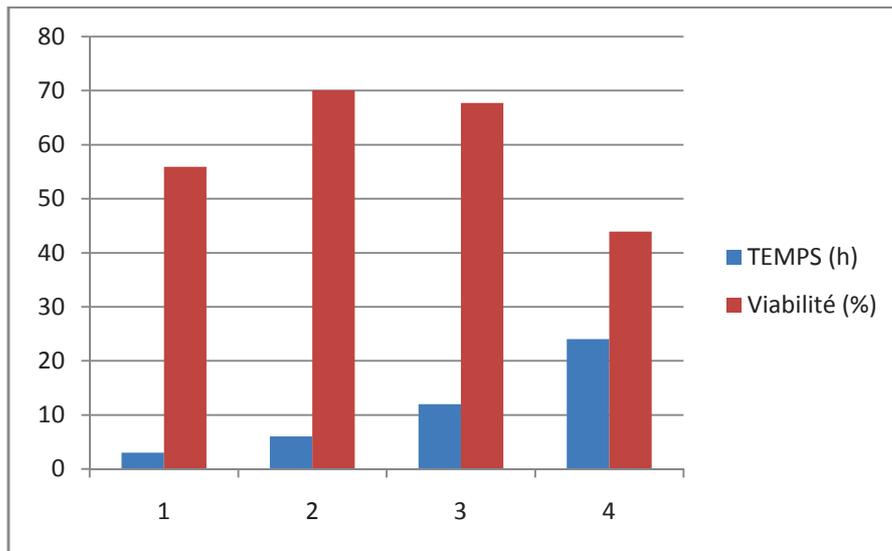


Figure n°20: Grappe représentant les pourcentages de la vitalité par rapport au temps.

II.3. Discussion générale :

Des multiples observations ont confirmé que l'épididyme est un excellent milieu de conservation. Sa composition est complexe et résulte de l'activité de réabsorption et de sécrétions de l'épithélium de cet organe. De nombreuses protéines présentes dans ce milieu sont probablement liées à la protection des gamètes notamment contre les peroxydations. (Guérin et al., 2003).

Les résultats obtenus dans notre étude ont montré une meilleure mobilité des spermatozoïdes à 3h. A l'analyse statistique, les paramètres cinétiques VCL, VSL, VAP, LIN et STR ont présenté une différence significative ($p < 0.05$) entre T3h et les autres temps (6h, 12h et 24h).

La comparaison entre les valeurs obtenues aux différentes périodes a révélé que le taux des spermatozoïdes PM à T6h et T12h respectivement était meilleur que celui des spermatozoïdes à T3h et pratiquement de T24h. Ainsi le pourcentage des spermatozoïdes PM à T6h était élevé par rapport à ce des spermatozoïdes à T3h, T12h et T24h, cela pourrait être expliqué par le pourcentage élevé des spermatozoïdes statiques.

Aucune différence significative concernant le taux de vitalité n'a été constaté entre le T3h, T6h et le T12h ni entre le T3h et T24h, alors qu'il est de (43%) à 24h, ce résultat est en accord avec celui de Guérin et al. (2003) ce qui explique la bonne protection des spermatozoïdes par

le liquide épидидymaire. Par contre, le taux de survie à T=3H est inférieur à celui rapporté par Belkadi et al. (2013) qui est de $(82,15 \pm 1,48)$ à 0h. La distance entre l'abattoir et le laboratoire (CASA), au même temps il faut au moins une demi-heure pour pouvoir collecter le sperme épидидymaire ne nous a pas permis de réaliser l'étude à 0h.

A savoir que le liquide épидидymaire est composé de matières organiques (protéines, glucose et triglycérides) et non organiques (principalement des minéraux : K, Na, Mg, Ca et), ce qui permet la survie des spermatozoïdes (**Hajirezaee et al. 2009**).

Conclusion

Notre étude nous a permis de conclure que l'épididyme est un bon milieu de conservation des spermatozoïdes à 4°C, chez le bélier de la race Ouled Djellal.

La perfusion de la queue épидидymaire peut être une bonne méthode pour prélever de la semence en quantité suffisante.

