



Institut des
Sciences
Vétérinaires- Blida



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 :

NAIT WALID

NEMDIL ROMAISSA

Devant le jury :

Président : Dr Ouchene Nassim Maitre de conférences A université de Blida.

Examineur : Dr Akkou Madjid Maitre de conférences B université de Blida.

Promotrice : Dr Khelifi Nadjjet-Amina Maitre de conférences A université de Blida.

Année scolaire : 2016 / 2017

Remerciements

D'abord les plus forts de nous remerciements sont pour Dieu «ALLAH» le tout puissant, de nous avoir guidé et de nous avoir accordé la force et la patience pour réaliser ce travail, par la manière que lui admette de nous, "Amine".

Nous tenons à remercier notre promotrice Dr Khelifi Nadjet-Amina maitre de conférence B à l'institut des sciences vétérinaires de Blida pour l'encadrement, merci pour ces conseils, ces critiques, son attention sur notre travail, son encouragement, sa patience et sa disponibilité afin de nous guider durant tout notre travail à travers la porte qui nous à ouvert de sa expérience et savoir-faire. Qu'elle trouve ici notre profonde gratitude.

Nous remercions le Dr Ouchene Nassim maitre de conférences A à l'institut des sciences vétérinaires de Blida et le Dr Akkou Madjid maitre de conférences B à l'institut des sciences vétérinaires de Blida d'avoir examiné notre travail.

Un grand merci est adressé également aux enseignants de l'institut des sciences vétérinaire de Blida pour tout ce qu'ils nous ont donné comme savoir et savoir-faire.

Dédicace

Je dédie mon travail

A Mes chers parents, que nulle dédicace ne puisse exprimer mes sincères sentiments, pour leurs patiences illimitées, leurs encouragements contenus, leurs aides, on témoignage de mon profond amour et respect pour leur sacrifices, Puis Dieu tout puissant vous garder et vous procurer sante et bonheur.

A mes chers frères et sœurs pour leurs grands amours et leurs soutiens, qu'ils trouvent ici l'expression de ma haute gratitude.

A Nemdil Romaiassa pour son soutien tout au long du projet, qu'elle trouve ici le témoignage de mon immense affection, l'expression de mon grand attachement.

A ma tante et son marie pour leurs soutiens.

A mes chers amis pour leurs présences et soutiens.

A Benighile Belgacem pour son soutien.

A tous ceux qui pensent et prennent soins des animaux.

Nait Walid.

Dédicace

Je dédie ce travail

A toutes ma famille pour son soutien tout au long de mon cursus, surtout mes parents Mohamed et Zakia qui m'auront permis de poursuivre mes études jusqu'à aujourd'hui grâce à leurs amours, sacrifices, consentis pour le bien de leurs enfant, vous n'avez jamais baissez les bras devant les moments les plus difficiles, merci pour toutes les prières, vous m'avez beaucoup aidé et vous continuez de le faire, ce travail est entièrement le vôtre.

A mes sœurs souhila, wafaa et nafissa a notre enfance partagée.

A mes frères Abderrahmen, Abdelmalek et Youcef à ma nièce Nourelhouda, je vous souhaite un brillant parcours dans la vie.

A ma tante Madina, que je la considère comme une deuxième maman.

A mes amies d'enfance Nabila Fadia et Yasmine, a la meilleure équipe a notre amitié sincère qui a su résister au temps.

A mon binôme Walid, pour sa patience sa compétence et son soutien, pour tous les moments passés et a tous ce qui reste à venir.

A Mme Dalila Ferzali et Moufida pour votre patience, vous m'avez appris tellement de choses vous m'avez transmis votre amour a ce métier.

A mes enseignants qui m'ont transmis leurs savoirs et leurs passions.

A mes amis Assma, Nouhad, Imen, les deux Yasmine, Abir, Karima de Medea, Abdellah, Lotfi, Hana, Imen, Romaiïsa, Rania, à mes camarades pour les années qu'on a passé tous ensemble.

A toutes personnes qui m'a aidé.

Nemdil Romaiïsa.

