



Institut des Sciences
Vétérinaires -Blida1-

Université Saad
Dahlab-Blida -1-



Projet de fin d'études en vue de l'obtention du
Diplôme de Docteur Vétérinaire

Contribution à l'étude des paramètres testiculaires chez les boucs de population locale

Présenté par :

Mr MOKRANI lotfi

Mr GHENNACHE abdellah

Devant le jury :

Président : **Dr OUCHENE** Nassim

Maitre de conférences B Université de Blida

Examineur : **Dr SADI** Madjid

Maître Assistant A Université de Blida

promotrice : **Dr KHELIFI** Nadjat-Amina

Maitre de conférences B Université de Blida

Année : 2016/2017

Remerciements

Mes gracieux remerciements s'adressent à **DIEU**, notre Créateur tout Puissant Qui m'a donné la volonté, la patience et fourni l'énergie nécessaire pour mener à bien ce travail.

Ce travail a été revu, rectifié et approuvé par mon promoteur : **Dr KHELIFI Nadjet-Amina**, Maitre de conférences B Université de Blida, je le remercie d'abord pour m'avoir fait confiance, en acceptant de m'encadrer et de me diriger, ensuite pour ses orientations judicieuses. Qu'il trouve ici l'expression de ma gratitude et de mon respect.

J'exprime mes plus vifs remerciements, ma reconnaissance toute particulière et ma gratitude, à l'égard de : **Dr OUCHENE Nassim**, Maitre de conférences A Université de Blida, pour avoir accepté de présider le jury chargé d'examiner mon travail.

Qu'il me soit aussi permis de remercier sincèrement **Dr SAADI Madjid**, Maître assistant A Université de Blida, pour m'avoir honorée en acceptant d'examiner mon travail.

Enfin, je termine en remerciant sincèrement tous les professeurs et les enseignants de l'institut de science vétérinaire Blida.

Sincères remerciements.

Dédicace

Je dédie ce modeste travail :

A mon Père abde hamide, l'épaule solide, l'œil attentif et la personne la plus digne de mon estime et de mon respect. Aucune dédicace ne saurait exprimer mes sentiments, que dieu te préserve et te procure santé et longue vie.

A ma mère Nouara, tu ma donnée la vie, la tendresse et le courage pour réussir.

Tout ce que je peux t'offrir ne pourra exprimer l'amour et la reconnaissance que je te porte.

En témoignage, je t'offre se modeste travail pour te remercier pour tes sacrifices et pour l'affection dont tu m'as toujours entourée.

A mes frères et sœurs, je vous souhaite un avenir plein de joie, de bonheur, de réussite et de sérénité.

A mon binôme Abdo : Merci pour ta gentillesse et ta générosité de ton soutien et de taserviabilité et pour les bons moments que nous avons passé ensemble.

À mes amies : Walid, adel, kako, Youcef, Mohamed, Chawki, Abderazak, Brahim, en souvenir de notre sincère et profonde amitié et des moments agréables que nous avons passés ensemble. Veuillez trouver dans ce travail l'expression de mon respect le plus profond et mon affection la plus sincère.

A tous c'eux que j'aime.



Lotfi

Dédicaces

Je m'incline devant Dieu le tout puissant qui m'a ouvert la porte du savoir, de m'avoir aidé à la franchir et de m'a avoir accordé la santé et le courage d'arriver au terme de ce travail.

Je dédie ce modeste travail qui est le fruit de mes longues années d'études :

A mes très chers parents **AKLI et HAYAT**, pour leur amour, leur sacrifice, pour la confiance qu'ils ont placée en moi et qui m'ont constamment soutenu pendant toute sa vie.

A ma grand-mère **TAKLITE**

A tous mes **beaux frères** et mes **belles sœurs**.

A mes Amis : **WALID & ADEL & LOTFI**

A mon binôme : Merci pour ta gentillesse et ta générosité de ton soutien et de ta serviabilité et pour les bons moments que nous avons passé ensemble.

A toute la famille **GHENNACHE** de près ou de loin

A tous ceux que je port dans mon cœur

A toute la promotion 2016-2017



Abdo

Résumé

Un effectif total de 20 boucs de population locale deux catégories d'âge a fait l'objet d'une étude de la morphobiométrie testiculaire (circonférence scrotale, longueur, diamètre testiculaire et diamètre de la queue de l'épididyme) durant la saison du printemps 2017.

Les résultats obtenus des mensurations testiculaires : Cs, Dt, Lt et De des deux catégories d'âge (≤ 12 mois et >12 mois) sont respectivement de : ($23,59 \pm 3,06$ cm ; $28 \pm 4,42$ cm) ; ($4,76 \pm 0,70$ cm ; $5,83 \pm 1,07$ cm) ; ($6,99 \pm 0,73$ cm ; $8,61 \pm 1,78$ cm) et ($2,39 \pm 0,84$ cm ; $2,89 \pm 0,64$ cm).

Des corrélations significatives sont observées entre les mensurations testiculaires et l'âge des boucs. Une mise en place d'une sélection précoce basée sur les mensurations gonadiques s'impose pour l'optimisation de la conduite de reproduction des boucs de population locale.

Mots clés : bouc, population locale, mâle, biométrie.

ملخص

مجموع العينات الكلي متكون من 20 تيس من السلالة المحلية، تم تقسيمها الى فئتين حسب عمر العينات والتي كانت موضوع دراسة الغدد الحيوية للخصيتين وتتمثل القياسات في (محيط كيس الصفن، طول الخصية، قطر الخصية، قطر ذيل البربخ). خلال موسم الربيع 2017.

النتائج المتحصل عليها لقياسات الخصية (محيط كيس الصفن، طول الخصية، قطر الخصية، قطر ذيل البربخ) للفئتين العمريتين (≥ 12 شهر و < 12 شهر) على التوالي: ($3,06 \pm 23.59$ سم ; $4,42 \pm 28$ سم) ; ($4,76 \pm 0,70$ سم ; $1,07 \pm 5,83$ سم) ; ($6,99 \pm 0,73$ سم ; $1,78 \pm 8,61$ سم) و ($0,84 \pm 2,39$ سم ; $0,64 \pm 2,89$ سم)..

لوحظ ارتباط ملموس بين قياسات الخصية وعمر الماعز، فإثناء الاختيار في وقت مبكر على أساس قياسات الغدد التناسلية ضروري لتحسين الإنتاج في السلالات المحلية.
الكلمات المفتاحية : تيس، السلالة المحلية، ذكر، الغدد الحيوية.

Abstract

A total headcount of 20 goats of local population were categorized according to age, the object of the study was testicular morphobiometric which include criteria such as scrotum circumference, length, testicular diameter, and the epididymis tail. The study was done in spring 2017.

The results gotten from the testicular mensurations are : Cs Dt Lt and the two age categories 12 months \leq and >12 months) respectively : (23,59 \pm 3,06 cm ; 28 \pm 4,42 cm) ; (4,76 \pm 0,70 cm ; 5,83 \pm 1,07 cm;) (6,99 \pm 0,73cm ; 8,61 \pm 1,78 Cm) and 2,39 \pm 0.84cm ; 2,89 \pm 0,64cm.).

Meaningful correlations are observed between the testicular mensurations and their respective age. An installation of a precocious selection based on the gonadic mensurations imposed itself for the optimization of the goats reproduction behavior for the given local population.

Keywords : Goats, Local population, male, biometrics

SOMMAIRE

Remerciement

Dédicaces

Résumé en Français

Résumé en Arabe

Résumé en Anglais

Sommaire

Liste des tableaux

Liste des figures

Liste des abréviations

Page

Introduction.....01

Partie : Bibliographie

Chapitre I : bases anatomiques.....02

A : Anatomie de l'appareil génital mâle.....02

1. Testicule.....02

1.1. Enveloppes testiculaires.....02

1.1. 1.Scrotum.....02

1.1. 2.Fascia spermatique externe.....03

1.1.3. Crémaster.....03

1.1.4. Fascia spermatique interne.....04

1.1.5. Tunique vaginale.....04

1.2. Parenchyme testiculaire.....04

2. Voies spermatiques.....06

2.1. Epididyme.....06

2.2. Canal déférent.....07

2.3. Conduit éjaculateur.....07

2.4. Urètre.....08

2.5. Pénis ou verge.....08

3. Glande annexe.....09

3.1. Les vésicules séminales.....	09
3.2. Prostate.....	10
3.3. Les glandes bulbo-urétrales.....	10
B) Spermatogenèse.....	10
1. Spermatocytogenèse.....	11
2. Méiose.....	12
3. Spermiogénèse.....	13
C) Physiologie et endocrinologie de l'appareil génital mâle.....	15
1.Régulation des fonctions testiculaires.....	16
2. Role des gonadotropines.....	16
3. Rôle des stéroïdes sexuels.....	18
D) Puberté.....	20
1. Définition.....	20
2.Saisonnalité.....	21
Chapitre 02 : Récolte du sperme.....	23
1.Récolte au vagin artificiel.....	23
1.2. Entraînement des mâles pour la collecte.....	24
1.2.1. Mâles dont la semence n'a jamais été collectée.....	24
1.2.2 Mâles dont la semence a déjà été collectée auparavant.....	25
1.3. Collecte de la semence.....	26
2.1. Conditionnement de la semence.....	27
2.2. Cryoconservation de la semence.....	28

Partie : Expérimentale

1.Objectif.....	29
2. Région d'étude	29
3. Matériel.....	30
4. Méthodes.....	30
Résultats.....	33
1. Age des animaux.....	33
2. Représentation des mensurations testiculaires selon l'âge.....	33

2.1. Groupe A.....	33
2.1.1. Circonférence scrotale.....	33
2.1.2. Diamètre testiculaire.....	34
2.1.3. Longueur testiculaire.....	35
2.1.4. Diamètre de la queue de l'épididyme.....	36
2.2. Groupe B.....	37
2.2.1. Circonférence scrotale.....	37
2.2.2. Diamètre testiculaire.....	37
2.2.3. Longueur testiculaire.....	38
2.2.4. Diamètre de la queue de l'épididyme.....	38
3. La corrélation entre les différents paramètres mesurés.....	39
3.1. Groupe A.....	39
3.2. Groupe B.....	39
Discussion.....	41
Conclusion.....	43
Référence bibliographique	
Annexes	

Liste des tableaux

Tableau 01 : Présentations des résultats des mensurations testiculaires selon les catégories d'âge.....	33
Tableau 02 : Corrélation entre les différents paramètres mesurés chez les individus du groupe A.....	39
Tableau 03 : Corrélation entre les différents paramètres mesurés chez les individus du groupe B.....	39

Liste des figures

Figure 01 : Coupe horizontale du testicule gauche et de ses enveloppes.....	04
Figure 02 : Aspect intérieur du testicule.....	06
Figure 03 : Anatomie du système reproducteur mâle, indiquant la situation des différents glandes et organes.....	08
Figure 04 : Extrémité libre du pénis du bouc.....	09
Figure 05 : Spermatogenèse chez les ruminants.....	12
Figure 06 : Les étapes de la spermiogénèse.....	14
Figure 07 : Régulation hormonale de la fonction de reproduction chez le male.....	15
Figure 08 : le vagin artificiel.....	24
Figure 09 : Relation entre la circonférence scrotale et l'âge chez les boucs (Groupe A).....	29
Figure 10 ; Relation entre le diamètre testiculaire et l'âge (Groupe A).....	34
Figure 11 : la relation entre la longueur testiculaire et l'âge (Groupe A).....	35
Figure 12 : la relation entre Diamètre de la queue de l'épididyme et l'âge (Groupe A).....	36
Figure 13 : Relation entre la circonférence scrotale et l'âge chez les boucs (Groupe B).....	36
Figure 14 ; Relation entre le diamètre testiculaire et l'âge (Groupe B).....	37
Figure 15 : la relation entre la longueur testiculaire et l'âge (Groupe B).....	37
Figure 16 : la relation entre Diamètre de la queue de l'épididyme et l'âge (Groupe B).....	38
Photo 1 : le ruban métrique (photo personnelle).....	30
Photo 2 : le pied à coulisse (photo personnelle).....	30
Photo 3 : Utilisation du ruban métrique pour mesurer la circonférence scrotale. (photo personnelle).....	31
Photo 4 : Pied à coulisse utilisé pour mesurer la longueur testiculaire. (photo personnelle).....	31
Photo 5 : Pied à coulisse utilisé pour mesurer le diamètre testiculaire (Photo personnelle).....	32
Photo 6 : Mensuration du diamètre de la queue de l'épididyme. (Photo personnelle).....	32

Liste des abréviations

ABP : androgen binding protein

ADN : acide désoxyribonucléique

AMPc : adenosine monophosphate cyclique

ARNm : acide ribonucléique messenger ou adenosine ribose nucléique messenger

°C : degré celsius

cm : centimètre

CS : Circonférence Scrotale

D : droite

DE : Diamètre de la queue de l'épididyme

DT : Diamètre testiculaire

FSH : follicule stimulating hormone

G : gauche

GnRH : gonadotropin releasing hormone

ICSH : Interstitiel cell stimulating hormone

KRPG : Krebs Ringer Phosphate Glucose

LH : luteinising hormone

LHRH : Luteinising hormon releasing hormon

LT : Longueur testiculaire

ml : millilitre

Moy : Moyenne

Nacl : chlorure de sodium

ng : nanogramme

pH : degré d'acidité

PRL : prolactine

r : corrélation

spz : spermatozoïde

% : pourcent

Introduction

La domestication de la chèvre (*Capra hircus*) remonte à l'antiquité, Appelée anciennement la « vache du pauvre ».

En Algérie, l'élevage caprin est présent dans toutes les zones ; au nord il est cantonné aux zones montagneuses, mais le gros de l'effectif est reparti dans les zones steppiques et subdésertiques (Moustaria, 2008). Le cheptel caprin a atteint en 2008 un effectif de 3,8 millions de têtes dont 2,2 millions de chèvres et occupe la troisième place après l'ovin et le bovin (MAP, 2009). La conduite de ce type d'élevages est généralement extensive. Ils se situent dans des régions défavorisées ou marginales (montagnes, steppe, zones sahariennes) la chèvre étant réputée pour sa rusticité lui permettant de tirer profit de régions pauvres. Plusieurs programmes sont initiés présentement pour, d'une part, améliorer et organiser l'élevage caprin traditionnel et, d'autre part, l'intensifier (feliachi, 2003)

Les caprins comptent parmi les animaux domestique les plus fertiles, leur non perfectionnement est toujours sous-estimé eu égard à leur alimentation et à leur gestion sanitaire et reproductive. Cependant, certaines races caprines manifestent d'importantes variations saisonnières de leur activité sexuelle qui se manifestent chez la femelle par l'existence d'une période d'anoestrus saisonnier, et chez le male, par une diminution de l'intensité du comportement sexuel et de la production spermatique, tant en quantité qu'en qualité, ce qui est à l'origine d'une diminution plus ou moins importante de la fertilité. Cette saisonnalité de la reproduction peut être, donc, un facteur limitant de production surtout en système intensif.

Avant de développer l'étude expérimentale, nous présenterons des données bibliographiques concernant l'anatomie de l'appareil génital du bouc, la physiologie de la reproduction, la production spermatique et la collecte du sperme chez le bouc.

Notre étude expérimentale est déroulée dans le centre du pays, région de Blida (larbaa), où l'élevage caprin est disséminer dans cette région. Cette étude a pour objectifs de présenter la taille testiculaire a différent stade d'âge. Elle est réalisée à la fin de l'hiver et en début du printemps.

A) Anatomie de l'appareil génital mâle :

Les organes reproducteurs du bouc comprennent les testicules, les épидидymes, les glandes annexes et les organes d'évacuation (Baril et al., 1993).

1. Testicules :

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).

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).

Le testicule adulte pèse de 80 à 300 g, selon l'espèce, la race, la saison et l'état nutritionnel des animaux. Le poids testiculaire est généralement plus élevé chez le bélier que chez le bouc, chez les races de grande taille que chez celles de petite taille, et au début de la saison sexuelle qu'en pleine contre-saison chez les animaux saisonnés (Baril et al., 1993)

1.1- Enveloppes testiculaires :

Chaque bourse est constituée de cinq plans membraneux : un premier superficiel formé le scrotum qui est lui-même formé par la peau de scrotum et le dartos, trois autres profonds formés par le crémaster, la fibreuse et la séreuse vaginale (figure 1), et un dernier intermédiaire formé par la tunique celluleuse (Vaissaire.1977).

1.1.1-Scrotum :

Le scrotum, dans lequel le testicule descend pendant la vie fœtale, est, chez l'adulte, très pendulaire et permet de conserver le testicule de 4 à 7°C plus froid que le reste du corps.

Cette régulation est assurée par des mécanismes d'échanges thermiques entre le sang artériel et le sang veineux dans le cordon testiculaire, et par la présence de nombreuses glandes sudoripares dans la peau du scrotum. Cette dernière contient également quelques thermorécepteurs qui mettent en route les mécanismes corporels de thermorégulation si la température du scrotum s'élève. Si la température testiculaire atteint la température du reste du

corps, pendant seulement quelques heures, l'animal devient stérile environ 14 jours plus tard (Baril et al., 1993).