Cette étude met donc en œuvre une méthode pour utiliser le sperme une dernière fois après l'abattage. Cette technique pourrait être utilisée pour des races de même espèce en voie de disparition pour la préserver nos races et espèces locales

La mobilité des spermatozoïdes était meilleure à 3 heures, alors que la vitalité n'a pas été affectée qu'après 12 heures.

Les résultats obtenus semblent être encourageants pour l'utilisation du sperme épидидymaire prélevé quelques heures

Références Bibliographies

- [1]. **ABDEL RAHIM, S. E.** (1997) Studies on the age of puberty of male camels (Camelus dromadaries) in Saudi Arabia. Vet. J. 154, 79-83.
- [2]. **ABDEL RAHIM, S. E. A., SHARABY, M. A., SULEIMAN, I. O.** (1989) Studies on the age of puberty of Najdi ram. Anim. Repro. Sci., 20, 1, 67-69.
- [3]. **ADAM, C. L., FINDLAY, P. A.** (1997) Effect of nutrition on testicular growth and plasma concentrations of gonadotrophins, testosterone and insulin-like growth factor I (IGF-I) in pubertal male Soay sheep. J. Reprod. Fertil. 11, 121-125.
- [4]. **ADAMOUCHE, S., BOURENNANE, N., HADDADI, HAMIDOU, S., SADOUC, S., (2005).** Quel rôle pour les fermes-pilotes dans la préservation des ressources génétiques en Algérie. Série de Documents de Travail N° 126 Algérie – 2005
- [5]. **ADAMS, T. E.** (2005) Using gonadotropin-releasing hormone (GnRH) and GnRH analogs to modulate testis function and enhance the productivity of domestic animals. Anim. Repro. Sci. 88, 127-139.
- [6]. **AISSAOUI C., CHIBANI J., BOUZEBDA Z.** (2004) Etudes des variations de la production spermatique du bélier de race Ouled Djellal soumis à un régime pauvre. 11ème Renc. Rech. Rum. 14, 380.
- [7]. **Álvarez, M. Tamayo-Canula, J Martínez-Rodríguez, C. López-Urueña E, Gomes-Alves, S., Anela, L. Martínez-Pastora, F de Paza, P** (2012). Specificity of the extender used for freezing ram sperm depends of the spermatozoa source (ejaculate, electroejaculate or epididymis)
- [8]. **AMANN RP, Katz DF.** Reflections on CASA after 25 years. Journal of Andrology. 2004, 25, 317-
- [9]. **AMANN, R. P., SCHANBACHER, B. D.** (1983) Physiology of male reproduction. J. Anim. Sci. 57, 380-403.
- [10]. **BAHHAR, K.** (1998) Etude de l'avènement de la puberté chez le chevreau Noir de Montagne du Maroc : développement corporelle et testiculaire. Mémoire. 3ème Cycle Biologie. Animale. IAV Hassan II, Rabat, Maroc, pp124.
- [11]. **Baril G., Chemineau P., Cognie Y., Guérin Y., Leboeuf B., Orgeur P., Vallet J.C., 1993.** Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins. FAO (Ed), pp47, 231.