Résumé

Un effectif total de 37 boucs de population locale de deux catégories d'âge à fait l'objet d'une étude de la morphobiométrie testiculaire (circonférence scrotale, longueur, diamètre testiculaire et diamètre de la queue de l'épididyme) en ajustant des courbes linéaires en fonction de l'âge 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 : ($22,12 \pm 2,17$ cm ; $24,04 \pm 3,61$ cm) ; ($4,27 \pm 0,43$ cm ; $4,80 \pm 0,71$ cm) ; ($6,91 \pm 0,85$ cm ; $7,56 \pm 0,78$ cm) et ($1,82 \pm 0,22$ cm ; $2,13 \pm 0,39$ 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

اجريت دراستنا على القياسات الحيوية (محيط كيس الصفن, قطر الخصية, طول الخصية, قطر ذيل الخصية) ل37 تيس من السلالة المحلية المنقسمة الى فئتين من العمر وذلك بتعديل المنحنيات الخطية اعتمادا على العمر لموسم الربيع 2017.

نتائج قياسات الخصية (محيط كيس الصفن, قطر الخصية, طول الخصية, قطر ذيل الخصية) المتحصل عليها لفئتي العمر (≥ 12 شهر و < 12 شهر) هي كالتالي : (2.17 ± 22.12 سم ; (3.61 ± 24.04 سم) ; (0.43 ± 4.27 سم ; (0.71 ± 4.80 سم) ; (0.85 ± 6.91 سم ; (0.78 ± 7.56 سم) و (0.22 ± 1.82 سم ; (0.39 ± 2.13 سم).

حيث تم ملاحظة وجود ارتباط ملموس بين قياسات الخصية وعمر التيس. نستنتج من هذا ان الاختيار في وقت مبكر على اساس قياسات الغدد التناسلية ضروري لتحسين سلوك استنساخ السلالة المحلية للماعز.

الكلمات الرئيسية: تيس , السلالة المحلية , القياسات الحيوية , ذكر

Abstract

A total of 37 locally grown locusts of two age groups were studied for testicular morph biometry (scrotal circumference, length, testicular diameter, and tail diameter of the epididymis) by adjusting curves Linear in relation to age during the spring season 2017.

The results obtained from the testicular measurements: Cs, Dt, Lt and De of the two age categories (≤ 12 months and > 12 months) were respectively: (22, 12 ± 2 , 17 cm, 24, 04 ± 3 , 61 Cm); (4.27 ± 0.43 cm, 4.80 ± 0.71 cm); (6.91 ± 0.85 cm, 7.56 ± 0.78 cm) and (1.82 ± 0.22 cm; 2.13 ± 0.39 cm).

Significant correlations were observed between testicular measurements and the age of the male goats. An early selection based on gonadal measurements is needed to optimize the breeding behavior of local population goats.

Key words: goat, local population, male, biometrics.

Sommaire

Remerciement
Dédicaces
Résumé en français
Résumé en arabe
Résumé en anglais
Listes des figures
Liste des tableaux
Liste des abréviations

Première partie : bibliographique

	Page
Introduction.....	01
Chapitre I : Rappel anatomo-physiologique.....	02
I.1 : Anatomie de l'appareil génital du bouc.....	02
I.1.A : Testicules et les enveloppes testiculaires.....	03
I.1.B : Voies spermatiques extra-testiculaires.....	04
I.1.C : Glandes annexes.....	05
I.2 : Sperme.....	06
Chapitre II : Physiologie de la reproduction chez le mâle.....	07
II.1 : Fonction testiculaire.....	07
II.2 : Spermatogenèse.....	07
II.2.1 : Spermatogenèse.....	07
II.2.2 : Méiose.....	08
II.2.3 : Spermiogénèse.....	08
II.3 : Formation du sperme.....	08
II.4 : Régulation hormonale de la fonction sexuelle.....	09
II.5 : Puberté.....	11
II.6 : Contrôle photopériodique.....	11
Chapitre III : Insémination artificiel caprine.....	12
III.1 : Historique.....	12
III.2 : Définition.....	12