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 de poil grossier (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).

1.1.2-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).

1.1.3. Crémaster :

Anciennement appelé « la 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).

1.1.4 -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).

1.1.5. 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) (figure 1) (Barone, 1978 ; Barone, 1990).

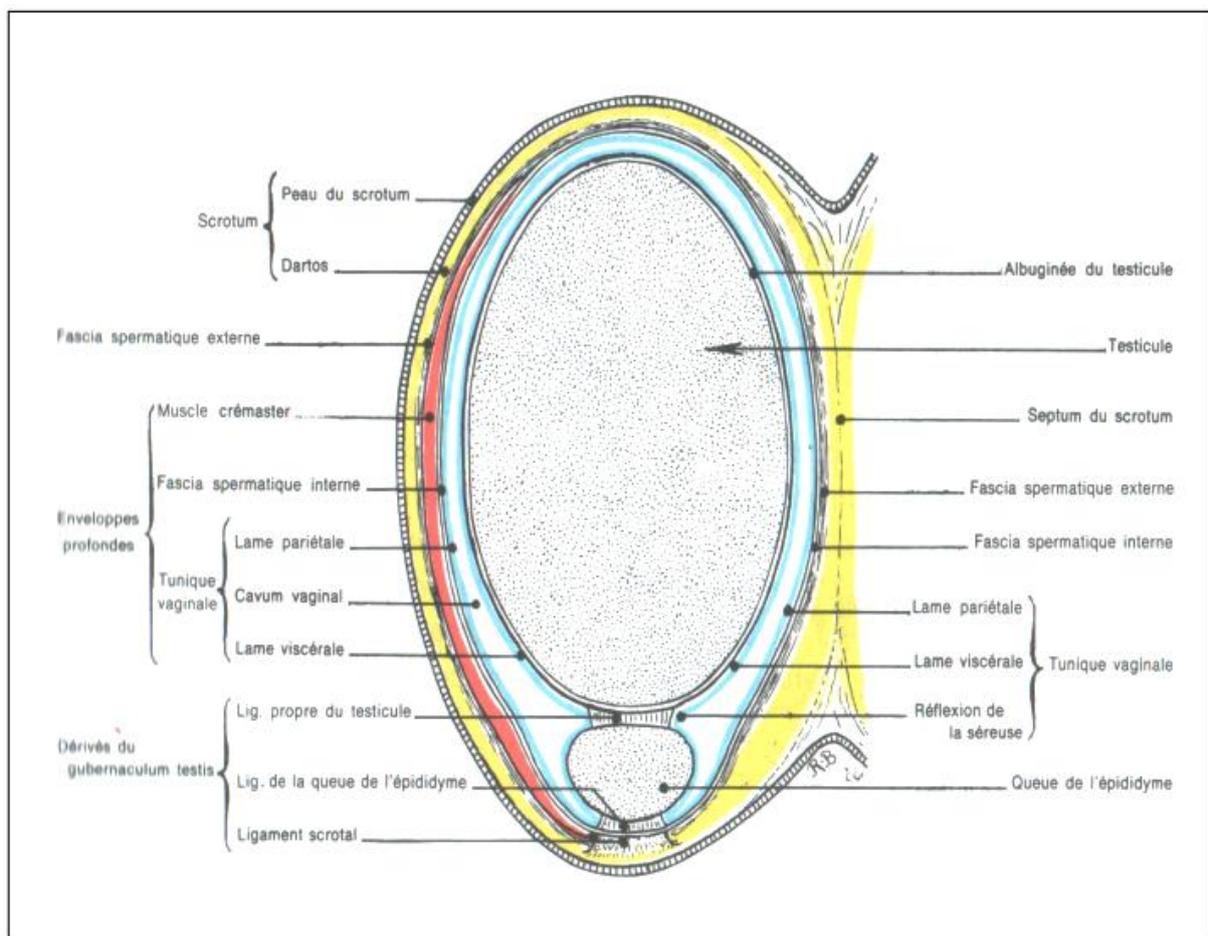


Figure 1 : Coupe horizontale du testicule gauche et de ses enveloppes (Barone, 1990).

1.2. Parenchyme testiculaire :

Formé essentiellement des tubes séminifères où la spermatogénèse se déroule, et par le tissu inter tubulaire contenant les cellules de Leydig (figure2) qui sécrètent la testostérone. (Baril et al.,1993).

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 2), 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 cellules de sertoli : elles ne seront indispensables au bon déroulement de la spermatogenèse qu'après leur différenciation. Les cellules de sertoli assurent les fonctions suivantes : support, protection et nutrition des cellules germinales. Les cellules de sertoli relient les cellules de la lignée germinale et les protègent des réactions immunologiques les échanges métaboliques de ces dernières se font à travers le cytoplasme sertolien en raison de la non vascularisation de l'épithélium séminal (Dadoune ,1998).

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).

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).

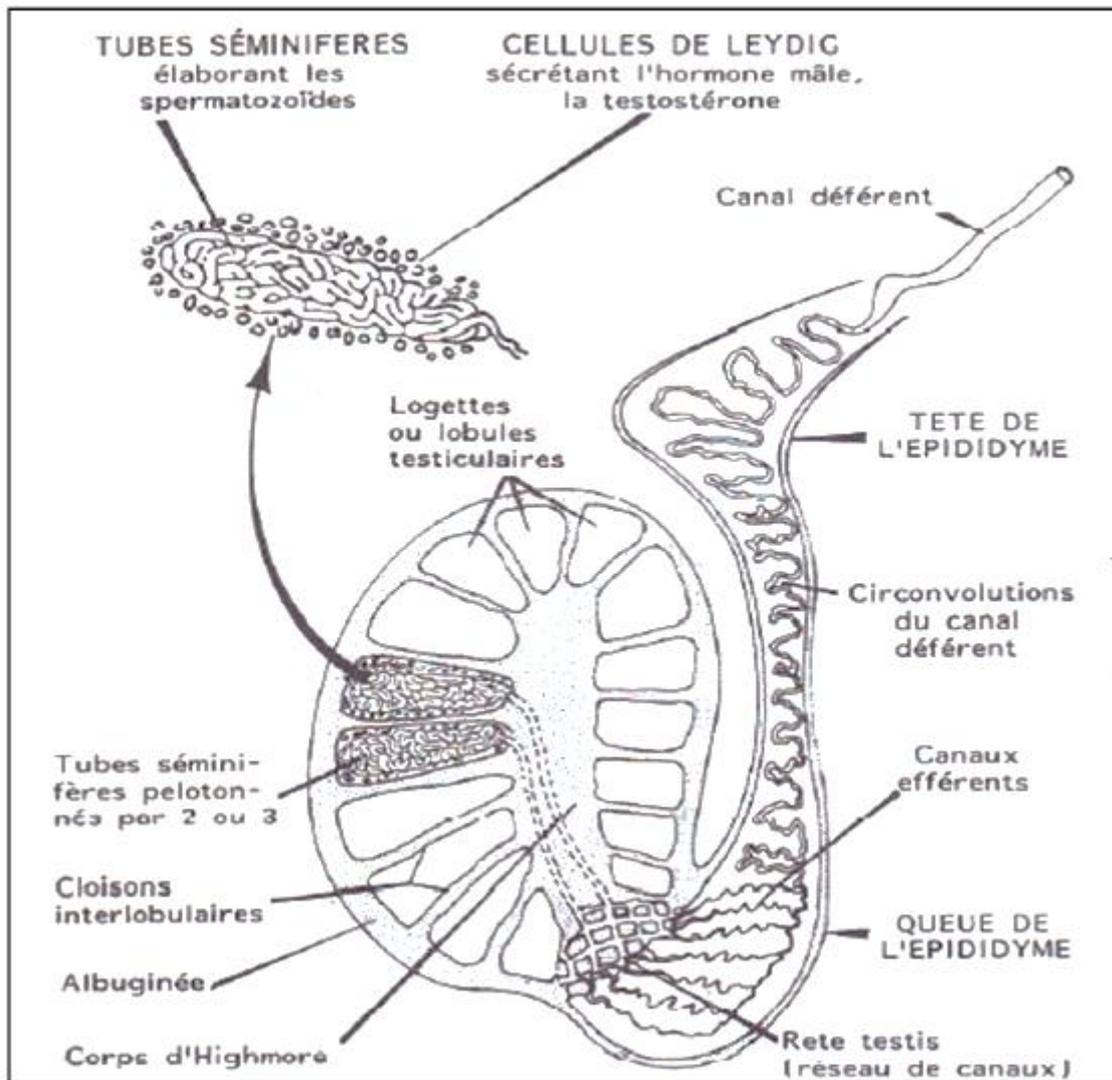


Figure2 : Aspect intérieur du testicule (Soltner, 2001).

2. Voies spermatiques :

Après leur élaboration dans les tubes séminifères, les spermatozoïdes seront évacués grâce à un ensemble de canaux : ce sont les voies excrétrices du sperme. Ces voies comprennent une partie intra-testiculaire (tubes séminifères droits et rete-testis) et une partie extra-testiculaire (Girod et Czyba, 1977) qui est représenté par :

2.1 Epididyme :

Est un organe composé d'un seul tube pelotonné, où le rete-testis débouche et qui transporte et stocke les spermatozoïdes jusqu'à l'éjaculation.

Trois parties successives peuvent être distinguées : la tête, le corps et la queue qui est le lieu de stockage des spermatozoïdes (Baril et al., 1993).

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).

2.2. 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 crânial 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).

Chez le bouc le canal déférent se termine par une dilatation de 6 à 8 cm de longueur appelée ampoule différentielle (Nickel et al.,1973).

2.3. Conduit éjaculateur :

C'est un conduit très bref qui résulte de l'union entre le conduit déférent et celui de la vésicule séminale. Il débouche dans la partie initiale de l'urètre (figure3) (Barone, 1978).

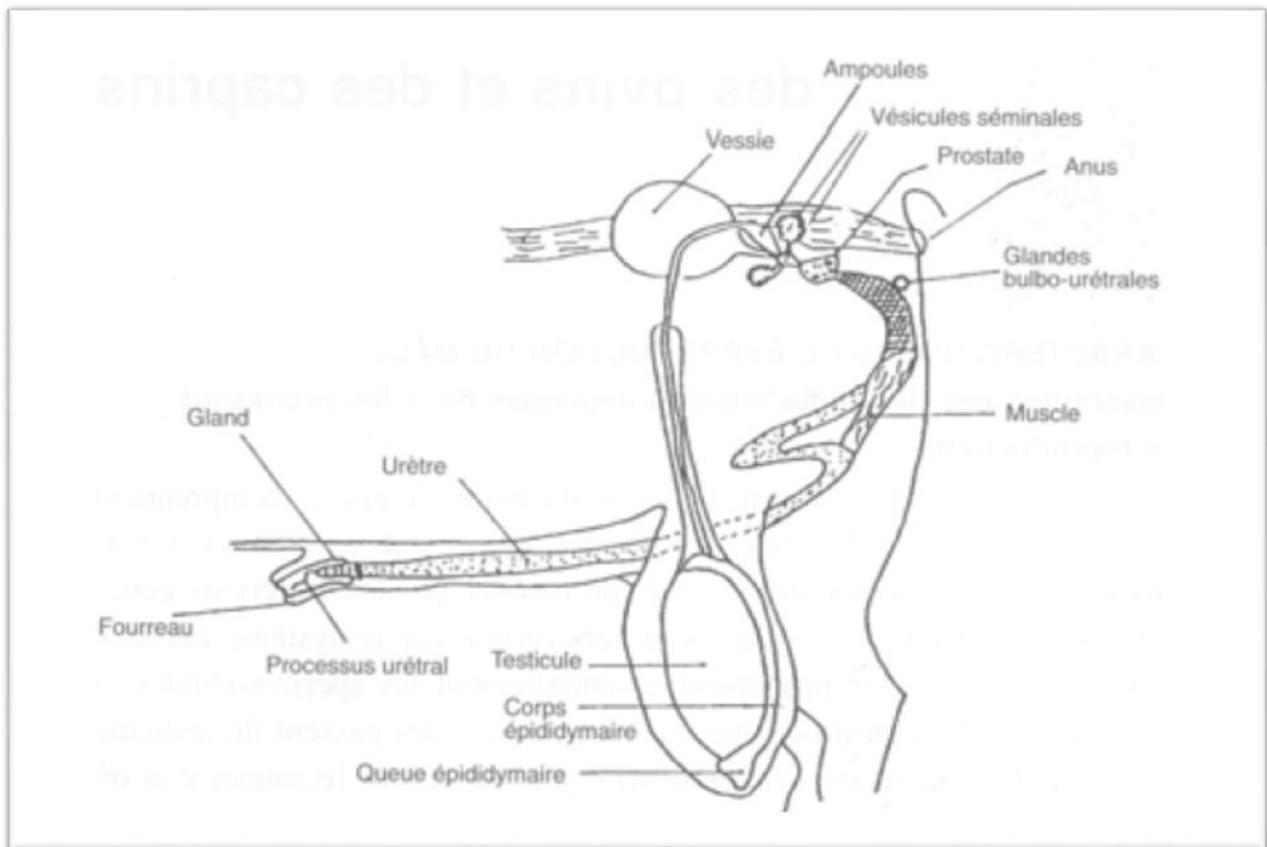


Figure 3 : Anatomie du système reproducteur mâle, indiquant la situation des différents glandes et organes (Baril et al.,1993)

2.4. Urètre :

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

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

2.5. Pénis ou verge :

Le pénis du bouc mesure 40 à 50cm, il est mince, cylindrique, moins érectile et se termine en pointe à son extrémité libre (figure4) (Altman, 1962 ; Hafez, 1968). Le pénis offre à l'étude deux parties :

- une partie fixe formant une double inflexion en forme d'un S : c'est le S pénien ou inflexion sigmoïde

-une partie libre terminée par un renflement recourbé en croché nettement asymétrique : c'est le gland. Le tube urétral se prolonge, sous la face inférieure de la glande, d'un appendice vermiforme (Vaissaire, 1977).

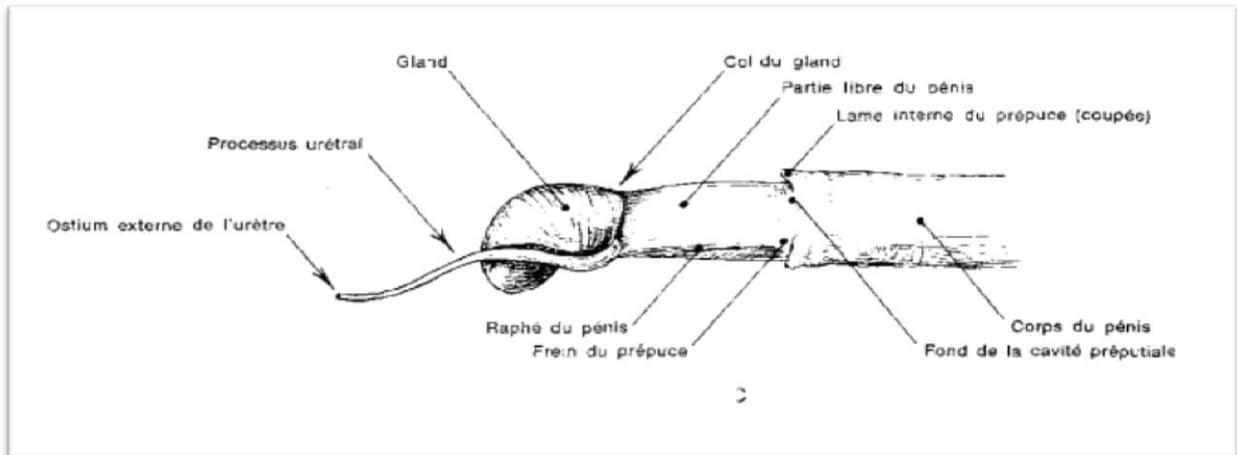


Figure 4 : Extrémité libre du pénis du bouc (Barone, 1978)

3. Glande annexe :

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).

3.1. Les vésicules séminales :

Les vésicules séminales, qui élaborent la majeure partie du plasma séminal, sont situées de chaque côté de l'attache de la vessie (Baril et al., 1993).

Font suite au canal déférent, situées dorsalement et un peu latéralement à ce dernier, entre la vessie et le rectum (Barone, 1990). Elles déversent leurs sécrétions dans l'urètre par l'intermédiaire du conduit éjaculateur (Kolb, 1975 ; Barone, 1990 ; Bonnes et al., 2005).

Chaque glande vésiculaire est allongée, ovoïde, lobulée et son extrémité crâniale est libre et revêtu par le péritoine, qui descend plus au moins loin sur la partie moyenne de l'organe (Barone, 1990 ; Getty, 1975).