- [12]. **BARONE, R.** (1978) Anatomie comparée des animaux domestiques. Tome 3. Splanchnologie II. Appareil uro-génital. Foetus et Annexes. Péritoine et topographie abdominale. Ed. Vigot, Paris : 951 p.
- [13]. **BARONE, R.** (1990) Anatomie comparée des animaux domestiques. Tome 4. Splanchnologie II. Appareil uro-génital. Foetus et Annexes. Péritoine et topographie abdominale. Ed. Vigot, Paris, pp95.
- [14]. **BELACEL, M.** (1991) La production de petits ruminants en Algérie. In : ADENIJI, K.O. (Ed.) Small Ruminant Research and Development in Africa. Pub., OAU. Proceeding of the workshop on the improvement of small ruminants in North Africa. June 1991 Cairo, Egypt, 3-7.
- [15]. **BELKADI, S., ALLOUI, N., BELKACEM, L., AISSI, A., SAFSAF, B., DJAABA, M., IDIR, K.** (2013). Etude de la vitalité et de la mobilité des spermatozoïdes épидидymaires conservés à 4°c
chez la race Ouled Djellel
- [16]. **BENSEGHIR, A.** (1978) Contribution à l'étude de la fonction sexuelle mâle de deux races ovines marocaines : D'man et Benihsen. Thèse Doc. Med. Vét. IAV Hassan II, Rabat, Maroc, pp69.
- [17]. **BESTER, N., (2006).** Effect of different dietary energy levels on productive and Reproductive traits in Dorper rams. Magister Scientiae Agriculturae. University of the Free State. Bloemfontein, pp175
- [18]. **BOUCIF, A., AZZI, N., TAINTURIER, D., NIAR, A.** (2007) Variations saisonnières des paramètres reproductifs chez les béliers de deux races locales algériennes. Renc. Rech. Ruminants. 14,380.
- [19]. **Boudjenane, I., (2004).** Systèmes accélérés de reproduction chez les ovins.
Bulletin mensuel d'information et de liaison du PNTTA (Programme National de Transfert de Technologie en agriculture) Bulletin réalisé à L'Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II.
- [20]. **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.
- [21]. **Boukhliq, R., (2002).** Cours en ligne sur la reproduction ovine. Institut Agronomique et vétérinaire Hassan II - MAROC
- [22]. **BROWN, B. W.** (1994) A review of nutritional influences on reproduction in boars, bulls and rams. *Reprod. Nutr. Dev.* 34, 89-114.

- [23]. **Cameron, J., (2008).** Guide de référence sur la photopériode Publications techniques : Université Laval. Faculté des sciences de l'agriculture et de l'alimentation. Canada, 138P. www.agr.gc.ca.
- [24]. **Hanzen. Ch.2009.** La propédeutique de l'appareil reproducteur et l'examen du sperme des ruminants.
- [25]. **Hanzen. Ch. 2010.** L'insémination artificielle chez les ruminants.
- [26]. **CHAKRABORTY, P. K., STUART, L. D., BROWN, J. L. (1989)** Puberty in the male Nubian goat: serum concentration of LH, FSH and testosterone from birth through puberty and semen characteristics at sexual maturity. *Animal Reproduction Science*.20,91-101.
- [27]. **CHANDOLIA, R. K. (1996)** Early gonadotropin secretion and sexual maturation in bull calves and 366. **YARNEY, T. A., SANFORD, L. M. (1990)** Pubertal development of ram lambs: reproductive hormone concentration as indices of postpubertal reproductive function. *Can. J. Anim. Sci.*, 70: 149-157. ram lambs. Thesis of Doctor of Philosophy. University of Saskatchewan Canada: pp250.
- [28]. **CHELLIG, R.,(1992).** Les races ovines algériennes. OPU. 1992.80.
- [29]. **CHEMINEAU, P., MALPAUX, B., BRILLARD, J.-P., FOSTIER, A., (2009).** Saisonnalité de la reproduction et de la production chez les poissons, oiseaux et mammifères d'élevage. *INRA Prod. Anim.*, 22 (2), 77-90.
- [30]. **CHEVRIER, C., DACHEUX, J. L. (1988)** Maturation des spermatozoïdes de bélier : Etude préliminaire du mouvement flagellaire caractéristique des formes de transition du corps de l'épididyme. *Reprod. Nutr. Dévelop.*, 28: 1301-1305.
- [31]. **COGNIÉ, Y. (1988)** Nouvelles méthodes utilisées pour améliorer les performances de reproduction chez les ovins. *INRA Prod. Anim.* 1(2) ,83-92.
- [32]. **Colas, G., (1980).** Variation saisonnière de la qualité du sperme chez le bélier Ile-de-France. I' Etude de la morphologie cellulaire et de la motilité massale. *Reprod. Nutr. Dévelop.* 20, 1789-1799.
- [33]. **Colas, G., Personni, D., Courot, M., Ortavant, R., (1975).** Influence du rythme de la récolte sur la production de spermatozoïdes chez le jeune bélier Romanov. *Ann. Zootech.* 24, 189-198.
- [34]. **COUROT, M. (1962)** Action des hormones gonadotropes sur le testicule de l'agneau impubère. Réponse particulière de la lignée Sertolienne. *Ann. Biol. Anim. Biochim. Biophys.* 2,157-162.
- [35]. **CRAPLET, C., THIBIER, M. (1977)** Le mouton: Tome 4, 4e Ed., Vigot Frère (Ed.). Paris, 575 p.