III.3 : Avantages et inconvénients de l'IA.....	12
III.3.1:Avantages.....	12
III.3.1.1 : Avantages sanitaires.....	12
III.3.1.2 : Avantage génétique.....	13
III.3.1.3 : Avantage économique.....	13
III.3.2 : Inconvénients.....	13
III.4 : Différentes techniques d'insémination artificielle.....	14
III.5 : Préparation de la semence.....	15
III.5.1 : Récolte du sperme.....	15
III.5.2 : Examen du sperme.....	15
III.5.2.1 : Dilution du sperme.....	16
III.5.2.2 : Milieux de dilution.....	16
III.5.2.3 : Qualités des milieux de dilution.....	16
III.5.2.4 : Nature des milieux de dilution.....	16
III.5.2.5 : Taux de dilution.....	17
III.5.3 : Conservation et conditionnement.....	17
III.5.3.1 : Conservation à court terme.....	17
III.5.3.2 : Conservation à long terme.....	17
III.5.4 : Phase de refroidissement.....	17
III.5.5 : Phase de conditionnement.....	18
III.6 : Technique de l'insémination artificielle.....	18
III.6.1 : Moment de l'IA.....	18
III.6.2 : Procédé d'IA.....	19
III.6.2.1 : Particularités anatomo-physiologiques chez la chèvre.....	19
III.6.2.2 : Réalisation pratique de l'insémination.....	19
III.6.2.3 : Lieu de dépôt de la semence.....	19
Deuxième partie : expérimentale	
Objectif.....	21
I. Matériel et méthode.....	21
I.1 : Période de travail.....	21
I.2 : Présentation de la région d'étude.....	21

I.3 : Description des pratiques d'élevage.....	22
I.4 : Matériel.....	23
I.4.1 : Matériel biologique (Animaux).....	23
I.4.2 : Matériel de mensuration.....	23
I.5 : Méthode.....	24
II : Résultats.....	27
II.1 : Age des animaux.....	27
II.2 : Représentation des mensurations testiculaires selon l'âge.....	27
II.2.A : Groupe A.....	27
II.2.A.1 : Circonférence scrotale.....	27
II.2.A.2 : Diamètre testiculaire.....	28
II.2.A.3 : Longueur testiculaire.....	29
II.2.A.4 : Diamètre de la queue de l'épididyme.....	30
II.3.B : Groupe B.....	31
II.3.B.1 : Circonférence scrotale.....	31
II.3.B.2 : Diamètre testiculaire.....	32
II.3.B.3 : Longueur testiculaire.....	33
II.3.B.4 : Diamètre de la queue de l'épididyme.....	34
II.4 : Corrélation entre les variables.....	35
II.4.1 : Groupe A.....	35
II.4.2 : Groupe B.....	36
II. Discussion.....	37
Conclusion.....	39
Références bibliographiques	

Liste des tableaux

	Page
Tableau 1 : Présentation de l'effectifs étudié.....	23
Tableau 2 : Méthode d'identification de l'âge par la dentition.....	24
Tableau 3 : Présentation des résultats des mensurations testiculaires selon les catégories d'âge.....	27
Tableau 4 : Coefficient de Corrélations entre les paramètres mesurés du groupe A..	35
Tableau 5 : Coefficient de Corrélations entre les paramètres mesurés du groupe B..	36

Liste des figures

	Page
Figure 01 : Organes reproducteurs du bouc.....	02
Figure 02 : Testicule et ses enveloppes.....	04
Figure 03 : Régulation hormonale de la fonction sexuelle mâle.....	10
Figure 04 : Schéma de l'action de la photopériode sur l'axe hypothalamique-hypophysaire-gonadale.....	11
Figure 05 : Carte géographique de Blida.....	22
Figure 06 : Carte géographique de Tipaza.....	22
Figure 07 : Relation entre la circonférence scrotale et l'âge chez les boucs du groupe A.....	28
Figure 08 : Relation entre Le diamètre testiculaire et l'âge chez les boucs du groupe A.....	29
Figure 09 : Relation entre la longueur testiculaire et l'âge chez les boucs du groupe A.....	30
Figure 10 : Relation entre le diamètre de la queue de l'épididyme et l'âge chez les boucs groupe A.....	31
Figure 11 : Relation entre la circonférence scrotale et l'âge chez les boucs du groupe B.....	32
Figure 12 : Relation entre Le diamètre testiculaire et l'âge chez les boucs groupe B..	33
Figure 13 : Relation entre la longueur testiculaire et l'âge chez les boucs groupe B...	34

Figure 14: Relation entre le diamètre de la queue de l'épididyme et l'âge chez les boucs groupe B.....35

Liste des photos

	Page
Photo 01 : Ruban métrique.....	23
Photo 02 : Pied à coulisse.....	23
Photo 03: Utilisation du ruban métrique pour mesurer la circonférence scrotale....	25
Photo 04: Pied à coulisse utilisé pour mesurer la longueur testiculaire.....	25
Photo 05: Mensuration du diamètre de la queue de l'épididyme.....	26
Photo 06: Pied à coulisse utilisé pour mesurer le diamètre testiculaire.....	26
Photo 08: Détermination de l'âge.....	26