Leurs sécrétions constituent une grande partie du liquide séminale (60% du volume total du sperme) (Bonnes et al., 2005). Il s'agit d'un liquide riche en fructose qui constitue une source

d'énergie pour les spermatozoïdes selon (White et Wales 1961) et (Bonnes et al., 2005), en acide citrique et en prostaglandines (Setchell, 1991 ; Baril et al., 2005).

3.2. Prostate :

Bien qu'elle existe chez tous les mammifères elle est, chez le bouc, peu volumineuse, de couleur jaunâtre avec une portion disséminée au tour de l'urètre (Cuq, 1973 ; Drion et al., 1993).

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).

3.3. 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),

Ces glandes siègent dorsalement de chaque côté de l'urètre ; écartées cranialement et rapprochées caudalement, Elles sont recouvertes par un muscle compresseur (Drion et al., 1993).

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).

B) Spermatogenèse :

La spermatogenèse est un processus chronologiquement long, qui à partir de cellules initiales basales (cellules de la ligné germinale mâle) des tubes séminifères, aboutit après mitose, méiose et différenciation en spermatozoïdes à la libération de spermatozoïdes mûrs dans la lumière des tubes séminifères (Amann et Schanbacher, 1983 ; Johnson, 1991). Ainsi, l'épithélium séminifère est composé de trois types de cellules germinales : spermatogonies, les spermatocytes (primaires et secondaires) et les spermatides (Desjardins, 1978 ; Noakes et al., 2001) à chacune des quelles correspond une phase du cycle spermatogénétique : la spermatocytogenèse, la méiose et la spermiogénèse (Johnson, 1991).

Une fois le processus de la spermatogenèse déclenché, il ne s'arrête pas (Courot, 1962) et se poursuit même chez les sujets âgés (Vaissaire, 1977). Au fur et à mesure que les lignées

spermatogénétiques évoluent, d'autres entrent en activité dans la paroi des tubes séminifères des testicules (Courot, 1962).

Selon Barone (1990) et Johnson (1991), le cycle spermatogénétique est divisé en trois principales phases : la spermatocytogenèse, la méiose et la spermiogénèse.

1. Spermatocytogenèse :

Les gonocytes formés dans les cordons testiculaires au cours de la vie fœtale se transforment après la naissance (3 à 6 semaines) en spermatogonies (Hochereau-de Reviers et al., 1995 ; Herrera-Alarcon et al., 2007). Les spermatogonies souches stockées le long de la membrane basale des tubes séminifères, entre les cellules de soutien (précurseurs des cellules de Sertoli) (Courot, 1962 ; Hochereau-de Reviers et al., 1995 ; Noakes et al., 2001) donnent par mitose d'une part des cellules filles qui deviennent des spermatogonies souches et d'autre part, d'autres cellules filles qui se divisent activement en spermatocytes (Desjardins, 1978 ; Johnson, 1991). Les tubes séminifères contiennent une population constante de cellules germinales (Desjardins, 1978) estimée à plusieurs millions de spermatogonies (Chemineau et al., 1991 cité par Bahhar, 1998).

Trois types de spermatogonies originellement décrits par Johnson (1991) et Noakes et al. (2001) sont : les spermatogonies A (ou poussiéreuses), les spermatogonies intermédiaires et les spermatogonies B (ou croûteuses).

A l'issue de cette mitose, les spermatogonies B donnent naissance aux spermatocytes primaires qui ressemblent au début aux spermatogonies (figure 5). Cinq différents sous types de spermatogonies sont observés (A 1, A 2, A 3, B 1 et B 2) (Amann et Schanbacher, 1983 ; Johnson, 1991).

Les spermatocytes primaires préleptotènes résultent de la division mitotique des spermatogonies B et restent attachés par des ponts intercellulaires (Desjardins, 1978 ; Barone, 1990 ; Johnson, 1991). Ces ponts entre cellules du même stade de développement, facilitent le développement ou la dégénérescence synchrone des cellules germinales, la différenciation de la spermatide haploïde avec un seul chromosome sexuel et/ou la phagocytose des résidus laissés après la spermiation (Johnson, 1991). La dégénérescence de spermatogonies permet de contrôler la production abondante de spermatocytes durant ou en dehors de la saison sexuelle (Johnson, 1991).

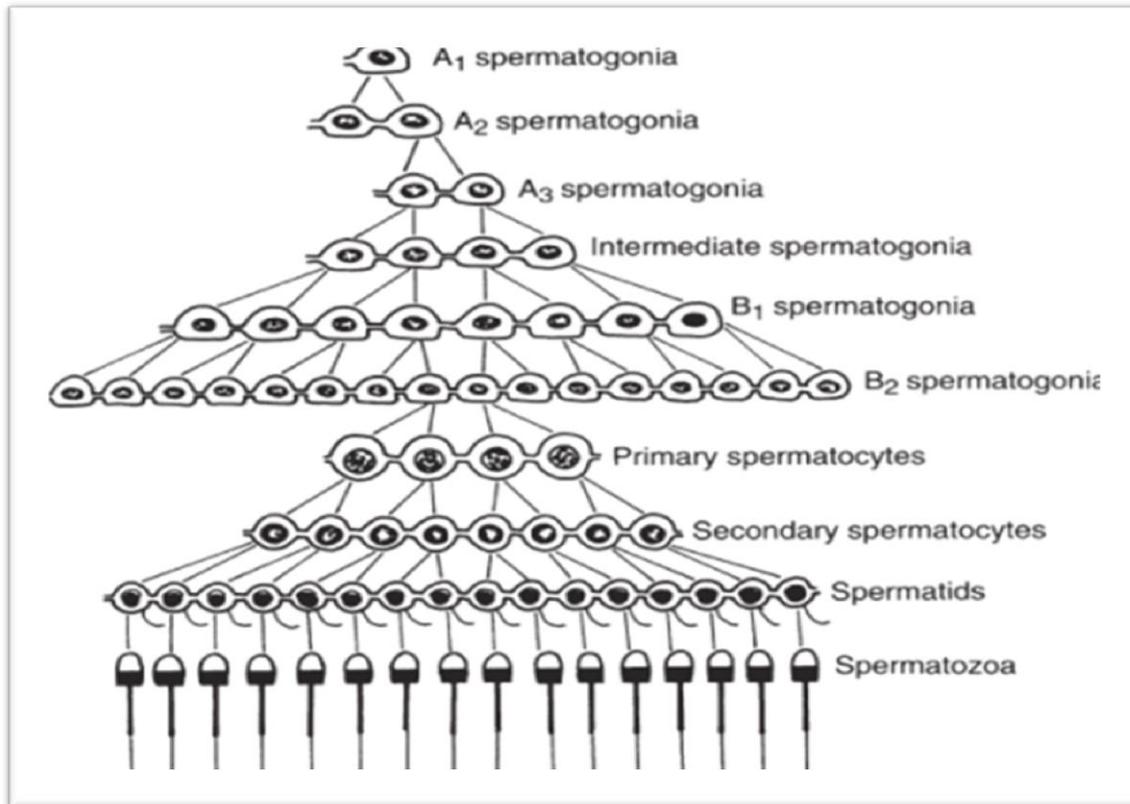


Figure5 : Spermatogenèse chez les ruminants d'après Noakes et al. (2001).

2. Méiose :

La méiose est le processus durant lequel, il n'y a pas de changement du matériel génétique entre chromosomes homologues et il y'a production de spermatide haploïde (Johnson, 1991). Au cours de la prophase de la méiose, cinq stades cellulaires successifs : leptotène, zygotène, pachytène, diplotène et diacinèse, apparaissent selon Dollander et Fenart (1979), Johnson (1991) et Noakes et al. (2001).

La prophase est suivie par trois autres stades de division cellulaire : la métaphase, l'anaphase et la télophase (Dollander et Fenart, 1979 ; Johnson, 1991).

La métaphase est caractérisée par l'alignement des paires de chromosomes homologues dupliqués de part et d'autre de la plaque équatoriale (Dollander et Fenart, 1979). Contrairement à une mitose normale où il y a alignement des chromosomes impairs dupliqués (Johnson, 1991).

L'anaphase est caractérisée par la séparation des chromatides sœurs (ascension polaire) (Dollander et Fenart, 1979).

La télophase est caractérisée par la fin de l'ascension polaire, reconstitution des enveloppes nucléaires et formation de deux cellules filles haploïdes (Dollander et Fenart, 1979). A la fin de cette phase, les spermatocytes secondaires (II) ainsi formés contiennent la moitié du nombre de chromosomes présents dans les spermatocytes primaires (I), cette diminution du nombre de chromosomes est accompagnée d'une réduction du contenu en ADN qui passe de 4n ADN à 2n ADN (Bonnes et al., 2005).

Les spermatocytes II ont des noyaux sphériques avec des grains de chromatine de différentes tailles. Ces cellules restent en interphase que peu de temps (Johnson, 1991). Après une première division méiotique, une deuxième division s'installe et résulte de la production de spermatides avec un nombre haploïde de chromosomes (Noakes et al., 2001). Elle consiste en une prophase suivie d'une métaphase, anaphase et de télophase, d'où en résulte la séparation des chromatides sœurs dans deux cellules filles nettement plus petites : les spermatides (Dollander et Fenart, 1979), dont la charge en ADN est réduite en moitié (Bonnes et al., 2005). Selon Baril et al. (1993), l'efficacité de la transformation des spermatocytes primaires peut être modifiée par des signaux tels que la lumière chez les races saisonnières.

3. Spermiogénèse :

La spermiogénèse est la différenciation morphologique de spermatides issues de la deuxième division méiotique en spermatozoïdes (figure 6). La spermatide, cellule sphérique possédant un noyau sphérique (Johnson, 1991 ; Noakes et al., 2001) se transforme en une cellule possédant une tête aplatie avec un noyau condensé et une queue nécessaire à la motilité (Johnson, 1991 ; Baril et al., 1993).

Selon Craplet (1952), Barone (1990) et Johnson (1991), la spermatide se développe suivant quatre phases : Golgienne, de coiffe, de l'acrosome et de maturation.

Les granules acrosomiques apparaissent à partir de l'appareil de Golgi et finissent par confluer pour former l'acrosome sur le noyau (Dollander et Fenart, 1979 ; Barone, 1990 ; Johnson, 1991 ; Noakes et al., 2001 ; Bonnes et al., 2005), constituant ce qu'on appelle couramment la coiffe ou le capuchon céphalique (Dollander et Fenart, 1979 ; Barone, 1990). Les centrioles migrent à proximité (centriole proximal) et à l'arrière du noyau (centriole distal) (Johnson, 1991 ; Bonnes et al., 2005), qui délimite la portion du col où naissent divers filaments constituant le flagelle (Dollander et Fenart, 1979 ; Bonnes et al., 2005). Les mitochondries se rassemblent en arrière du noyau et s'ordonnent bout à bout en une sorte de

chapelet enroulé en hélice autour du flagelle (Noakes et al., 2001), sur toute la longueur de ce qui deviendra la pièce intermédiaire du spermatozoïde (Craplet, 1952 ; Dollander et Fenart, 1979 ; Johnson, 1991). Une grande partie du cytoplasme trouvé dans la spermatide va être éliminé. Cet excès est éliminé sous forme de gouttelette cytoplasmique (Johnson, 1991 ; Bonnes et al., 2005) qui n'est pas souvent perdue avant l'éjaculation chez les ovins (Amann, 1987 cité par Setchell, 1991). Les spermatozoïdes se forment ainsi dans les replis cytoplasmiques des cellules de Sertoli, en bordure de la lumière des tubes séminifères (Bonnes et al., 2005).

Quelques parts dans les testicules, une spermatogonie entrent en spermatogénèse chaque seconde ce qui correspond de la libération continue de spermatozoïdes dans la lumière des tubes séminifères (Johnson, 1991). Les spermatozoïdes ainsi formés sont immobiles et acquièrent leur capacité de se déplacer et de fertiliser l'ovule au niveau de l'épididyme (Amann et Schanbacher, 1983 ; Setchell, 1991 ; Noakes et al., 2001).

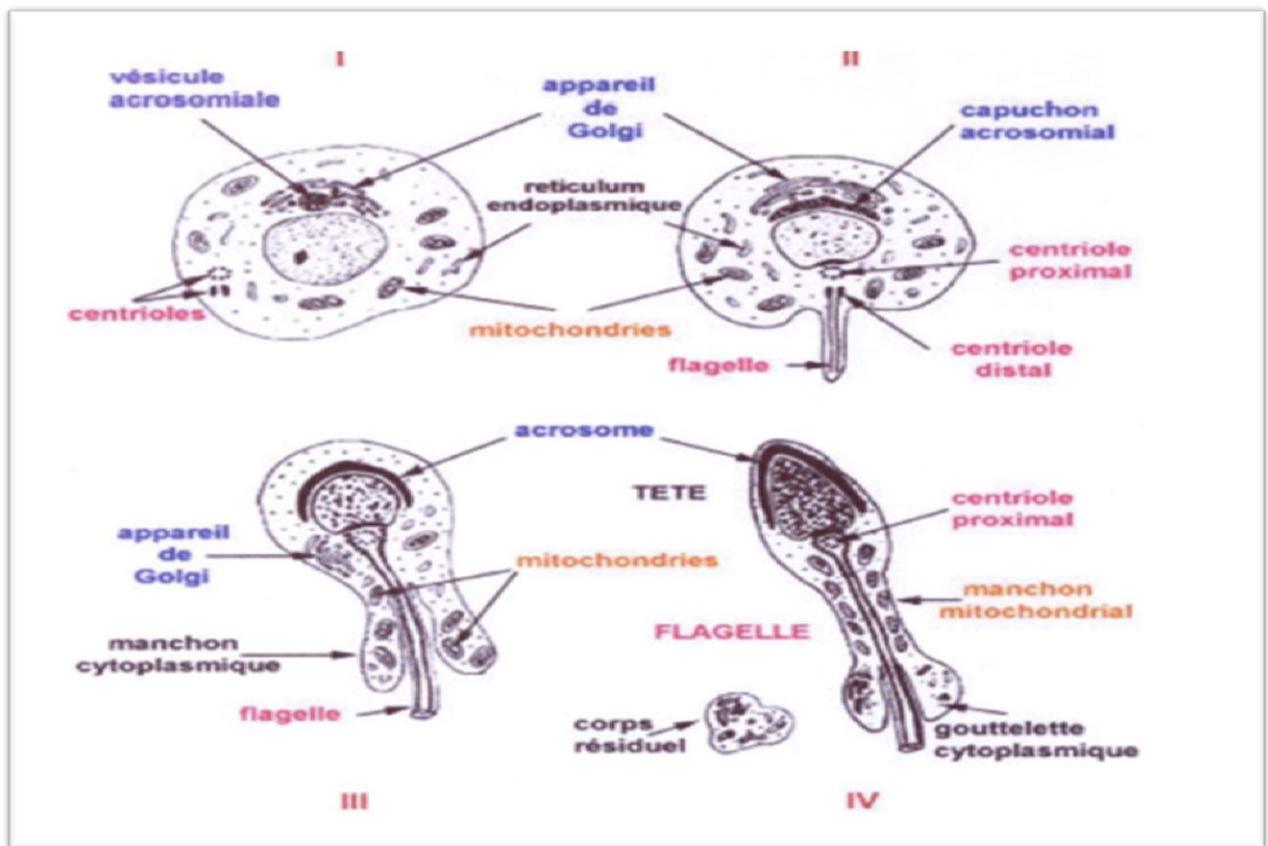


Figure 6 : Les étapes de la spermiogénèse (Albert et Jean, 2001)

C) Physiologie et endocrinologie de l'appareil génital mâle :

Chez le mâle adulte, le comportement sexuel (motivation et efficacité) dépend directement des sécrétions hormonales et des événements « sociaux ». Le déclenchement de l'acte sexuel met en jeu des interactions entre ces deux facteurs principaux (figure 7), le second pouvant jouer le rôle de « démarreur ». Des stimulations externes, comme l'alimentation ou le climat peuvent également interagir avec ces facteurs (Baril et al.,1993).