- [36]. **DACHEUX, J.L., PISSELET, C., BLANC, M.R., HOCHEREAU-DE REVIERS, M.T., COUROT, M.,(1981).** Seasonal variations in retetestisfluidsecretion and sperm production in different breeds of ram. *J. Reprod. Fertil.* 61, 363-371
- [37]. **DEHIMI, M.L.** (2005) Chapter Three: Small ruminant breeds of Algeria. In : IÑGUEZ, L. (Ed.) *Characterisation of small ruminant breeds in West Asia and North Africa. Vol.2: North Africa.* International Center for Agricultural Research in the Dry Areas. (ICARDA), Aleppo, Syria, 196p.
- [38]. **Del Olmoa, E. Bisbala A., Maroto-Moralesa, AGarcía-Alvarez, O. Ramonb, M. Jimenez-Rabadanb, P. Martínez-Pastorc, F. Solera, A.J. Gardea, J.J.. Fernandez-Santosa, M.R.** (2013). Fertility of cryopreserved ovine semen is determined by sperm velocity
- [39]. **DEKHILI, M., MAHANE, S.** (2004) Facteurs de l'accroissement en poids des agneaux (Ouled-Djellal) de la naissance au sevrage. *Renc. Rech. Ruminants.* 11,235.
- [40]. **DE KRESTER, D.M.** (1984) The testis. In: AUSTIN. R.C., SHORT, R.V. (Ed.) *Reproduction in mammals: 3. Hormonal control of reproduction.* 2nd Ed. Cambridge University Press Ed, pp244.
- [41]. **DE REVIERS, M., HOCHEREAU-DE REVIERS M. T., BLANC, M. R., BRILLARD, J. P., COUROT, M., PELLETIER, J.** (1980) Control of Sertoli and germ cell population in the cock and sheep testes. *Reprod. Nutr. Dévelop.* 20 (1B) ,241-249.
- [42]. **DERIVAUX, J., ECTORS, F., (1989).** *Reproduction chez les animaux domestiques.* Éditeur Académies, 3e édition, pp1-141.
- [43]. **DERQAOU, L., EL FADILI, M., FRANÇOIS, D., BODIN, L.** (2009) Onset of puberty in D'man and Timahdite breeds of sheep and their crosses. 60 th Annual Meeting of the European Association for Animal Production, 24-27 August 2009, Barcelona, Spain.No. 13, pp276.
- [44]. **DESJARDINS, C.** (1978) Endocrine regulation of reproductive development and function in the male. *J. Anim. Sci.* 47,56-79.
- [45]. **DOLLANDER, A., FENART, R.** (1979) *Embryologie générale comparée et humaine.* 4 éme Ed. Flammarion Médecine Sciences (Ed.), pp394.
- [46]. **DOUET, D-G. N., (2000).** *Congélation de sperme de mammifères, application aux antilopes.* Thèse Docteur vétérinaire. Ecole nationale de Nantes, pp111.
- [47]. **DUFOUR, J. M., RAJOTTE, R. V., KORBUTT, G. S.** (2002) Development of an in vivo model to study testicular morphogenesis. *J. Androl.* 23, 635-644.
- [48]. **DYRMUNDSSON, O. R., LEES, J. L.** (1972) pubertal development of Clun Forest ram lambs

in relation to time of birth. J. Agric. Sci.79,83-89.

[49]. **EBLING, F. J. P.** (2005) The neuroendocrine timing of puberty. *Reproduction*.129, 675-683.