Liste des abréviations

ABP : Androgen binding protein

ADN : Acide désoxyribonucléique

°C : Degré Celsius

CO₂ : Dioxyde de carbone

cm : Centimètre

CS : Circonférence scrotale

D : Droit

DE : Diamètre de la queue de l'épididyme

DT : Diamètre testiculaire

FAO : Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture

FSH : Follicule stimulating hormone

G : Gauche

g : Gramme

GnRH : Gonadotropin releasing hormone

h : Heur

IA : Insémination artificielle

IBR : Rhinotrachéite infectieuse bovine

IVT : Illinois Variable Temperature

LH : Luteinizing hormone

LT : Longueur testiculaire mm : Millimètre

MST : Maladies sexuellement transmissibles ml : Millilitre

pH : Degré d'acidité

r : corrélation

spz : Spermatozoïde

µm : Micromètre

% : Pourcent

± : plus ou moins

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. 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 pratique est déroulée dans le centre du pays, région de Guerouaou (Blida) et Hadjout (Tipaza), où l'élevage caprin est disséminé dans cette région. Cette étude a pour objectifs de présenter la taille testiculaire à différents stades d'âge. Elle est réalisée à la fin de l'hiver et en début du printemps.

Partie bibliographique

Chapitre I : Rappel anatomo-physiologique

I.1. Anatomie de l'appareil génital du bouc

L'appareil génital mâle est formé par l'ensemble des organes chargés de l'élaboration du sperme et le dépôt de celui-ci dans les voies génitales de la femelle (Barone, 1978) (figure 1).

Le tractus génital mâle comprend :

- Deux gonades ou testicules qui élaborent les gamètes et sécrètent des androgènes.
- Les voies spermatiques qui assurent la maturation des spermatozoïdes et leur acheminement dans les voies génitales femelles.
- Les glandes annexes qui produisent le liquide séminal nécessaire à la survie des spermatozoïdes par un apport d'éléments nutritifs et leur transport dans un milieu liquide.