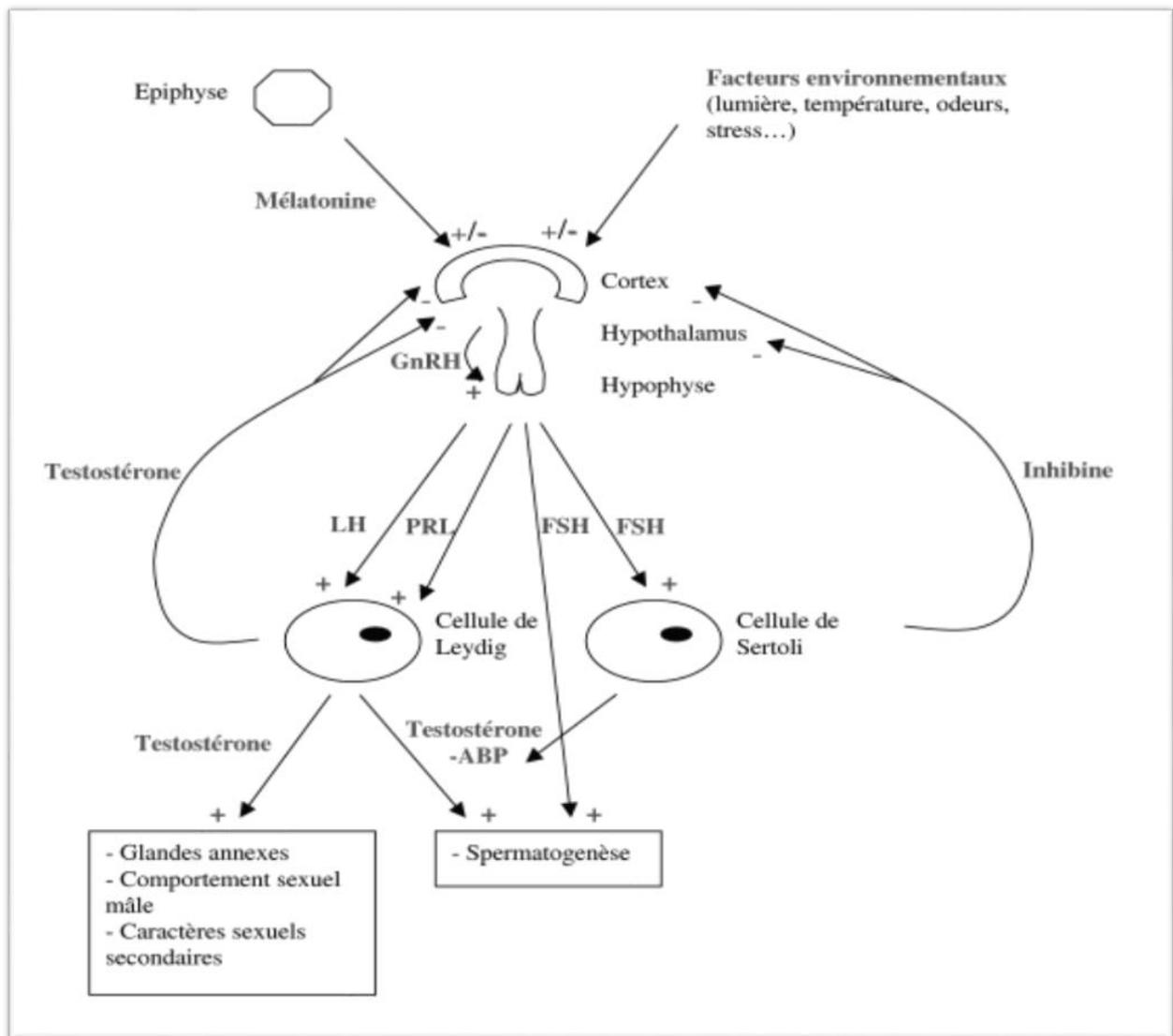


Figure 7 : Régulation hormonale de la fonction de reproduction chez le mâle.

Le comportement sexuel des mâles est sous le contrôle de la testostérone ou de ses métabolites. Chez des mâles castrés, un traitement à la testostérone rétablit le comportement sexuel mâle ; alors que, avant traitement, celui-ci tend à persister quelques mois après

castration chez des animaux sexuellement expérimentés. Chez les races saisonnées, ces sécrétions stéroïdiennes varient avec la saison sous le contrôle de la photopériode. Toutefois, les variations hormonales sont très progressives et il faut attendre plusieurs semaines après un changement de niveau plasmatique pour observer un effet sur le comportement sexuel. Il est utile de préciser également que les variations rapides observées à l'échelle d'une journée (épisodes pulsatiles de sécrétion) n'ont pas de conséquences directes sur le comportement sexuel (Baril et al.,1993).

1. Régulation des fonctions testiculaires :

Le contrôle des fonctions testiculaires repose sur la relation hormonale entre le système nerveux central et les gonades (hypothalamus-hypophyse-testicule), il est assuré à la fois par les hormones gonadotropes et stéroïdiennes (Amann et Schanbacher, 1983 ; Bonnes et al. (2005).

Basé sur le modèle d'un animal castré, une hypersécrétion de la LH et de la FSH peut être établie suite à l'administration de la testostérone, des autres androgènes ou même des œstrogènes. L'importance de l'hypophyse dans la régulation des fonctions testiculaires a été reconnue depuis longtemps. D'ailleurs, une hypophysectomie entraîne une atrophie testiculaire et une altération de l'activité spermatogénétique chez le rat (Smith,1930 cité par Desjardins, 1978). L'injection d'extraits pituitaires contenant de la LH et de la FSH permet selon Courot (1967) de prévenir la régression testiculaire suite à l'hypophysectomie (Amann et Schanbacher, 1983).

2. Rôle des gonadotropines :

Les neurones hypothalamiques produisent de la GnRH (LHRH) ; une neuro-hormone de nature peptidique (Gonadotropin Releasing Hormone), qui sera libérée dans le système vasculaire porte, où la GnRH interagit avec ces récepteurs trouvés sur la surface des cellules gonadotropes (Adams, 2005). Cette hormone hypothalamique stimule la synthèse et la libération des hormones gonadotropes hypophysaires (la FSH et la LH) (Adams et al.,2005 ; Bonnes et al., 2005). La follicule stimulating hormone et la lutéinisant hormone présentent selon Johnson (1991) deux sites d'actions au niveau testiculaire, il s'agit respectivement des cellules de Sertoli et de Leydig. Les cellules de Sertoli sont les seules cellules testiculaires possédant des sites d'action pour la FSH radioactive (Amann et Schanbacher, 1983). Alors,

que des récepteurs spécifiques à la LH apparaissent sur les cellules de Leydig (tissu interstitiel) avant la naissance (Levasseur, 1979).

Ces deux gonadotropines utilisent le système d'AMP cyclique et leurs activités biologiques sont toujours associées et synergiques (Short, 1973 ; Desjardins, 1978).

La FSH ou follitropine ou hormone folliculo-stimulante; stimule le développement des tubes séminifères et l'activité spermatogénétique (Vaissaire, 1977 ; Bonnes et al., 2005). Selon Amann et Schanbacher (1983), l'action de la FSH sur la spermatogenèse est indirecte mais, elle agit directement sur les cellules germinales. Elle stimule directement, les cellules de Sertoli pour leur fonction de soutenir le développement des cellules germinales (Johnson, 1991). L'interaction entre la FSH et les cellules de Sertoli résulte selon Desjardins (1978) en l'augmentation de l'AMPc intracellulaire.

Une des conséquences immédiates de l'accumulation de l'AMPc est l'activation des protéines Kinases et la synthèse de l'ARNm et de protéines spécifiques. Il s'agit de la production de l'ABP (androgen binding protein) ou protéine liant les stéroïdes androgènes (Rieutort, 1995), qui sert à atténuer les changements de concentration de la testostérone et participe aussi à son transport (Amann et Schanbacher, 1983). L'ABP produite par les cellules de Sertoli (figure 05) (Noakes et al., 2001 ; Bonnes et al., 2005) se lie à la testostérone ; le complexe ainsi formé migre vers les cellules germinales et la testostérone peut alors agir. L'ABP sert donc de transporteur à la testostérone (Bonnes et al., 2005).

L'inhibine, autre produit des cellules de Sertoli (figure 05), inhibe en retour la synthèse (de Krester, 1984 ; Hadley, 1991 ; Noakes et al., 2001) et la libération de la FSH à partir de l'antéhypophyse (Tilbrook et al., 1993 cité par McKeown et al., 1997). L'inhibine joue un rôle important dans la régulation de la fonction testiculaire et de l'activité spermatogénétique à travers la suppression sélective de la concentration de la FSH dans le sang périphérique, sans altérer la sécrétion de la LH (McKeown et al., 1997).

L'observation de la culture de cellules de Sertoli in vitro, suggère que la FSH induit la production d'enzymes qui stimulent la conversion de la testostérone en œstrogène (Dorrington et al., 1978 ; Desjardins, 1978 ; Johnson, 1991).

Selon Baril et al. (1993), des prélèvements de sang très fréquents révèlent que des décharges rapides de la LH (pulses) se produisent, suivies par des moments de repos avec une sécrétion basale. La LH libérée vient stimuler la production de la testostérone par les cellules

de Leydig (figure7) (Vaissaire, 1977 ; Schanbacher, 1982). Cette interaction est observée même en période fœtale (Desjardins, 1978 ; Levasseur, 1979 ; Amann et Schanbacher, 1983).

Donc, la LH ou ICSH (interstitiel cell stimulating hormone) stimule la synthèse d'androgènes par les cellules de Leydig (Bonnes et al., 2005), qui selon Johnson (1991) produisent de la testostérone sous contrôle de la prolactine.

En effet, la testostérone présente des récepteurs au niveau des cellules de Leydig (Desjardins,1978 ; de Krester, 1984) et agit en synergie avec la LH et avec d'autres hormones telles que les substances paracrines secrétées par les tubes séminifères sur la spermatogenèse (Amann, 1989 cité par Johnson, 1991).

Bartke et al. (1978) suggèrent que la prolactine agit au même temps avec la LH dans la régulation de la stéroïdogenèse (Desjardins, 1978).

L'hypophysectomie entraîne une perte des récepteurs testiculaires pour la LH chez le rat et l'administration de la LH et/ou la FSH ne rétablit pas ces récepteurs (Hadley, 1992) ni même la concentration de la testostérone (Vaissaire, 1977). La preuve selon Hadley (1992) est que l'inhibition de la sécrétion de la prolactine entraîne une diminution du nombre de récepteurs testiculaires pour la LH, alors que l'inhibition de la sécrétion de la LH ou de la FSH reste sans effet sur le nombre de ces récepteurs. Par conséquent, toutes ces observations laissent suggérer que la prolactine joue un rôle important dans la régulation du nombre de récepteurs de la LH au niveau des testicules.

3. Rôle des stéroïdes sexuels :

La fonction endocrine du testicule est principalement assurée par les cellules de Leydig qui sécrètent de la testostérone (Bonnes et al., 2005). Cette hormone possède des récepteurs spécifiques au niveau des cellules de Sertoli (Desjardins, 1978). En revanche, la testostérone ne peut pas agir seule sur les cellules de la lignées germinales (Bonnes et al., 2005).

L'ABP (Androgen Binding Protein) produit par les cellules de Sertoli se lie à la testostérone (Bonnes et al., 2005). Ainsi, un mécanisme de séquestration pour la testostérone se produit (Hadley, 1991). L'ABP permet même de transporter la testostérone jusqu'à l'épididyme (Baril et al., 1993).

Selon Baril et al (1993) la testostérone exerce un rôle primordial dans :

- Action générale positive sur le métabolisme, qui facilite la croissance corporelle.
- Sexualisation du fœtus mâle pendant sa vie in utero.
- Rétroaction négative sur les hormones gonadotropes.
- Contrôle à moyen et long termes et maintien du comportement sexuel du mâle.
- Déclenchement et maintien des sécrétions des glandes annexes.
- Maintien de la spermatogénèse, en association avec LH et FSH.
- Maintien des fonctions épидидymaires qui sont nécessaires pour terminer la maturation des spermatozoïdes.

La castration en supprimant la production de la testostérone empêche l'apparition de ces caractères, lorsqu'elle est réalisée avant la puberté (Bonnes et al., 2005).

La régulation des fonctions testiculaires ne dépend pas uniquement de la testostérone et de l'ABP. Des mécanismes de régulation paracrine ont été notés (Hakovitra et al, 1993 cité par McKeown et al., 1997). L'inhibine inhibe la spermatogénèse en une manière paracrine. Elle joue un rôle important dans la régulation de la fonction testiculaire et de la spermatogénèse à travers la suppression sélective de la concentration de la FSH périphérique (McKeown et al.,1997).

D) 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).

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.

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).

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.

Les premiers comportements sexuels du chevreau (flairage de la vulve, coup de patte, chevauchement ...) apparaissent à des âges variables en fonction des races : de quelques jours après la naissance (race européennes) à plus d'un an après (race damasquine). Les premières saillies sont effectives à l'âge de 4-5 mois (races européennes) jusqu'à 15 mois (race damasquine) (Corteel 1994).

Entre 4 et 6 mois, Corteel (1994) a observé une augmentation rapide de la qualité et de la quantité de sperme des chevreaux alpins et poitevins. Cette étape marque le passage de l'état pubertaire (éjaculation des premiers spermatozoïdes) à la maturité sexuelle (production des premiers éjaculats de bonne qualité) permettant l'utilisation des animaux pour la reproduction.

L'âge de la puberté varie en fonction de la saison de mise-bas. Les chevreaux nés au printemps ont une puberté plus précoce que ceux nés en automne, en relation avec la saison sexuelle.

2.Saisonnalité :

Dans les pays tempérés, les caprins manifestent d'importantes variations saisonnières de l'activité sexuelle. Dans les deux sexes, l'activité sexuelle maximale s'étend généralement d'août à janvier tandis que la période d'activité minimale s'étend de février à juillet (Hanzen ch., 2005)

Chez les boucs de races européennes, le comportement sexuel, le volume testiculaire et la production de semence (volume et concentration) varient au cours de l'année sous l'influence de la photopériode (Corteel 1981). La qualité des éjaculats est aussi affectée par la saison : le pourcentage de spermatozoïde mobile et la motilité des spermatozoïdes sont plus élevés durant la saison sexuelle. Le nombre d'anomalies morphologiques varient également de 5-8/100 durant la saison sexuelle à 10-18/100 en contre-saison (Delgadillo Sanchez 1990).

Les variations saisonnières de l'activité sexuelle sont contrôlées par la durée de sécrétion de la mélatonine superposable à la durée de la nuit. Elle agit sur la sécrétion de GnRH et donc sur la fonction de la reproduction. Un traitement photopériodique, avec une alternance de 2 mois de jours courts (8h de lumière) et de 2 mois de jours longs (16h de lumière) permet de supprimer les variations saisonnières de l'activité sexuelle chez le mâle, bélier ou bouc (Delgadillo Sanchez 1990).

Chapitre 02 : Récolte du sperme :

Deux techniques peuvent être utilisées pour la collecte de la semence des mâles des petits ruminants. La première est la collecte à l'aide d'un vagin artificiel, la seconde est la collecte à l'aide d'un électro-éjaculateur. Cette dernière technique a été employée dans le passé avec des succès inégaux, elle conduit à l'obtention de semence ayant des caractéristiques différentes de celle obtenue au vagin artificiel (le volume de plasma séminal est généralement plus élevé). De plus, cette technique paraît douloureuse pour les animaux (Baril et al., 1993). Pour ces raisons, seule la collecte de semence à l'aide du vagin artificiel sera décrite ici.

1. Récolte au vagin artificiel :

C'est la méthode la plus largement utilisée en raison de la facilité de collection et du confort de l'animal (Shoenian, 2005). Elle permet :

- L'obtention de la totalité de l'éjaculat.
- La mesure exacte de l'éjaculat.
- Une meilleure viabilité du sperme en comparaison avec d'autres méthodes.
- L'absence de sécrétion extérieure.

Le vagin artificiel a été mis au point par Milovanov. Cet appareil, simple et pratique, permet de rassembler toutes les conditions naturelles présentées par les voies génitales femelles pendant le coït et de recueillir rapidement un éjaculat non souillé (figure 8) (Derivaux et Ectors, 1986).

Le vagin artificiel a une forme et des dimensions en rapport avec l'espèce pour laquelle il est conçu, en tenant compte de la conformation du pénis et de la taille de l'animal. Généralement constitué de :

- Un cylindre extérieur en matière rigide, le plus souvent en caoutchouc dur et épais (isolation thermique) ou en substance plastique, pourvu d'une ouverture fermée par un bouchon.
- Un cylindre intérieur ou chemise en latex ou en caoutchouc artificiel. Il est mince et souple et est introduit dans le cylindre externe et ses extrémités rabattues et maintenues par un élastique ou par un anneau en caoutchouc.

La cavité close qui se forme entre les deux cylindres réalise une chambre circulaire communicante avec l'extérieur par l'ajutage du cylindre extérieur. L'une des extrémités du vagin artificiel reste ouverte permettant l'intromission de l'organe copulateur du mal, tandis que sur l'autre se fixe un cône en caoutchouc qui se prolonge d'un tube en verre ou mieux en plastique gradué servant à récolter le sperme (Shoenain, 2005 ; Hanzen, 2006).