[50]. **EDUARDO VILLENA, F., JOSE JIMENEZ, R.M., MENDOZA, E., LOPEZ, J.C.,** (2003). *Technicien en élevage*. Editions Cultural, S.A Tome2, MADRID – Espagne, pp226.

[51]. **EILTS, B, E.,** (2004). *Male Theriogenology: Semen*

Evaluation.[Web]:http://www.vetmed.lsu.edu/eiltslotus/theriogenology-5361/male_index.htm. (05-05-2011).

[52]. **Encyclopedielibre[web] :**<https://fr.wikipedia.org/wiki/Spermatozo%C3%AFde>

[53]. **EMSEN, E.** (2005) Testicular development and body weight gain from birth to 1 year of age of Awassi and Redkaraman sheep and their reciprocal crosses. *Small Rum. Res.* 59,79-82.

[54]. **FANTODJI, A., SORO, D., TREYAVO, M.,** (2009). Caractéristiques spermatiques et maturité des gonades des aulacodes mâles d'élevage en Côte d'Ivoire. *Revue Méd. Vét.*160, 1, 44-53.

[55]. **Folch, J.,** (1984). The influence of age, photoperiodism and temperature on semen production of Rams. In Courot, M., (ed) *the male in farm animal reproduction*. EEC programme of co-ordination of research on animal production. Commission of the European Communities coordination of agricultural research.

[56]. **Gage, M.J., Macfarlane, C.P., Yeates, S., Ward, R.G., Searle, J.B., Parker, G.A.,** (2004). Spermatozoal traits and sperm competition in Atlantic salmon: relative sperm velocity is the primary determinant of fertilization success. *Curr. Biol.* 14, 44–47.

[57]. **García-Álvarez, O., Maroto-Morales, A., Ramón, M., del Olmo, E., Montoro, V., Dominguez-Rebolledo, A.E., Bisbal, A., Jiménez-Rabadán, P., Pérez-Guzmán, M.D., Soler, A.J.,** (2010). Analysis of selected sperm by density gradient centrifugation might aid in the estimation of *in vivo* fertility of thawed ram spermatozoa

[58]. **GETTY, R.** (1975) *the anatomy of the domestic animals*. 5e edition, London: W. B. Saunders Company, Vol. 2, pp2095.

[59]. **GHOZLANE, F., ZIKI, B., YAKHLEF, H.** (2005) Variations saisonnières des caractères quantitatifs du sperme de bélier de race Ouled Djellal. *Renc. Rech. Ruminants.* 12,380.

[60]. **GOODMAN, R., BITTMAN, E., FOSTER, D., KARSCH, F.,** (1982). Alterations in the control of Luteinizing Hormone pulse frequency underlie the seasonal variation in estradiol negative feedback in the ewe. *Biology of Reproduction*.27, 580-589.

[61]. **GRAU, H., WALTER, P.** (1975) *Précis d'histologie et d'anatomie microscopique des animaux*

domestiques. Vigot Frère, Paris (Ed.), pp188.

[62]. **HABAULT, P.** (1969) *Elément de zootechnie générale*. 3e édition, Bailliere, J.B. et Fils 12-17.

[63]. **HADLEY, M.E.** (1992) *Endocrinology*. 3rd Ed. Prentice Hall, Englewood Cliffs, New Jersey, USA (Ed.), pp608.

[64]. **HAMMOND, J.** (1961) *Reproduction, croissance et hérédité des animaux de la ferme*. 1 ère Ed., Vigot frères (Ed.), pp268.

[65]. **HARKAT, S., LAFRI, M.** (2007) Effet des traitements hormonaux sur les paramètres de reproduction chez des brebis Ouled-Djellal. *Courrier du Savoir*.08, 125-132.

[66]. **HASSAN, F., MOUSA, M. T., ABOUL-NAGA, A. M., EL-HOMMOSI, F., ABD EL-HAFEZ, G.** (1993) Puberty and early mating performance in subtropical fat-tailed sheep and their crosses. In: **LEBBIE, S. H. B., REY, B., IRUNGU, E. K.** (Ed.) *Small Ruminant Research and Development in Africa*, pp268.