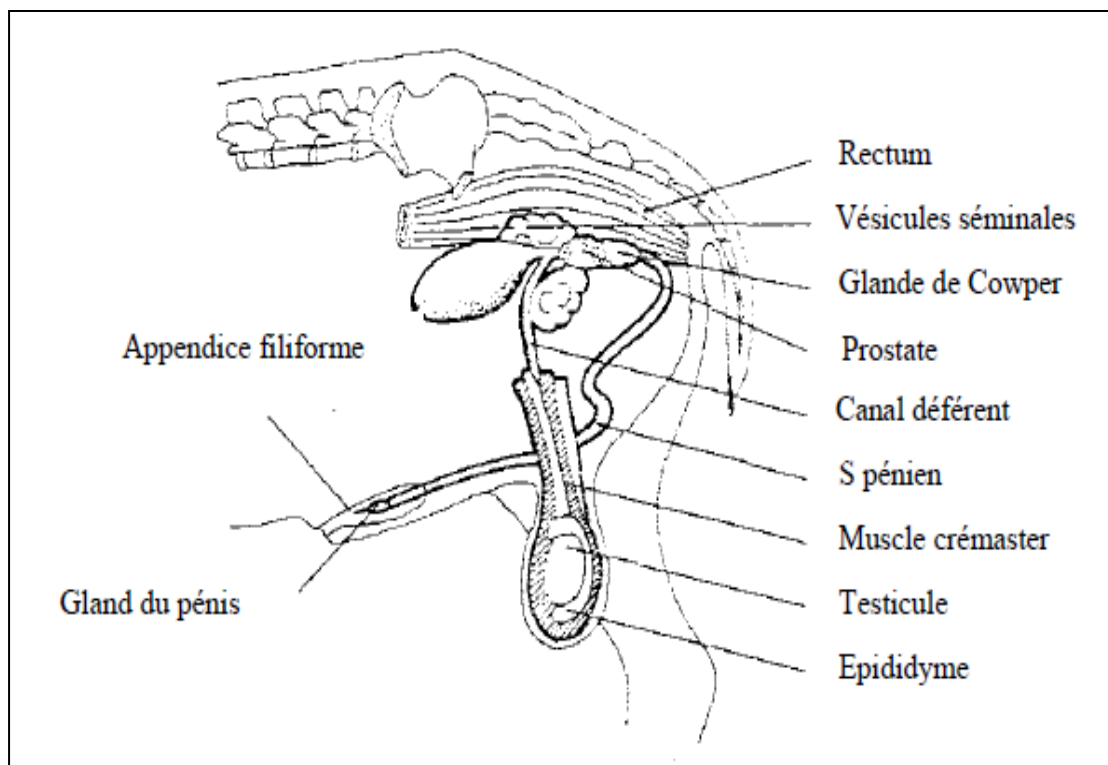


Figure 1 : Organes reproducteurs du bouc (Corcy, 1991).

I.1.A. Testicules et les enveloppes testiculaires

Les testicules sont situés en dehors de la cavité abdominale, en position sous-inguinale. Ainsi leur température est inférieure de 3 à 5°C à celle du corps, condition nécessaire au déroulement normale de la spermatogenèse (Bonne et al. 1988) (figure 2).

Chez les ruminants, les testicules sont dits pendulaires car ils sont de forme ovale et en position verticale. Chez le bouc adulte, le testicule mesure en moyenne 7,5 a 11,5 cm de haut et de 3,8 a 6,8 cm de large et varient en fonction de la saison sexuelle.

La circonférence scrotale, correspondant à la mesure du diamètre maximal, est de 28 à 30 cm (Mickelsen et Memon, 1997).

Les fonctions des enveloppes testiculaires sont de soutenir et de protéger les testicules, ainsi que d'assurer la thermorégulation de la glande. On retrouve de l'extérieur : le scrotum (peau et muscle dartos), un fascia fibreux, une tunique vaginale et l'albuginée, ainsi qu'un muscle révélateur du testicule, le crémaster. Il intervient dans la thermorégulation en contrôlant la position du testicule par rapport à l'abdomen.

Le cordon testiculaire relie le testicule à la cavité abdominale : il est constitué du canal déférent le transit des spermatozoïdes et du cône vasculaire qui assure la vascularisation et l'innervation du testicule.

Le plexus pampiniforme est un réseau d'anastomoses veineuses qui assurent le refroidissement du sang artériel.

Le testicule est divisé en plusieurs centaines de lobules à l'intérieur desquels les tubes séminifères sont pelotonnés. Les tubes séminifères sont constitués d'une lame basale et d'un épithélium séminal. En coupe, on observe, en périphérie de l'épithélium séminale, les noyaux des cellules de Sertoli dont le cytoplasme soutien et nourrit les cellules germinales.

Les spermatogonies se différencient, en spermatocytes I et II puis en spermatides et finalement en spermatozoïdes, en migrant vers la lumière du tube séminifères. Les tubes séminifères sont entourés d'une fin tissue conjonctive ou se

trouvent les capillaires sanguins et lymphatiques, les nerfs ainsi que des amas de cellules de Leydig (Stevens et Lowe, 1993).

A la sortie d'un lobule, les tubes séminifères contournés deviennent des tubes droits courts qui se réunissent en un réseau de canalicules anastomosés pour former le rete-testis. Ils se poursuivent par les canalicules efférents testiculaires (16 à 19 tubules chez le bouc). Leurs parties extra-testiculaires, pelotonnées sur elles mêmes, forment des cônes dont l'ensemble constitue la tête de l'épididyme (Bonne et al. 1988, Hemeida et al. 1978).