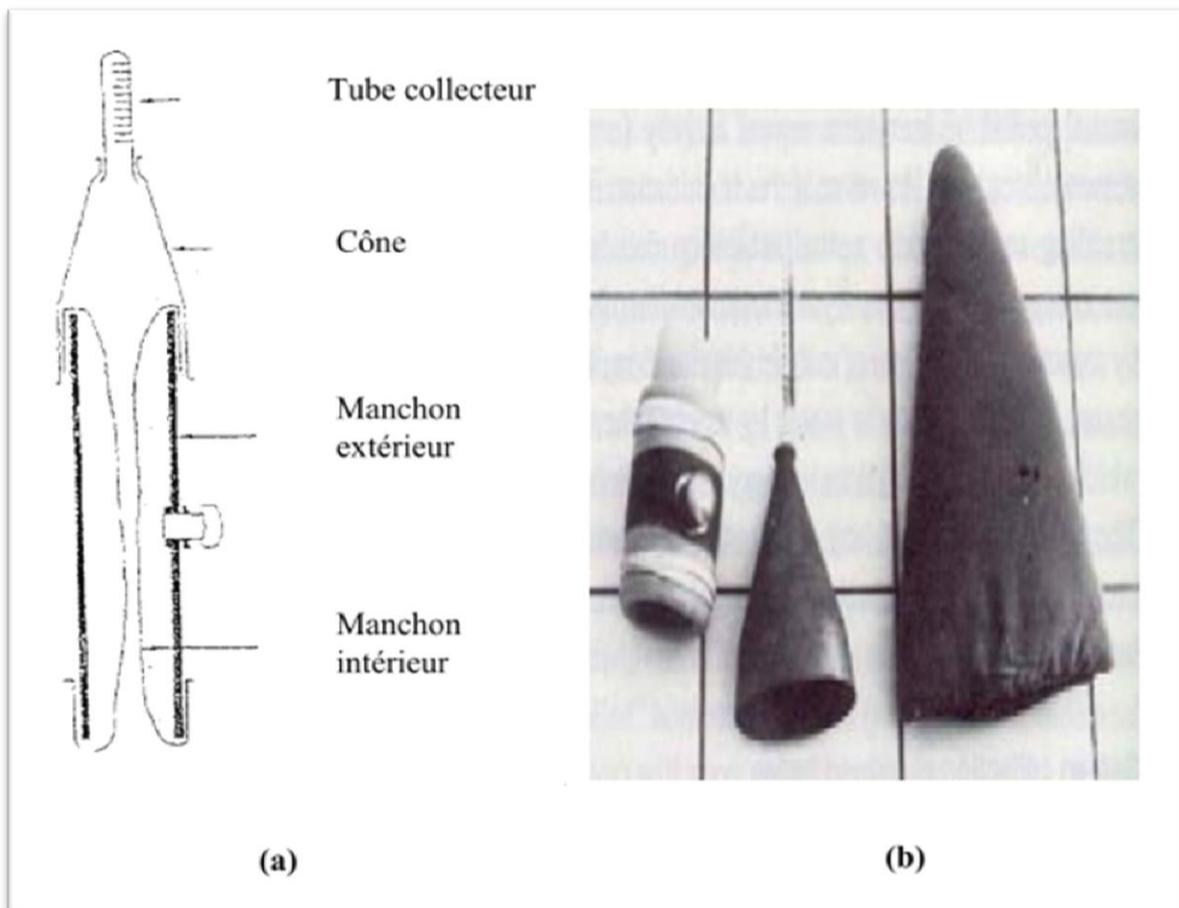


Figure8 : le vagin artificiel ((a) Parez et Duplin, 1987 ;(b) Goelz, 1999).

Parfois, le cône en caoutchouc porte un orifice permettant le départ de l'air de manière à éviter un excès de pression à ce niveau. Certains vagins artificiels sont équipés d'un thermomètre. Dans beaucoup de cas, le vagin artificiel est protégé d'un revêtement assurant, d'une part, la préservation de l'échantillon du choc thermique, et d'autre part, la protection du dispositif d'éventuels dommages (Shoenian, 2005).

1.2. Entraînement des mâles pour la collecte

1.2.1. Mâles dont la semence n'a jamais été collectée :

Cette opération nécessite un certain nombre d'heures de travail et beaucoup de patience. Il est préférable de la commencer pendant la saison où la motivation sexuelle est à son maximum (fin de l'été et automne chez les races saisonnées) ou, chez les jeunes animaux, dès qu'ils ont atteint la puberté. Il est très important que ce soit la personne chargée des futures collectes qui fasse ce travail. L'entraînement pour la collecte au vagin artificiel doit également être réalisé au même endroit où les animaux seront collectés ultérieurement (Baril et al., 1993).

Les boucs sont exposés un par un devant une femelle immobilisée, de préférence en œstrus naturel ou induit. On peut également utiliser des femelles castrées, des mâles ou des mannequins. Une stimulation sexuelle appropriée permet l'obtention d'une éjaculation avec un volume, une concentration et une motilité élevés (Shoenian, 2005).

La réaction des mâles envers la femelle est différente :

- Mâles manifestant des éléments du comportement sexuel : Dans ce cas, l'opérateur réalise une approche calme. Si, malgré la présence humaine le bouc continue à chevaucher la femelle, le vagin artificiel peut être présenté dès que le mâle serait position d'accouplement. Le bouc peut éjaculer directement ou redescend sans éjaculation. Dans ce dernier cas, l'animal revient de lui-même pour chevaucher la femelle et servir le vagin artificiel. Si, même après le deuxième essai la récolte n'est pas possible, l'opérateur laisse le bouc saillir la femelle et en même temps il le stimule de la voix, ce qui peut inciter le bouc à renouveler ce type de comportement.
- Mâles peu motivés montrent seulement des tentatives d'accouplement : La collecte est tentée à chaque fois que le mâle essaye de chevaucher la femelle. Le détachement de la femelle et son passage devant le mâle, le changement de la femelle ainsi que l'encouragement du mâle par la voix peuvent améliorer la stimulation sexuelle (Baril et al., 1993).
- Mâles ne manifestant aucun comportement sexuel : Dans ce cas, la semence ne peut pas être collectée au vagin artificiel. Leur proportion de 8,7 pour cent a été mesurée au hasard dans un groupe de 46 boucs Alpines et Saanen, chez qui une diminution de la libido était évidente à l'âge de 5 à 6 mois (Corteel, 1981).

Cette inhibition dans leur comportement sexuel, soit à cause de la présence de l'homme, soit parce qu'ils sont homosexuels ou simplement « non actifs », soit enfin parce qu'ils ont un problème d'ordre sanitaire (Baril et al., 1993).

1.2.2 Mâles dont la semence a déjà été collectée auparavant :

En général, les mâles déjà habitués ne manifestent pas de problèmes comportementaux, même après un repos sexuel de plusieurs mois, si la période de collecte de semence redémarre pendant la période d'activité sexuelle maximale (saison sexuelle annuelle chez les animaux saisonnés).

Toutefois, si ce redémarrage se situe hors saison, une inhibition sexuelle peut se produire sur un faible nombre de mâles. Celle-ci est due à la saison et non à la peur de l'homme. Dans cette situation, il est nécessaire et généralement suffisant de stimuler le comportement sexuel de ces mâles en les mettant en présence de femelles en œstrus. Le meilleur moyen d'éviter tout problème avec les collectes de semence pendant la contre-saison est d'entraîner régulièrement les mâles à la collecte à des jours et heures fixes (Baril et al., 1993).

Chez ceux qui continuent à chevaucher et accoupler au-delà de la période d'activité sexuelle, un accroissement significatif du temps de réaction est toujours observé (corteel, 1977).

1.3. Collecte de la semence :

Du fait de leur élevage en case individuel, chaque bouc, dans sa partie abdominale et son fourreau sont nettoyés, est conduit directement de son box jusqu'à la salle de collecte, ou une femelle boute-en-train est alors immobilisée. Les mâles peuvent également être collectés dans leur box.

L'opérateur s'agenouille à côté du mâle. Lors de chevauchement, celui-là dévie le pénis du bouc, en le manipulant au niveau du fourreau, vers l'ouverture du vagin artificiel dirigé de bas en haut selon un angle de 45° et légèrement vers l'extérieur (Hanzen, 2006). Il est nécessaire de mettre le vagin artificiel dans le prolongement du pénis afin d'assurer une intromission complète de l'organe. Après cela, l'animal éjacule immédiatement, le vagin est alors retourné de manière à recueillir le sperme dans le tube collecteur.

Il est important que le temps de contact entre la semence et la semence et le caoutchouc du cône soit le plus court possible (Montigny, 1987).

En pratique, il est recommandé de respecter un intervalle de deux jours entre les collectes pendant la première moitié de la saison sexuelle, et de trois jours durant la seconde

moitié de celle-ci (Boué et Corteel, 1992). Selon Corteel et al., (1978), sous les hautes altitudes et durant la saison sexuelle, une augmentation de deux à sept collectes hebdomadaires triple le nombre des spermatozoïdes obtenus par semaine.

A la suite de chaque récolte, le vagin artificiel doit être démonté, lavé et rincé. Ses pièces devraient être imbibées pendant 5 min en alcool d'isopropyle (Shoenain, 2005). Il est recommandé de le maintenir dans une étuve à 45°C et ne le remplir que dans les minutes précédant le prélèvement.

2.1. Conditionnement de la semence :

Le volume de l'éjaculat est estimé soit par lecture directe sur des tubes gradués soit par pesée. Le volume est en moyenne de 0.5 à 2ml chez le bouc avec une grande variabilité d'un l'éjaculat à l'autre et d'un mâle à l'autre (Refsal, 1986).

La concentration est calculée par mesure de la densité optique par spectrophotométrie, après dilution d'un volume constant de la semence pure dans une solution de Na Cl à 9 % formolé à 0.1%. La densité optique est proportionnelle à la concentration en milliard de spermatozoïdes par ml. Elle varie, en moyenne, de 1,5 à 4×10^9 spz/ml/ chez le bouc (Refsal, 1986).

Le plasma séminal du bouc présente la particularité de contenir une glycoprotéine lipase produit par les glandes bulbo-urétrales. Elle interagit avec les triglycérides du dilueur (à base de lait écrémé ou jaune d'œuf) pour libérer des acides gras libres (acide oléique) toxique pour les spermatozoïdes. L'addition directe de dilueur entraîne une diminution du pourcentage des spermatozoïdes mobiles, une détérioration de la qualité des mouvements spermatique, des anomalies de l'acrosome et une augmentation de nombre de spermatozoïde morts. De plus, cette enzyme a une action directe sur les membranes cellulaires lésées (activité phospholipase A) qui augmenterait encore les dommages provoqués aux cellules et réduirait leur résistance à la congélation-décongélation (Pellicer, Rubio et Combarous 1998)

C'est pourquoi, le plasma séminal doit être éliminé le plus rapidement possible après la collecte. Pour cela, le sperme est lavé avec une solution de Krebs-Ringer-Phosphate-Glucose (KRPG). Les spermatozoïdes sont séparés du plasma séminal par centrifugation, en éliminant le surnageant. Cette opération est répétée deux fois. Dans une étude sur la viabilité des spermatozoïdes de bouc au cours de la congélation, Corteel (1974) a montré que les

paramètres séminologique (pourcentage de spermatozoïdes mobiles et motilité), mesurés sur la semence lavée à ceux évalués sur la semence non lavée.

Un dilueur à base de lait de vache écrémé reconstitué et glucosé est ajouté à environ 20°C. Il permet de mettre en suspension le culot de spermatozoïdes. Il apporte les éléments nutritifs nécessaires aux cellules ainsi que des antibiotiques (pénicilline, streptomycine) qui limitent le développement bactérien. Le volume de cette première dilution est ajusté pour obtenir une concentration de 1 milliard spz /ml.

Puis, la température de semence est abaissée progressivement jusqu'à +4°C. Un contrôle de la qualité des éjaculats (pourcentage de spermatozoïdes mobiles et motilité individuelle) permette d'éliminer ceux de qualité insuffisante. Le pourcentage de spermatozoïdes mobiles est évalué sur une goutte de semence diluée (concentration entre 60 et 80 $\times 10^6$ spz/ml) au grossissement $\times 200$. Le pourcentage des spermatozoïdes mobiles est estimé visuellement sur 5 champs d'observation. Il doit être supérieur à 30% pour que l'éjaculat soit conservé. Dans le même temps, la qualité des déplacements des spermatozoïdes est estimée en attribue une note de motilité individuelle de 0 (aucun mouvement) à 5 (spermatozoïde fléchant). Les éjaculats dont la note est inférieure à 3 ne sont pas conservés (Lebœuf et al., 1998).

La concentration finale de 500×10^6 spz/ml est obtenue après une deuxième dilution, réalisée avec le même dilueur que précédemment, et glycérolé à 14%. Le glycérol est un cryoprotecteur qui diminue les chocs osmotiques et mécaniques liés à la formation de gros cristaux à l'intérieur des cellules lors de la congélation. Il est ajouté en trois fois à dix minutes d'intervalle (Corteel 1974, Lebœuf et al., 1998). Un délai minimal d'une heure est respecté avant la congélation pour l'équilibration osmotique.

La semence diluée est conditionnée en paillettes types "Cassou" (IMV, L'Aigle 61) pré-imprimées de 0,2 ml correspondant à 100×10^6 spz/paillette. On obtient une moyenne de 35 paillettes par éjaculat pour un bouc adulte.

2.2. Cryoconservation de la semence :

La congélation se fait par diminution progressive de la température jusqu'à -196°C dans les vapeurs d'azote liquide. Les paillettes sont ensuite immergées et stockées dans l'azote liquide (Lebœuf et al., 1998, Lebœuf et al., 2000).

Une semaine environ après la collecte, un test de décongélation sur une paillette de chaque éjaculat permet d'évaluer la survie in vitro des spermatozoïdes. Pour cela, les paillettes sont immergées dans un bain à 37°C pendant 20 secondes.

1. Objectif :

La morphobiométrie testiculaire, intimement liée au poids corporel constitue un moyen aussi important que l'est l'analyse de la production spermatique en vue de l'évaluation de la capacité reproductive des mâles à sélectionner comme géniteurs. Notre travail constitue une contribution à l'évaluation de certaines caractéristiques testiculaires chez 20 boucs de population locale âgés entre 8 et 48 mois.

2. Région d'étude :

La wilaya de Blida est une collective publique territoriale algérienne située au nord du pays. La périphérie nord de la wilaya tend à s'agglomérer progressivement avec les banlieues internes à la wilaya d'Alger (communes de Meftah, Larbaa, Bouguara).

La wilaya de Blida est située dans le tell central, elle est délimitée : au nord, par les wilayas d'Alger et de Tipaza, à l'est, par les wilayas de Boumerdes et de Bouira, à l'ouest, par la wilaya de Ain Defla et au sud, par la wilaya de Médéa.

La pluviométrie est généralement plus importante dans les montagnes que dans la plaine. Les précipitations sont plus importantes en mois de décembre, janvier et février. La wilaya se compose principalement d'une importante plaine et d'une chaîne de montagnes au sud.

- La plaine de la Mitidja, qui s'étend d'Ouest en Est est une zone agricole riche. On y trouve des vergers. Apiculture, agrumes, arbres fruitiers, vigne, mais également des cultures industrielles.
- La zone de l'atlas blidéen et le piémont, la partie centrale de l'atlas culmine à 1600 mètres, les forêts de cèdres s'étendent sur ses montagnes. Le piémont dont d'altitude varie entre 200 et 600 mètres, présente des conditions favorables au développement agricole (monographie de la wilaya de Blida, 2004).



Figure 9 : la carte géographique de Blida.

L'élevage caprin compte parmi les activités agricoles les plus traditionnelles, associé toujours à l'élevage ovin, et localisé essentiellement dans les montagnes, le plus souvent en stabulation libre.

Le cheptel caprin dans cette région est très hétérogène et est composé par des animaux de population locale à sang généralement Nubien. Outre les populations locales, on trouve aussi des populations introduites, et des populations croisées.

3. Matériel :

La circonférence scrotale a été estimée à l'aide d'un ruban métrique à usage zootechnique (photo 2) (model Rondo®, Kruuse cat no : 240589, Switzerland).

La longueur testiculaire, le diamètre testiculaire et le diamètre de la queue de l'épididyme ont été mesuré à l'aide d'un pied à coulisse de 15 cm \pm 0,02 (photos 1).



Photo 1 : le pied à coulisse
(photo personnelle)



Photo 2 : le ruban métrique
(photo personnelle)

4. Méthodes :

Les paramètres mesurés afin d'évaluer morphobiométrie testiculaire sont : la circonférence scrotale, la longueur testiculaire, le diamètre testiculaire et le diamètre de la queue de l'épididyme.

La circonférence scrotale est mesurée au niveau du plus grand diamètre des deux testicules pris ensemble (Langford et al., 1998 ; Mandiki et al., 1998). Les testicules sont préalablement poussés dans le scrotum, mais sans trop presser, en prenant les cordons avec une main et l'autre main manipule le ruban (photo 3).

La longueur testiculaire des deux gonades est mesurée du pôle supérieur au pôle inférieur du testicule (la dépression qui sépare le testicule de la queue de l'épididyme) (Toe et al., 2000 ; Jiménez-Severiano et al., 2010) (photo 4).

Les diamètres testiculaires (droit et gauche) sont mesurés au niveau des plus grands diamètres (Shrestha et al., 1983 ; Toe et al., 2000 ; Jiménez-Severiano et al., 2010) (photo 5).

Les diamètres des queues des épидидymes droit et gauche sont mesurés après avoir poussé les testicules dans le scrotum de telle sorte que les queues soient saillantes (Toe et al., 2000) (photo 6).