[67]. **HERRERA-ALARCÓN, J., VILLAGÓMEZ-AMEZCUA, E., GONZÁLEZ-PADILLA, G., JIMÉNEZ-SEVERIANO, H.** (2007) Stereological study of postnatal testicular development in Blackbelly sheep. *Theriogenology*.68, 4, 582-591.

[68]. **HOCHEREAU-DE REVIERS, M. T., PERREAU, C., PISSELET, C., LOCATELLI, A., BOSCH, M.** (1995) Ontogenesis of somatic and germ cells in sheep fetal testis. *J. Reprod. Fert.* 103:41-46.

[69]. **Holt, W.V., Shenfield, F., Leonard, T., Hartman, T.D., North, R.D., Moore, H.D.,** (1989). The value of sperm swimming speed measurements in assessing the fertility of human frozen semen. *Hum. Reprod.* 4, 292–297.

[70]. **INSTITUT TECHNIQUE D'ELEVAGE BOVIN ET OVIN (ITEBO) ALGER.,** (1996). Les races ovines Algériennes principales caractéristiques.

[71]. **JAFARIAHANGARI, Y., SMITH, S., SHARMA, R. K., ZEREHDARAN, S., BLAIR, H.** (2012) The effect of pre-natal environment on live weight, reproductive and semen characteristics in ram lambs. *Small Rum. Res.*103,200-204.

[72]. **Jasko DJ, Lein DH, Foote RH.** *A comparaison of two computer-automated semen*

analysis instruments for the evaluation of sperm motion characteristics in the stallion. Journal of Andrology 1990.11,453-9.

[73]. **JOHNSON, L.** (1991) Spermatogenesis. In: CUPPS, P.T. (Ed.) Reproduction in domestic animals. 4th Ed., Academic Press, Inc. San Diego. New York. Boston. London. Sydney. Tokyo, pp670.

[74]. **KARAKUŞ, K., EYDURAN, E., AYGÜN, T., JAVED, K.** (2010) Appropriate growth model describing some testicular characteristics in Norduz male lambs. J. Anim. & Plan. Sci. 20, 1,1-4.

[75]. **KASTELIC, J. P., COOK, R. B., COULTER, G. H.** (1996) Contribution of the scrotum and testes to scrotal and testicular thermoregulation in bulls and rams. J. Reprod. Fert. 108,81-85.

[76]. **KERBOUA, M., FELIACHI, K., ABDEL FETTAH, M., OUAkli, K., SELHAB, F., BOUDJAKDJI, A., TAKOUCHT, A., BENANI, Z., ZEMOUR, A., BELHADJ, N., RAHMANI, M., KHECHA, A., HABA A., GHENIM, H.** (2003) Rapport National sur les Ressources Génétiques Animales: Algérie. Ministère De l'Agriculture Et Du Développement Rural, Commission Nationale Anger. 1-46.

[77]. **KOLB, E.** (1975) Physiologies des animaux domestiques. Ed. Vigot Frères Paris (Ed.), pp974.

[78]. **KRIDLI, R. T., ABDULLAH, A. Y., MOMANI SHAKER, M.** (2006b) Sexual performance and reproductive characteristics of young adult Awassi, Charollais X Awassi and Romanov X Awassi rams. Sheep and Goat Res. J.21, 12-16.

[79]. **KRIDLI, R. T., ABDULLAH, A. Y., SHAKER, M. M., AL-MOMANI, A. Q.** (2006a) Age at puberty and some biological parameters of Awassi and its first crosses with Charollais and Romanov rams. Ital. J. Anim. Sci.5.193-202.

[80]. **KUMAR, D., JOSHI, N., NAQVI, S. M. K.** (2010a) Objective assessment of sperm motion characteristics of Malpura ram lamb raised under intensive management system in semiarid tropical environment. Trop. Anim. Health Prod. 42, 653-658.

[81]. **KUMAR, D., NAQVI, A-J. S. M. K., (2010).** Objective assessment of sperm motion characteristics of Malpura ram lambs raised under intensive management system in semiarid tropical environment. Trop Anim Health Prod. 42,653-658.

[82]. **LEVASSEUR, M. C.**(1979) Thoughts on puberty: the gonads. Ann. Bio. anim. Bioch. Biophys. 19, 2A, 321-335.

- [83]. **LOCATELLI, Y., MERMILLOD, P., (2005).**Caractéristiques et maîtrise de la fonction de reproduction chez les cervidés. *INRAProd. Anim.* 18 (1), 3-25.
- [84]. **LUQUET, F., BERNY, F., BRINCE, G., COURNOT, J., DELAHAYE, J., DES TOUCHES, C., GILBERT, L., GUGGER, R., JARDON, C., LAIDET, M., LECLoux, J. M., LEIMBACHER, F., MAITRE, C., MANNO, J. M., MARCHAND, G., PERRET, G., PEVRAUD, D., VAN QUACKEBEKE, E. (1978)** L'élevageovin. Hachette (Ed.), pp255.
- [85]. **MAHGOUB, O., LODGE, G. A. (1994b)** Growth and body composition of Omani local sheep 1. Live-weight growth and carcass and non-carcass characteristics. *Anim. Prod.*58, 365-372.
- [86]. **Malpaux, B., Vigui, C., Thiéry, J.C., Chemineau, P., (1996).**Contrôle photopériodique de la reproduction. *INRA Prod. Anim.*, 9 (1), 9-23.
(Manuel CASA). Sperm Class Analyzer – SCA (CASA system)
- [87]. **MARTINEZ, J. M., DOMINGUEZ, B., BARRIENTOS, M., CANSECO, R., ORTEGA, E., LAMOTHE, C. (2012)** Biometry and testicular growth influenced by nutrition on prepubertal Pelibuey lambs. *Online J. Anim. FeedRes.* 2, 314-321.
- [88]. **MEHOUACHI, M. (1995)** Caractéristiques de reproduction chez les béliers de race Barbarine et Noire de Thibar. *Cahiers Options Méditerranéennes.* 6, 35-41.
- [89]. **MEYER, C., FAYE, B., KAREMBE, H. et al. (2004)** Guide de l'élevage du mouton méditerranéen et tropical. CEVA Santé Animal, pp154.
- [90]. **MCKEOWN, R. M., CALLAGHAN, D. O., ROCHE, J. F., BOLAND, M. P. (1997)** Effect of immunization of rams against bovine inhibin α 1-26 on semen characteristics, scrotal size, FSH, LH and testosterone concentration. *J. Repro. Fertil.* 109, 237-345.
- [91]. **MUKASA-MUGERWA, E., EZAZ, Z. (1992)** Relationship of testicular growth and size to age, body weight and onset of puberty in Menz ram lambs. *Theriogenology.*38, 979-988.
- [92]. **NOAKES, D.E., PARKINSON, T.J., ENGLAND, G. C. W. (2001)** Arthur's Veterinary reproduction and obstetrics (Theriogenology). 8th Ed., Saunders Elsevier (Ed.), pp868.
- [93]. **OLSTER, D. H., FOSTER, D. L. (1986)** Control of gonadotrophin secretion in the male during puberty: a decrease in response to steroid inhibitory feed back in the absence of an increase in steroid-independent drive in the sheep. *Endocrinologie.* 118, 2225-2234.