Photo 3 : Utilisation du ruban métrique pour mesurer la circonférence scrotale.
(photo personnelle)

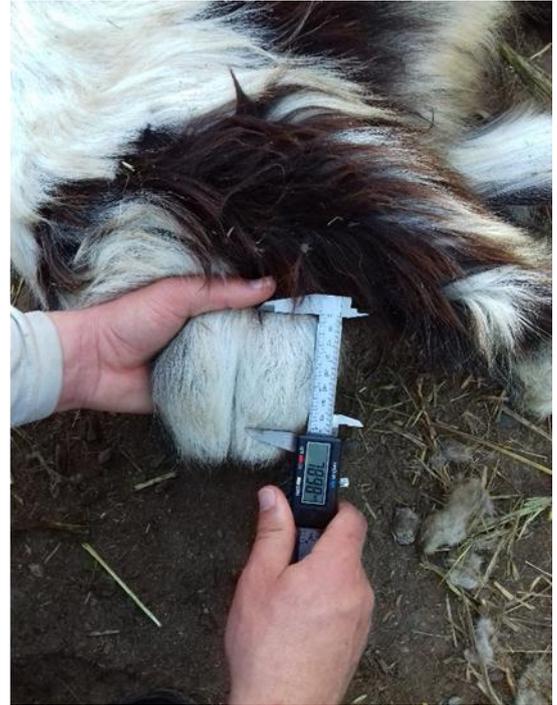


Photo 4 : Pied à coulisse utilisé pour mesurer la longueur testiculaire.
(photo personnelle)



Photo 5 : Pied à coulisse utilisé pour mesurer le diamètre testiculaire (Photo personnelle).



Photo 6 : Mensuration du diamètre de la queue de l'épididyme. (Photo personnelle).

Résultats :

1. Age des animaux :

Notre étude a été réalisée sur 20 boucs de population locale divisé en 2 catégories d'âge A et B.

Le groupe A : dont l'âge des animaux est compris entre 08 et 12 mois, représenté par 13 boucs.

Le groupe B : dont l'âge des animaux est compris entre 13 et 48 mois, représenté par 07 boucs.

2. Représentation des mensurations testiculaires selon l'âge :

Tableau 01 : Présentation des résultats des mensurations testiculaires selon les catégories d'âge

		CS	DT			LT			DE		
			G	D	Moy	G	D	Moy	G	D	Moy
Groupe A ≤ 12 mois	Moyenne	23,59	4,87	4,57	4,76	7,14	6,84	6,99	2,46	2,33	2,39
	Ecart type	3,06	0,69	0,73	0,70	0,76	0,71	0,73	0,51	0,48	0,84
Groupe B >12 mois	Moyenne	28	6,02	5,64	5,83	8,76	8,47	8,61	2,94	2,84	2,89
	Ecart type	4,42	1,10	1,08	1,07	1,38	1,32	1,78	0,65	0,63	0,64

CS : Circonférence scrotale (cm), LT : Longueur testiculaire (cm), DT : Diamètre testiculaire (cm), DE : Diamètre de la queue de l'épididyme (cm).

2.1. Groupe A :

2.1.1. Circonférence scrotale :

La courbe ci-dessous indique que les valeurs de la circonférence scrotale des boucs sont comprises entre 19 et 27,7 cm avec une moyenne de $23,59 \pm 3,06$ cm.

Ce paramètre varie selon l'âge suivant une équation de régression linéaire $y = 1,4828x + 8,1525$.

Dont : X : âge des animaux (mois). Y : valeur de la circonférence scrotale (cm)

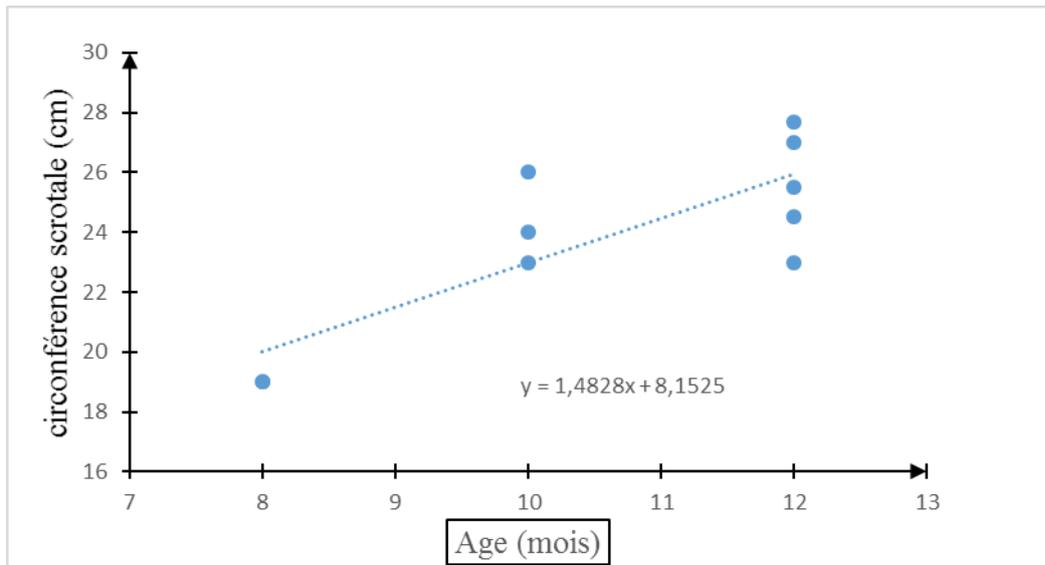


Figure 10 : Relation entre la circonférence scrotale et l'âge des boucs.

2.1.2. Diamètre testiculaire :

Le diamètre testiculaire chez les boucs étudiés présente des scores variant entre 3,39 à 5,55cm. Toutefois la valeur moyenne est de $4,76 \pm 0,70$ cm (figure 11).

Ce paramètre varie selon l'âge suivant une équation de régression linéaire dont l'équation est : $y = 0,2817x + 1,6651$

où :

X : âge des animaux

Y : valeur du diamètre testiculaire.

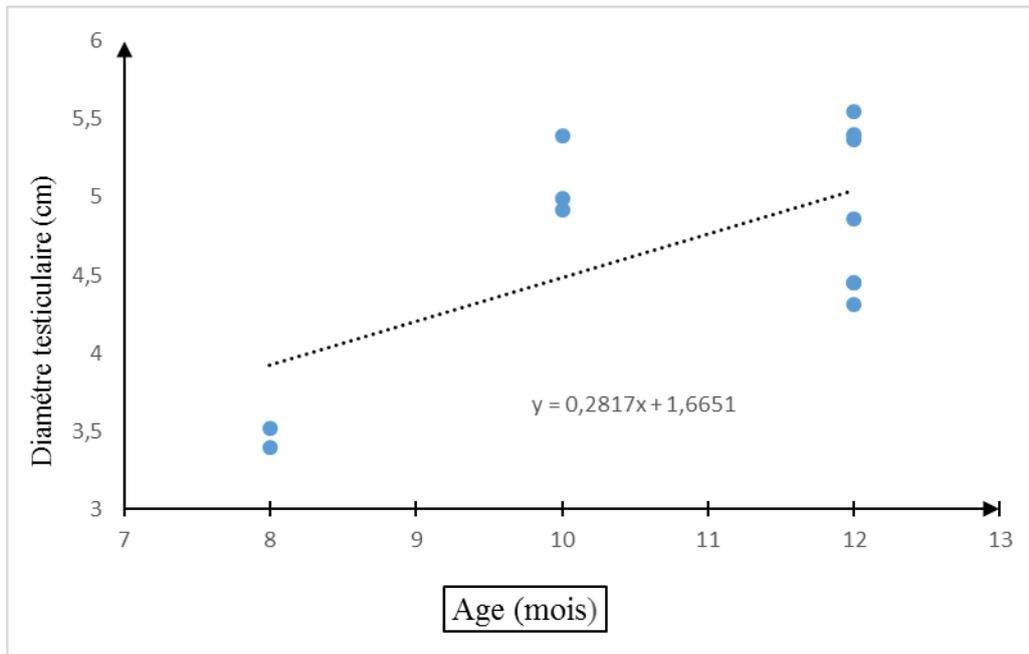


Figure 11 : Relation entre le diamètre testiculaire et l'âge.

2.1.3. Longueur testiculaire :

Le domaine de variation de la longueur testiculaire se situe entre deux extrêmes 5,65 cm (valeur la plus basse) et 7,65 cm (valeur la plus élevée) avec une moyenne de $6,99 \pm 0,73$ cm.

Ce paramètre varie selon l'âge suivant une équation de régression linéaire $y = 0,2943x + 3,8008$. Dont :

X : âge des animaux (mois).

Y : longueur testiculaire (cm).

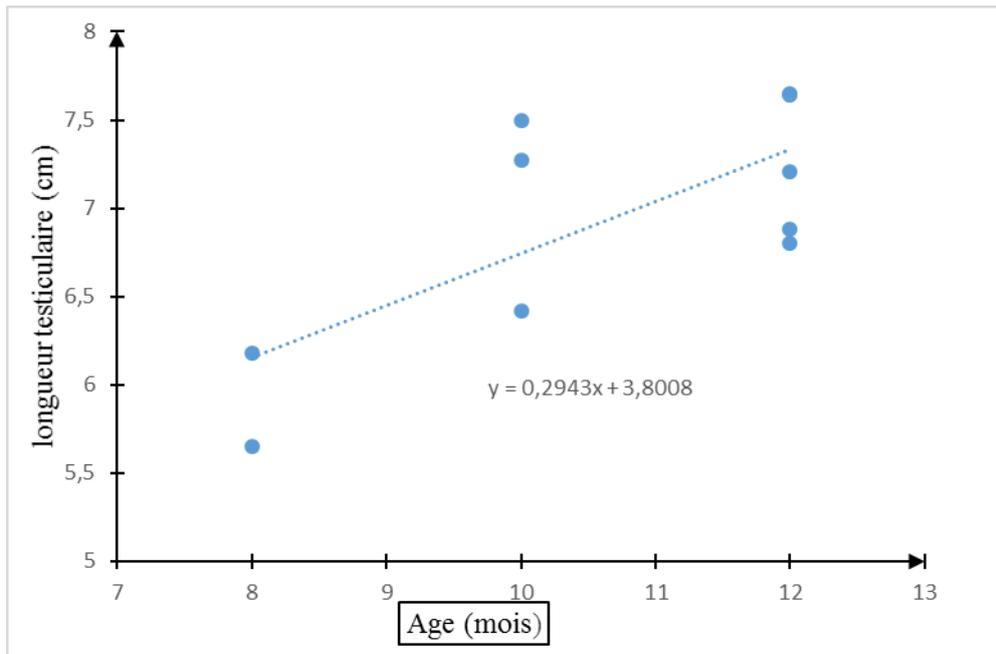


Figure 12 : la relation entre la longueur testiculaire et l'âge.

2.1.4. Diamètre de la queue de l'épididyme :

La courbe ci-dessous montre que les valeurs enregistrées concernant le diamètre de la queue de l'épididyme sont comprises entre 1,71 à 2,70 cm (figure 13). Avec une moyenne de $2,39 \pm 0,84$ cm.

Ce paramètre varie selon l'âge suivant une équation de régression linéaire : $y = 0,157x + 0,4941$. (Où x est l'âge et y est le diamètre de la queue de l'épididyme).

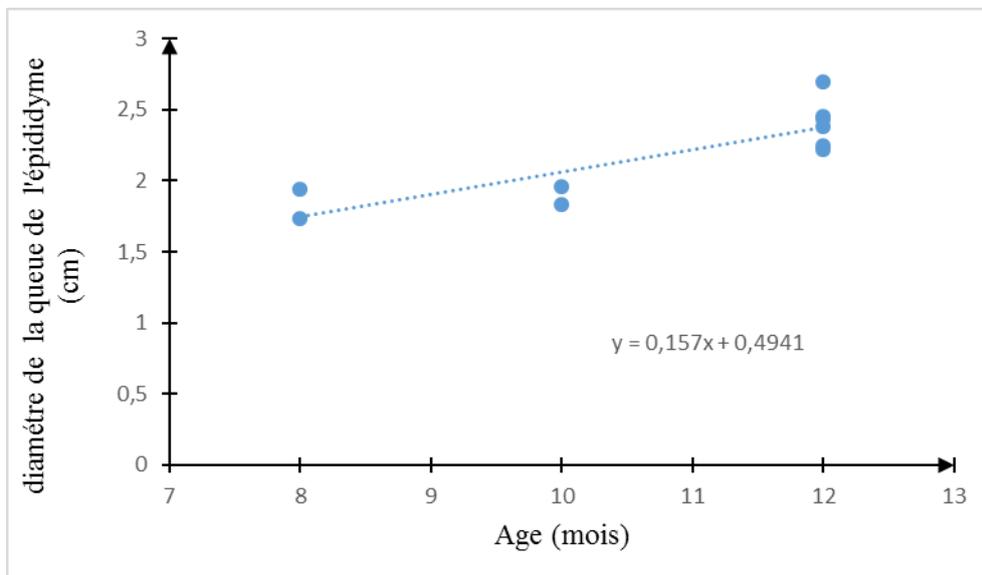


Figure 13 : la relation entre Diamètre de la queue de l'épididyme et l'âge

2.2. Groupe B :

2.2.1. Circonférence scrotale :

La courbe ci-dessous indique que les valeurs de la circonférence scrotale sont comprises entre 24 à 33 cm, avec une moyenne de $28 \pm 4,42$ cm (Figure 14)

Ce paramètre varie selon l'âge suivant une équation de régression linéaire : $y = 0,15x + 22,8$. (x est l'âge et y est la circonférence scrotale).

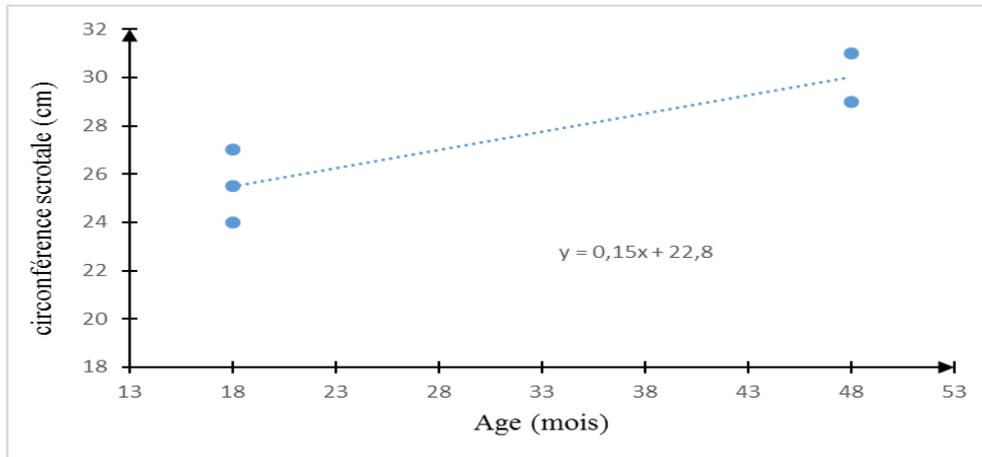


Figure 14 : Relation entre la circonférence scrotale et l'âge chez les boucs.

2.2.2. Diamètre testiculaire :

La courbe ci-dessous montre que le domaine de variation de la longueur testiculaire se situe entre deux extrêmes 4,86 cm (valeur la plus basse) et 6,89 cm (valeur la plus élevée) (figure 15). Avec une moyenne de $5,83 \pm 1,07$ cm.

Ce paramètre varie selon l'âge suivant l'équation de régression linéaire : $y = 0,0411x + 4,3486$. Dont : X : âge des animaux (mois). Y : longueur testiculaire (cm).

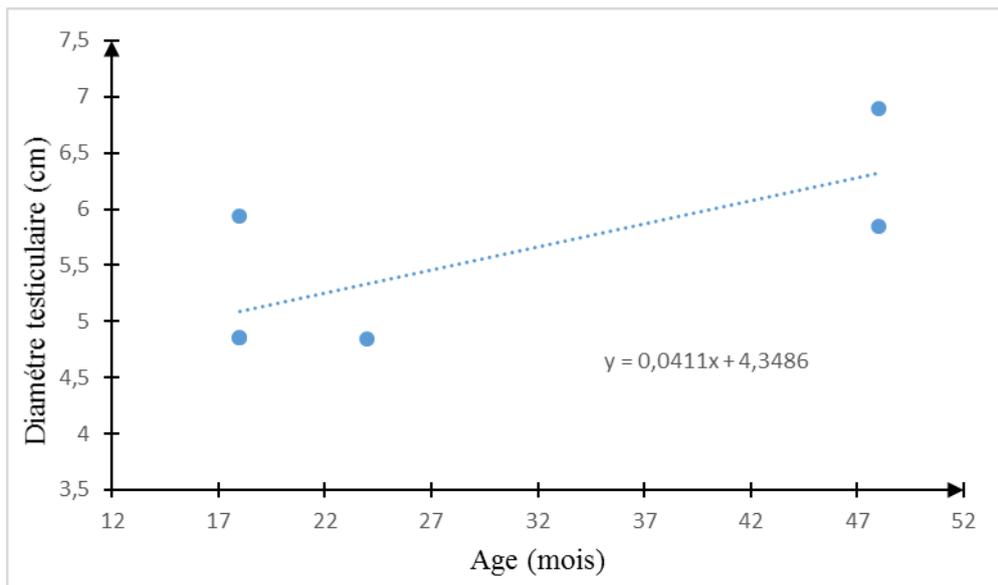


Figure 15 : Relation entre le diamètre testiculaire et l'âge.