- [94]. OFFICE NATIONAL DES STATISTIQUES O.N.S. 2009.
- [95]. ORJI, B. I., STEINBACH, J. (1976) Postnatal development of testis and epididymis in the Nigerian Dwarf sheep. VIII International Congress on Animal Reproduction and Artificial Insemination, Kracow. Vole III, 73-76.
- [96]. PRICE, C.A. (1994) Evidence that testosterone and follicular fluid do not interact in the control of FSH secretion in rams. *Theriogenology*.41, 2, 174-482.
- [97]Purdy, P.H., Graham, J.K., (2004). Effect of cholesterol-loaded cyclodextrin on the cryosurvival of bull sperm.*Cryobiology* 48, 36–45.
- [98]. REGAUDIE, R., REVELEAU, L. (1977) Le mouton. 2ème Ed. J. B. Ballière (Ed.), pp567.
- [99]. REGE, J. E. O., TOE, F., MUKASA-MUGERWA, E., TEMBELY, S., ANINDO D. BAKER, R. L., LAHLOU-KASSI, A. (2000) Reproductive characteristics of Ethiopian highland sheep. II. Genetic parameters of semen characteristics and their relationships with testicular measurements in ram lambs. *Small Rum. Res.* 37, 173-187.
- [100]. RIEUTORT, M. (1995) *Physiologie animale. Tome 2: Les grandes fonctions.* 4ème Ed. Masson, pp281.
- [101]. RONDIA, P. (2006) Aperçu de l'élevage ovin en Afrique du Nord. *Filière Ovine et Caprine.* 18, 11-14.
- [102]. SAGOT, L., (2009). *Conduite de la reproduction. Insémination animale : du bélier à la paillette.*Institut de l'élevage- CIIRPO. INRA Paris. [Web]:www.inst-elevage.asso.fr. (06/05/2011).
- [103]. SALHAB, S. A., ZARKAWI, M., WARDEH, M. F., AL-MASRI, M. R., KASSEM, R. (2001) Development of testicular dimensions and size, and their relationship to age, body weight and parental size in growing Awassi male lambs. *Small Rum. Res.* 40,187-191.
- [104]. SCHANBACHER, B. D. (1982) Hormonal interrelationships between hypothalamus, pituitary and testis of rams and bulls. *J. Anim. Sci.*55, 56-67.
- [105]. SETCHELL, B.P. (1991) Male reproductive organs and semen. In: CUPPS, P.T. (Ed.) *Reproduction in domestic animals.* 4th Ed., Academic Press, Inc. San Diego. New York. Boston. London. Sydney. Tokyo, pp670.

- [106]. **SHORT, R. V.** (1973) Role of hormones in sex cycles. In: AUSTIN, R. C., SHORT, R. V. (Ed.) Reproduction in mammals. Book 3: Hormone in Reproduction. Cambridge University Press. 42-72.
- [107]. **SKINNER, J. D., ROWSON, L. E. A.** (1968) Puberty in Suffolk and cross-bred rams. J. Reprod. Fert. 16, 479-488.
- [108]. **STABENFELDT, G.H.** (1992) Reproduction /lactation. In: CUNNINGHAM, J.G. (Ed.) Text book of veterinary physiology. W.B. Saunders Company, pp656.
- [109]. **TEPPERMAN, J.** (1980) Metabolic and endocrine physiology. 4th Ed. Year Book Medical Publishers, INC, pp335.
- [110]. **THIMONIER, J., COGNIE, Y., LASSOUED, N., KHALDI, G., (2000).**
L'effet mâle chez les ovins : une technique actuelle de maîtrise de la reproduction.
Production animal, pp13223-231.
- [111]. **TOE, F., REGE, J. E. O., MUKASA-MUGERWA, E., TEMBELY, S., ANINDO, D., BAKER, R. L., LAHLOU-KASSI, A.** (2000) Reproductive characteristics of Ethiopian highland sheep. 1. Genetic parameters of testicular measurements in ram lambs and relationship with age at puberty in ewe lambs. Small Rum. Res. 36, 227-240.
- [112]. **VAISSAIRE, J.P.** (1977) Sexualité et reproduction des mammifères. Maloine S.A. Ed., Paris, pp457.
- [113]. **WESSEL, MT., ALTHOUSE GC.** Validation of an objective approach for simultaneous assessment of viability and motility of fresh and cooled equine spermatozoa. Animal Reproduction Science. 2006,94,21-2.
- [114]. **YARNEY, T. A., SANFORD, L. M., PALMER, W. A.** (1990) Pubertal development of ram lambs: body weight and testicular size measurements as indices of postpubertal reproductive function. Can. J. Anim. Sci. 70, 139-147.
- [115]. **GUÉRIN, Y.**(2003) .Conservation et utilisation du sperme épидидymaire d'ovins et de cervidés en insémination artificielle et fécondation in vitro, pp174.