2.2.3. Longueur testiculaire :

La longueur testiculaire chez les boucs étudiés présente des scores variant entre 7,44 et 8,86 cm, avec une moyenne de $8,61 \pm 1,78$ cm.

Ce paramètre varie selon l'âge suivant une équation de régression de la courbe linéaire $y = 0,0409x + 6,8901$.

Dont :

X : âge des animaux (mois).

Y : longueur testiculaire (cm).

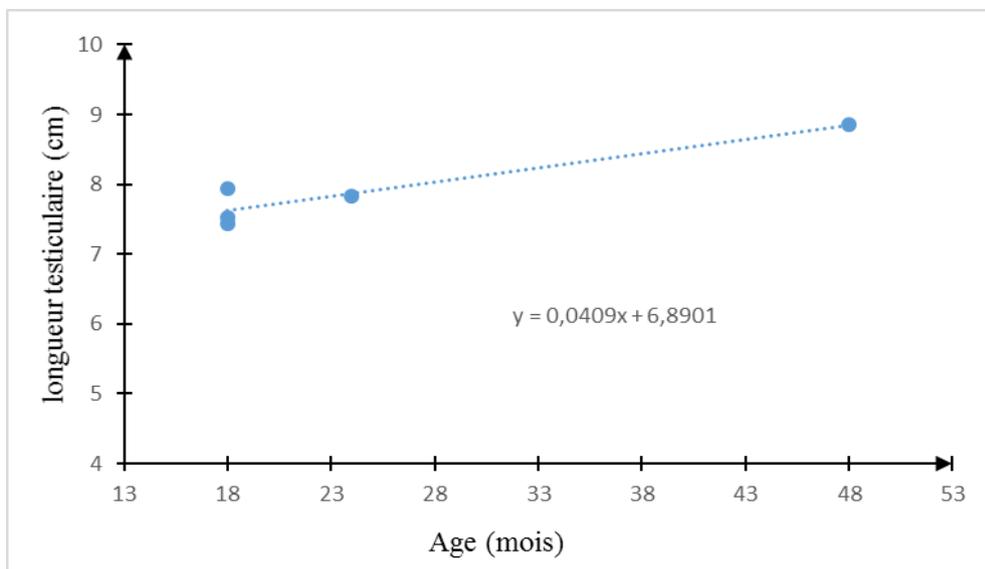


Figure 16 : la relation entre la longueur testiculaire et l'âge.

2.2.4. Diamètre de la queue de l'épididyme :

La courbe ci-dessous montre que le diamètre de la queue de l'épididyme présente des scores variant entre 2,54 et 4,32 cm (figure 17), avec une moyenne de $2,89 \pm 0,64$ cm. Ce paramètre varie selon l'âge suivant une équation de régression linéaire : $y = 0,0471x + 1,6902$. (X : âge des animaux ; Y : Diamètre de la queue de l'épididyme).

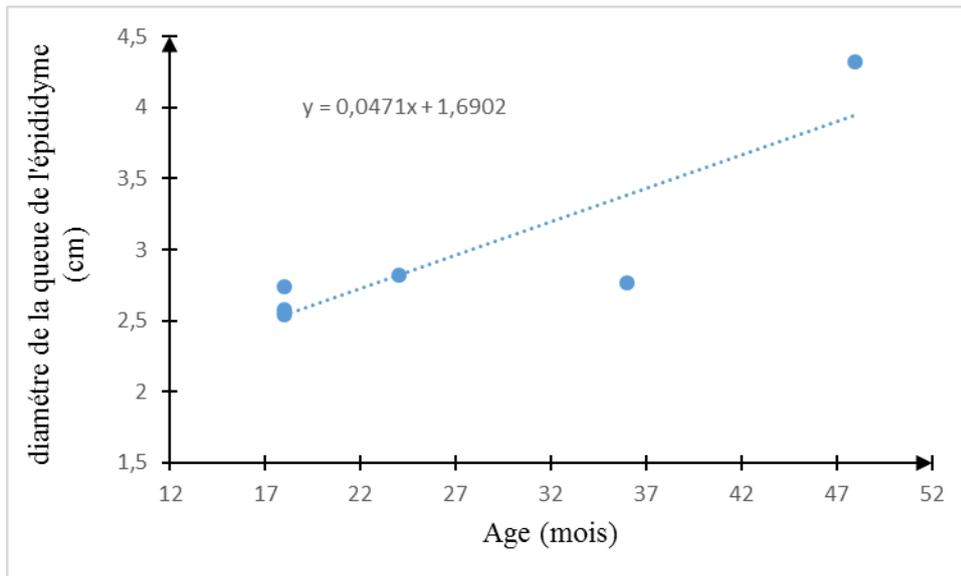


Figure 17 : la relation entre Diamètre de la queue de l'épididyme et l'âge.

3. La corrélation entre les différents paramètres mesurés :

3.1. Groupe A :

Tableau 02 : Coefficient de corrélation entre les paramètres mesurée du groupe A.

r	Age	CS (cm)	LT (cm)	DT (cm)	DE (cm)
Age	1				
CS (cm)	0,81	1			
LT (cm)	0,72	0,94	1		
DT (cm)	0,62	0,87	0,84	1	
DE (cm)	0,84	0,83	0,79	0,52	1

CS : Circonférence scrotale (cm), LT : Longueur testiculaire (cm), DT : Diamètre testiculaire (cm), DE : Diamètre de la queue de l'épididyme (cm).

Le tableau ci-dessus montre que les différents paramètres étudiés varient d'une manière significative avec l'âge.

3.2. Groupe B :

Tableau : : Coefficient de corrélation entre les paramètres mesurée du groupe B.

r	Age	CS (cm)	LT (cm)	DT (cm)	DE (cm)
Age	1				
CS (cm)	0,88	1			
LT (cm)	0,94	0,89	1		
DT (cm)	0,73	0,52	0,73	1	
DE (cm)	0,86	0,87	0,64	0,82	1

CS : Circonférence scrotale (cm), LT : Longueur testiculaire (cm), DT : Diamètre testiculaire (cm), DE : Diamètre de la queue de l'épididyme (cm).

Le tableau ci-dessus montre que les différents paramètres étudiés varient d'une manière significative avec l'âge.

Discussion

La circonférence testiculaire est une mesure indirecte de la masse testiculaire. C'est une mesure facile et fiable et fournit une indication de la taille et de la croissance (Chacon et al., 1999). Shamsuddin et al. (2000) ont rapporté que la circonférence testiculaire moyenne du bouc bengale noir à la puberté variait de 14,0 à 16,0 cm, ce qui est relativement inférieur à celui obtenu dans notre étude ($23,59 \pm 3,06$ cm et $28 \pm 4,42$ cm pour les deux catégories d'âge respectivement).

Des résultats inférieurs ont également été rapportés par Keith et al. (2009) et Mekasha et al. (2008), Ugwu (2009) ($17,25 \pm 0,76$ cm) ainsi que Adedeji et Gbadamosi (1999) dans une étude réalisée sur les boucs Red Sokoto à l'âge de 2 ans (22,6 cm).

Cependant une valeur comparable a été signalée par Raji et al. (2008) (23,17 cm).

La variabilité peut être due à la différence de race, au niveau de groupe contemporain, à l'âge et au poids (Bourdon et Brinks, 1986).

L'effet significatif de l'âge sur les mesures testiculaires chez les boucs Red Sokoto a été signalé par d'autres auteurs ; Ogwuegbu et al. (1985); Shamsuddin et al. (2000); Et Rahman, (2007). Le groupe d'âge 21-24 a été observé comme étant supérieur dans la circonférence testiculaire que les autres groupes d'âge. Cela pourrait être dû à des différences d'âge et de

poids corporel. Une grande circonférence testiculaire est associée à une bonne qualité séminale et à une forte production journalière de sperme (Mekasha et al., 2007).

Les changements dans la circonférence testiculaire après avoir atteint la maturité sexuelle peuvent survenir chez les boucs en raison de l'influence de la photopériode, de l'état nutritionnel et de la température (Bongso et al., 1982 ; Coelho et al., 2006 ; Almeida et al., 2007 ; Delgadillo et al., 2007).

Des études antérieures ont démontré que ce paramètre augmente rapidement chez les jeunes taureaux, seulement progressivement dans les taureaux matures et peut même diminuer à mesure que les taureaux vieillissent (Brito et al., 2002).

Dans la présente étude, la taille des testicules variait selon les différents groupes d'âge. On a également observé une augmentation de la longueur et le diamètre des testicules avec l'âge des animaux. Cela corrobore avec les résultats de Islam (2001), Gofur et al., (2007), Raji et al., (2008) et Kabiraj et al. (2011).

Le diamètre testiculaire est fortement lié à la production de sperme (Coulter et al., 1975).

Raji et al. (2008); Et Adedeji et Gbadamosi (1999) ont signalé une longueur testiculaire de 13,6 cm et 13,26 cm à l'âge de 2 ans chez les boucs Red Sokoto, respectivement. Ces résultats dépassent les valeurs obtenues dans le présent travail ($6,99 \pm 0,73$ cm et $8,61 \pm 1,78$ cm chez les deux catégories d'âge respectivement).

Conclusion

L'étude que nous avons menée sur l'évaluation des paramètres testiculaire chez les boucs de population locale dans la wilaya de Blida, nous a permis de faire ressortir les points suivants :

- Les mensurations gonadiques d'un seul testicule suffisent, puisque les deux gonades ne diffèrent pas significativement.
- La croissance testiculaire conditionne la future valeur reproductive de l'animal, car les spermatozoïdes seront émis en quantité proportionnelle à la taille testiculaire. Ce qui rend le suivi de la croissance testiculaire au même temps que la croissance corporelle indispensable pour le choix des futurs reproducteurs.
- Une corrélation significative et positive entre la circonférence scrotale et les autres paramètres de la morphologie testiculaire étudiés. Ainsi, une sélection basée sur la circonférence scrotale seule suffit pour la sélection à jeune âge des animaux destinés à la reproduction.
- Il conviendrait de compléter ce travail par l'identification des facteurs qui induisent la croissance testiculaire et la différenciation cellulaire aboutissant à la spermatogénèse (caractériser les profils endocriniens de la LH et de la testostérone) et d'étudier l'effet de l'alimentation et de la saison de naissance sur l'avènement de la puberté.
- Enfin, une étude plus étalée dans le temps sur la morphologie testiculaire et la production spermatique chez les boucs de population locale pendant les différentes saisons de l'année, permet de dissocier l'effet du niveau alimentaire et celui de la photopériode sur la saisonnalité de reproduction chez le bouc.

References

A

ABDEL RAHIM, S. E. 1997. Studies on the age of puberty of male camels (*Camelus dromadaries*) in Saudi Arabia. *Vet. J.*, 154: 79-83.

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.

ADEDEJI OS, GBADAMOSI AJ. Relationship of scrotal circumference to age, bodyweight and the right and left scrotal length in the Red Sokoto goats. In : Proceedings of 26th annual Conference of Nigerian Society for Animal Production, Ilorin, Nigeria 1999 :10-13.

ALMEIDA AM, SCHWALBACH LMJ, CARDOSO LA. Scrotal, testicular and semen characteristics of young Boer bucks fed winter veld hay : the effect of nutritional supplementation. *Small Ruminants Research* 2007 ; 73 :216-220.

ALTMAN P.L, 1962. « Growth » *Biol. Handbooks*, 1 vol, Fed. Am. Soc. Exp. Biol. Washington, 608p.

AMANN, R. P., SCHANBACHER, B. D. 1983. Physiology of male reproduction. *J. Anim. Sci.*, 57: 380-403.

B

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., 124 p.

BARIL G, CHEMINEAU P, COGNIE Y GUERIN, Y., LEBOEUF, B., ORGEUR, P., VALLET, J.C. 1993. « Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins ». Rome : FAO : 231p.

BARONE, R. 1978. Anatomie comparée des animaux domestiques. Tome 3. Splanchnologie II. Appareil uro-génital. Fœtus et Annexes. Péritoine et topographie abdominale. Ed. Vigot, Paris : 951 p.

BARONE, R. 1990. Anatomie comparée des animaux domestiques. Tome 4. Splanchnologie II. Appareil uro-génital. Fœtus et Annexes. Péritoine et topographie abdominale. Ed. Vigot, Paris : 951 p.

BELIBASAKI, S., KOUIMTZIS, S. 2000. Sexual activity and body and testis growth in prepubertal ram lambs of Friesland, Chios, Karagouniki and Serres dairy sheep in Greece. *Small Rum. Res.*, 37 : 109-113.

BONGSO TA JAINUDEEN MR, SITIZAHRAH A. Relationship of scrotal circumference to age, body weight and onset of spermatogenesis in goats. *Theriogenology* 1982 ; 18(5): 513-524.

BONNES, G., DESCLAUDE., DROGOUL, C., GADOUD, R., le LOC'H, A., MONTMEAS, L., ROBIN, G. 2005. Reproduction des animaux d'élevages. 2^{ème} Ed. Dijon: Educagri (Ed.): 407 p.

BOUE P, CORTEEL J.M, 1992. « Aptitude of male goat sperm to withstand freezing. Combined effects of season and time of sexual rest between two successive semen collections ». In: lokeshar R.R. (ed), Recent Advances in goat production. Proc. 5th Intl. Conf. On Goat, New-Delhi, vol 2, 1042-1045.

BOURDON RM, BRINKS JS. Scrotal circumference in yearling Hereford bulls: Adjustment factors, heritability and genetic, environmental and phenotypic relationships with growth traits. Journal of Animal Science 1986; 62:958-967.

BRITO LF, SILVA AE, RODRIGUES LH, DERAGON LA, KASTELIC JP. Effect of age and genetic group on characteristics of the scrotum, testes and testicular vascular cones, and on sperm production and semen quality in AI bulls in Brazil. Theriogenology 2002; 58:1175–1186.

BROWN, B. W. 1994. A review of nutritional influences on reproduction in boars bulls and rams. Reprod. Nutr. Dev., 34: 89-114.

C

CHACON J, PEREZ E, MULLER E, SODERQUIST L, RODRIGUEZ-MARTINEZ H. Breeding soundness evaluation of extensively managed bulls in Costa Rica. Theriogenology 1999; 52:221-231.

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.

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.

CLAYPOOL, L. E., FOSTER, D. L. 1990. Sexual differentiation of the mechanism controlling pulsatile secretion of luteinizing hormone contributes to sexual differences in the timing of puberty in sheep. Endocrinology, 126: 1206-1215.

COELHO LA, SASA A, NADER. Characteristics of the ejaculated semen of goat under caloric stress in camera bioclimática. Brazilian archive of Veterinary Medicine and Zootecny 2006; 58(4):544-549.

CORTEEL JM, 1974. Viabilité des spermatozoïdes de bouc conservé et congelés avec ou sans leur plasma séminal : effet du glucose. Ann. Bio. Anim. Biochim. Biophys. 14 :741-745

CORTEEL J.M., 1977. « Production, storage and artificial insemination of goat semen ». In: Management of reproduction in sheep and goats Symposium, Madison, July 24-25, 41-57.

CORTEEL J.M, BARIL G, LEOEUF B, MARCELLIER N, 1978. « Voies disponibles pour augmenter l'utilisation des meilleurs boucs ». 4^{ème} journée, Rech. Ovine et Caprine, 358-366. Edition Inra-Itovic, Paris.

CORTEEL J.M, BARIL G, LEBOEUF B, MARCELLIER N, (1978). «Voies disponible pour augmenter l'utilisation des meilleurs boucs ». 4ème journée, Rech. Ovin et caprine, 358-366.Edition Inra-Itovic, paris.

CORTEEL J.M, 1981. « Collection processing and artificial insemination of goat semen » dans « Goat production » de Gall C., Academic press.

COULTER GH, LARSON LL, FOOTE RH. Effect of age on testicular growth and consistency of Holstein and Angus bulls. Journal of Animal Science 1975; 41:1383-1389.

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.

CRAPLET, C. 1952. Reproduction normale et pathologique des bovins. 1ère Ed., Vigot frères (Ed.) : 260p.

CRAPLET, C., THIBIER, M. 1977. Le mouton: Tome 4, 4ème Ed., Vigot frère (Ed), Paris: 575P.

CUQ P, 1973. Bases anatomiques et fonctionnelles de la reproduction. Chez le Zébu (Bos indicus) Rev. Elev. Méd. Vét. Pays Trop.,26, 21-48.

D

DAVIS, G. P., HINCH, G. N., THWAITES, C. J., KINGHORN, B. P. 1986. Attainment of puberty in rams selected on weaning weight. Proc. Aust. Soc. Anim. Prod., 16: 175-178.

DELGADILO J.A, 1990. « Abolition des variation saisonnieres de l'activité sexuelle chez le bouc par des traitements photoperiodiques ». Thèse Montpellier, France, 119p.

DELGADILLO, J. A., DE SANTIAGO-MIRAMONTES, M. A., CARRILLO, E. 2007. Season of birth modifies puberty in female and male goats raised under subtropical conditions. Animal, 1: 858-864.

DELGADILLO JA, SANTIAGO-MIRAMONTES MA, CARRILLO E. Season of birth modifies puberty in female and male goats raised under subtropical conditions. Animal Science2007 ; 1(6): 858-864.

DERIVAUX F, ECTORS J, 1986 « Reproduction chez les animaux domestique ». 3ème édition cabay louvain-la-neuve, Belgique.

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, No. 13: 276p, Barcelona, Spain.

DESJARDINS, C. 1978. Endocrine régulation of reproductive développement and function in the male. J. Anim. Sci., 47: 56-79.

DOLLANDER, A., FENART, R. 1979. Embryologie générale comparée et humaine. 4^{ème} Ed. Flammarion Médecine Sciences (Ed.): 394p.

DRION P-V, BECKERS J.F, ECTORS F, 1993. « Physiologie de la reproduction ». Université de Liège, Faculté de médecine vétérinaire.

E

EBLING, F. J. P. 2005. The neuroendocrine timing of puberty. *Reproduction*, 129: 675-683.

F

Feliachi K. 2003. Point focal algérien pour les ressources génétiques. Rapport National sur les ressources génétiques animales: Algérie. 29-30

FOSTER, D.L., NAGATANI, S. 1999. Physiological perspectives on leptin as a regulator of reproduction: Role in timing puberty. *Biology of Reproduction*, 60: 205-215.

G

GALBRAITH, H., BERRY, A. D. 1994. Effect of naturally occurring and synthetic androgens on growth, body composition and muscle glucocorticoid receptors in wether lambs. *Anim. Prod.*, 58: 357-364.

GANONG, W.F. 1991. Role of the nervous system in reproduction in domestic animals. In: CUPPS, P.T. (Ed.) *Reproduction in domestic animals*. 4th Ed., Academic Press, Inc. San Diego. New York. Boston. London. Sydney. Tokyo: 670 p.

GETTY, R. 1975. The anatomy of the domestic animals. 5ème édition, London: W. B. Saunders Company, Vol. 2 : 2095 p.

GIROD C, CZYBA J-C 1977. « Biologie de la reproduction ». Simep édition, 356p, p11-120.

GOELZ J.L, 1999. « L'examen de reproduction du bélier ». *Sheep latter international* vol 19, numéro5.

GOFUR MR, KHAN MZI, KARIM MR, ISLAM MN. Biometry of testis of indigenous bull (*Bos indicus*) of Bangladesh in relation to body weight and scrotal circumference. *Journal of Bangladesh Society of Agricultural Science and Technology* 2007; 4(1&2):205-208.

GRAU, H., WALTER, P. 1975. Précis d'histologie et d'anatomie microscopique des animaux domestiques. Vigot Frère, Paris (Ed.) :188 p.

H

HABAULT, P. 1969. Elément de zootechnie générale. 3ème édition, Bailliere, J.B. et Fils (Ed.) :12-17.

HADLEY, M.E. 1992. Endocrinology. 3rd Ed. Prentice Hall, Englewood Cliffs, New Jersey, USA (Ed.): 608p.

HAFEZ E.S.E, 1968. « Reproduction in animals ». 1 vol, Lea-febiger, Philadelphia, 2ème édition, 440p.

HAMMOND, J. 1961. Reproduction, croissance et hérédité des animaux de la ferme. 1 ère Ed., Vigot frères (Ed.) : 268p.

HANZEN Ch., 2005. Cours doctorat, chapitre 12. « L'anoestrus saisonnier des petits ruminants ».

HANZEN C, 2006. « Propédeutique de l'appareil reproducteur male et examen du sperme des ruminants, équidés et porc ». Cours de reproduction, université de liège, Belgique.

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, Proceeding of the second Biennial Conference of the African Small Ruminant Research Network, AICC, Arusha, Tanzania, 7-11 December 1992. ILCA (international Livestock Centre of Africa) / CTA (Technical Centre for Agricultural and Rural Co-operation) Addis Ababa, Ethiopia, 268 p.

HERRERA-ALARCON, J., VILLAGOMEZ-AMEZCUA, E., GONZALEZ-PADILLA, G., JIMENEZ-SEVERINO, H. 2007. Stereological study of postnatal testicular development in Blackbelly sheep. *Theriogenology*, 68, 4: 582-591.

HOCHEREAU-de REVIERS, M. T., PERREAU, C., LOCATELLI, A., BOSCH, M. 1995. Ontogenesis of somatic and germ cells in sheep fetal testis. *J. Reprod. Fert.*, 103: 41-46.

I

ISLAM N. Anatomical studies of the male genital system of Black Bengal goat. MS. Thesis, Department of Anatomy and Histology, Bangladesh Agricultural University, Mymensingh 2001:41-49.

J

JACKSON, L. M., TIMMER, K. M., FOSTER, D. L. 2008. Sexual differentiation of external genitalia and the timing of puberty in the presence of an antiandrogen in sheep. *Endocrinology*, 149: 4200-4208.

JIMENEZ-SEVERIANO, H., REYNOSO, M. L., ROMAN-PONCE, S. I., ROBLEDO, V. M. (2010). Evaluation of mathematical models to describe testicular growth in Blackbelly ram lambs. *Theriogenology*, 74: 1107-1114.

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: 670 p.

K

KABIRAJ SK, MASUDUL HOQUE SA, KHANDOKER MAMY, HUSAIN SS. Testicular biometry and its relationship with body weight and semen output of black Bengal bucks in Bangladesh. *Journal of Cell and Animal Biology* 2011 ; 5(2): 27-32.

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.

KEITH L, OKERE C, SOLAIMAN S, TILLE O. Accuracy of Predicting Body Weights from Body Conformation and Testicular Morphometry in Pubertal Boer Goats. *Research Journal of Animal Sciences* 2009; 3(2):26-31.

KOLB, E. 1975. Physiologies des animaux domestiques. Ed. Vigot Frères Paris (Ed.): 974 p.

KOSUT, S. S., WOOD, R. I., HERBOSA-ENCARNACIÓN, H., FOSTER, D. L. 1997. Prenatal androgens time neuroendocrine puberty in the sheep: Effect of testosterone dose. *Endocrinology*, 138: 1072-1077.

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.

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.

L

LANGFORD, G. A., SHRESTHA, J. N. B., SANFORD, L. M., MARCUS, G. J. (1998) Reproductive hormone levels of early postpubertal ram lambs in relation to breed, adult testis size and semen

quality. *Small Rum. Res.*, 29: 225-231.

LEBOEUF B. et al, 1998a. L'insémination artificielle et l'amélioration génétique chez la chèvre laitière en France. *INRA Prod. Anim.* 11 :171-181.

LEBOEUF B. et al. 1998b. Artificiel insemination of dairy goats in France. *Livestock Prod. Sci.*, 55 :193-203.

LEBOEUF B. et al, 2000. Production and storage of goat semen for artificial insemination. *Anim. Reprod. Sci.*, 62 :113-141.

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

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'élevage ovin. Hachette (Ed.): 255p.

M

MANDIKI, S. N. M., DERYCKE, G., BISTER, J. L., PAQUAY, R. (1998) Influence of season and age on sexual maturation parameters of Texel, Suffolk and Ile de France rams. 1. Testicular size, semen quality and reproductive capacity. *Small Rum. Res.*, 28:67-79.

MASEK, K. S., WOOD, R. I., FOSTER, D. L. 1999. Prenatal Dihydrotestosterone differentially masculinizes tonic and surge modes of luteinizing hormone secretion in sheep. *Endocrinology*, 140: 3459-3466.

MCKEOWN, R. M., CALLAGHAN, D. O., ROCHE, J. F., BOLAND, M. P. 1997. Effect of immunization of rams against bovine inhibin $\alpha 1$ -26 on semen characteristics, scrotal size, FSH, LH and testosterone concentration. *J. Repro. Fertil.*, 109: 237-345.

MEKASHA Y, TEGEGNE A, RODRIGUEZ-MARTINEZ H. Effect of supplementation with agro industrial by products and Khat (*Catha edulis*) leftovers on testicular growth and sperm production in Ogaden bucks. *Journal of Veterinary Medicine* 2007; 54:147–155.

MEKASHA Y, TEGEGNE A, ABERA A, Rodriguez-Martinez H. Body size and testicular traits of tropically adapted bucks raised under extensive husbandry in Ethiopia. *Reproduction of Domestic Animal* 2008; 43:196-206.

MOUSTARIA A. 2008. Identification des races caprines des zones arides en Algérie. *Revue des régions arides.* 21, 1378-1382.

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.

N

NICKEL R., 1973. « The viscera of the domestic mammals » 1vol. verlagpaul parey, 401p.

NOAKES, D.E., PARKINSON, T.J., ENGLAND, G.C.W. 2001. Arthur's Veterinary reproduction and obstetrics (*Theriogenology*). 8th Ed., Saunders Elsevier (Ed.): 868 p.

O

OGWUEGBU SO, OKO BO, AKUSU MO, ARIE TA. Gonadal and extragonadal sperm reserves of the maradi (Red Sokoto) goat. *Animal Health and Production in Africa* 1985; 33:139-141.

OLSTER, D. H., FOSTER, D. L. 1986. Control of gonadotrophin secretion in the male during puberty: a decrease in response to steroid inhibitory feedback in the absence of an increase in steroid-independent drive in the sheep. *Endocrinology*, 118: 2225-2234.

OLSTER, D. H., FOSTER, D. L. 1988. Control of gonadotrophin secretion during the pubertal and seasonal transitions in the male sheep. *J. Reprod. Fert.*, 82 : 179-191.

P

PAREZ M, DUPLIN J.M, 1987. « L'insémination artificielle bovine (reproduction et amélioration génétique) ». Edité par I.T.E.B.et U.N.C.E.I.A Paris (France), p 17-82

PELLICER-RUBIO MT. COMBARNOUS Y 1998. Deterioration of goat spermatozoa in skimmed milk-based extender as a result of oleic acid released by the bulbourethral lipase BUSgp60. *J. Reprod. Fertil.* 112 :95-105.

R

RAHMAN S. Morphometric characterization of Black Bengal buck. MS thesis. Department of Animal Breeding and Genetics, Faculty of Animal Husbandry, Bangladesh Agricultural University, Mymensingh 2007: 71-82.

RAJI AO, IGWEBUIKE JU, ALIYU J. Testicular biometry and its relationship with body weight of indigenous goats in a Semi-Arid region of Nigeria. *Journal of Agricultural and Biological Science* 2008; 3(4):6-9.

REF SAL KR,1986. Collection and evaluation of caprine semen. In: Morrow DA. *Current Therapy in Theriogenology* 2 Philadelphie Ed. WB. Saunders Company : 619-621.

REGAUDIE, R., REVELEAU, L. 1977. Le mouton. 2ème Ed. J. B. Ballière (Ed.) : 567p.

RIEUTORT, M. 1995. *Physiologie animale. Tome 2 : Les grandes fonctions.* 4ème Ed. Masson : 281p.

S

SCHANBACHER, B. D., LUNSTRA, D. D. 1977 Acute and chronic effects of gonadotropin releasing hormone on reproductive characteristics of rams during the non-breeding season. *J. Anim. Sci.*,44: 650-655.

SCHANBACHER, B. D. 1982. Hormonal interrelationships between hypothalamus, pituitary and testis of rams and bulls. *J. Anim. Sci.*, 55: 56-67.

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: 670 p.

SHAMSUDDIN M, AMIRI Y, BHUIYAN MMU. Characteristics of buck semen with regard to ejaculate numbers, collection intervals, dilution and preservation periods. *Reproduction of Domestic Animal* 2000; 35:53-57.

SHOENIAN S, 2005. « Reproduction in the ram ». Prolongation de coopérative du Maryland. Université de maryland.

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.

SHRESTHA, J. N. B., FISER, P. S., LANGFORD, G. A., HEANEY, D. P. (1983). Influence of breed, birth date, age and body weight on testicular measurements of growing rams maintained in a controlled environment. *Can. J. Anim. Sci.*, 63: 835-847.

SKINNER, J. D., ROWSON, L. E. A. 1968. Puberty in Suffolk and cross-bred rams. *J. Reprod. Fert.*, 16: 479-488.

SOLTNER, D. 2001. *Zootechnie générale Tome 1 : La reproduction des animaux d'élevage.* 3ème Ed. Sciences et Techniques Agricoles, Paris (Ed.) : 218p.

STABENFELDT, G.H. 1992. Reproduction /lactation. In: CUNNINGHAM, J.G. (Ed.) *Text book of veterinary physiology.* W.B. Saunders Company: 656 p.

T

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.

U

UGWU SOC. Relationship between scrotal circumference, in situ testicular measurements and sperm reserves in the West African dwarf bucks. *African Journal of Biotechnology* 2009; 8(7):1354-1357.

V

VAISSAIRE, J.P. 1977. Sexualité et reproduction des mammifères. Maloine S.A. Ed., Paris : 457 p.

VOGLMAYN, J. K., MUSTO, N. A., SAKSENA, S. K., BROWN-WOODMAN, P. D. C., MARLEY, P. B., WHITE, I. G. 1977. Characteristics of semen collected from the cauda epididymidis of conscious rams. *J. Reprod. Fert.*, 49: 245-251.

W

WHITE, I. G., WALES, R. G. 1961. Comparison of epididymal and ejaculated semen of the ram. *J. Reprod. Fert.*, 2: 225-237.

WOOD, R. I., EBLING, F. J. P., FOSTER, D. I. 1991. Sex differences in nutritional modulation of gonadotropin secretion during development: studies in the growth retarded lambs. *Bio. Repro.*, 44 : 632-639.

	Age	CS	DT			LT			DE		
			G	D	Moy	G	D	Moy	G	D	Moy
Groupe A 8-12 mois	08	19	3,63	3,42	3,52	6,34	6,03	6,18	1,73	1,73	1,73
	08	19	3,66	3,13	3,39	5,65	5,65	5,65	1,98	1,90	1,94
	08	27	5,55	5,04	5,29	7,61	7,61	7,61	2,85	2,62	2,73
	10	23	5,12	4,87	4,99	7,66	7,34	7,50	1,83	1,83	1,83
	10	24	4,92	4,92	4,92	7,59	6,95	7,27	2,11	1,82	1,96

Annexes

Tableau 01 : Présentation des résultats des mensurations testiculaires selon les catégories d'âge.

	10	26	5,46	5,32	5,39	6,65	6,20	6,42	3,32	3,12	3,22
	12	20	5,66	5,15	5,40	7,09	6,51	6,80	3,38	3,24	3,31
	12	24,5	4,35	4,55	4,45	7,64	7,64	7,64	2,30	2,21	2,25
	12	23	4,45	4,45	4,45	7,02	6,74	6,88	2,59	2,18	2,38
	12	27,7	5,55	5,55	5,55	7,83	7,47	7,65	2,70	2,70	2,70
	12	27	5,37	5,37	5,37	7,47	6,95	7,21	2,44	2,44	2,44
	12	21	4,56	4,06	4,31	6,06	6,06	6,06	2,22	2,22	2,22
	12	25,5	5,15	4,58	4,86	8,21	7,86	8,03	2,63	2,32	2,45
	Moyenne	23,59	4,87	4,57	4,76	7,14	6,84	6,99	2,46	2,33	2,39
	Ecart type	3,06	0,69	0,73	0,70	0,76	0,71	0,73	0,51	0,48	0,84
Groupe B >12 mois	18	27	6,42	5,47	5,94	7,46	7,42	7,44	2,74	2,74	2,74
	18	24	5,07	4,66	4,86	7,53	7,53	7,53	2,67	2,42	2,54
	18	25,5	4,86	4,86	4,86	8,06	7,83	7,94	2,58	2,58	2,58
	24	23,5	5,00	4,69	4,84	7,96	7,70	7,83	2,95	2,70	2,82
	36	36	7,56	7,56	7,56	11,10	11,10	11,10	2,77	2,77	2,77
	48	29	7,22	6,57	6,89	10,00	9,27	5,13	4,40	4,25	4,32
	48	31	6,01	5,69	5,85	9,24	8,48	8,86	2,53	2,44	2,48
	Moyenne	28	6,02	5,64	5,83	8,76	8,47	8,61	2,94	2,84	2,89
	Ecart type	4,42	1,10	1,08	1,07	1,38	1,32	1,78	0,65	0,63	0,64