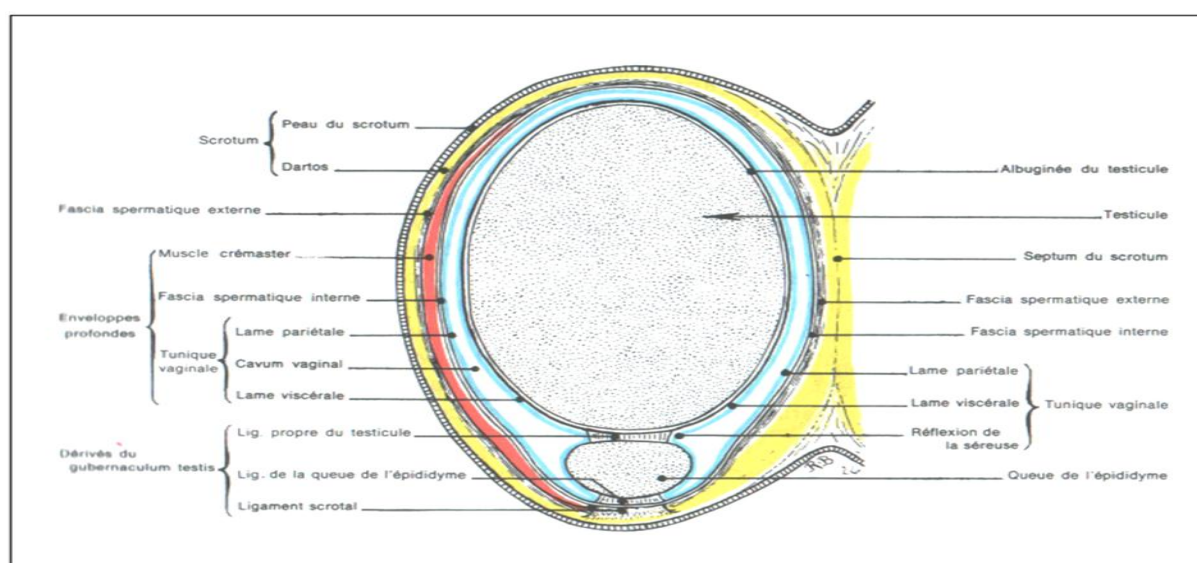


Figure 2 : le testicule et ses enveloppes (Barone, 1978)

I.1.B. Voies spermatiques extra testiculaires

L'épididyme est un organe allongé, plaqué le long du testicule, composé de trois parties : la tête, le corps et la queue. Elle est formée d'un très long système canaliculaire pelotonné qui débute par les canalicules efférents qui se réunissent au niveau du corps de l'épididyme pour donner un conduit unique le conduit épидидymaire. Il peut mesurer jusqu'à 60 mètres chez le bouc (Barone, 1978).

L'épididyme assure le stockage, le transport vers les organes éjaculateurs, et la maturation (acquisition de la mobilité et de la fécondance) des spermatozoïdes.

L'épididyme se poursuit par le conduit déférent qui transporte les spermatozoïdes jusque dans la cavité abdominale où il se jette dans l'urètre au niveau de la face dorsale de la vessie. La partie distale du canal déférent est élargie

pour donner l'ampoule, de 6 à 7 cm de long sur 4 à 5 mm de diamètre, chez le bouc (Barone, 1978).

L'urètre est un organe impair qui sert à la fois à l'excrétion du sperme et de l'urine. Il se divise en trois parties : l'urètre pelvien dans le bassin, le bulbe de l'urètre au niveau de l'inflexion sigmoïde et l'urètre pénien. Chez les petits ruminants, il se termine par un processus urétral à l'extrémité du pénis, de 3 à 5 cm de long chez le bouc (Barone, 1978).

Le pénis ou verge du bouc mesure 40 à 50 cm, il est mince, cylindrique, moins érectile et se termine en pointe à son extrémité libre (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).

I.1.C. Glandes annexes

Les glandes annexes sont au nombre de trois : les vésicules séminales, la prostate et les glandes bulbo urétrales. La prostate a la particularité d'être constituée uniquement d'une partie disséminée dans la paroi de l'urètre chez le bouc. Les sécrétions des glandes annexes participent à la formation du plasma séminal. Leur rôle majeur est l'apport de substrats énergétiques aux spermatozoïdes ainsi que leur dilution en milieu liquide ce qui favorise leur mobilité et leur transfert dans les voies génitales femelles. Plusieurs études ont montré que les sécrétions n'étaient pas indispensables à l'acquisition de la fécondance par les spermatozoïdes chez le bouc, c'est pourquoi dans le cadre de l'insémination artificielle, le plasma séminal peut être éliminé sans diminution de la fertilité des spermatozoïdes, à condition d'apporter des éléments nutritifs exogènes (Corteel, 1974).

I.2. Sperme

Le produit de l'éjaculation est appelé sperme, il est constitué de deux fractions :

- une fraction cellulaire (le spermatozoïde) : est une cellule hautement spécialisée qui assure la transmission du génome haploïde mâle (ADN) à l'œuf de la femelle (Thibault, 1975). C'est une cellule allongée très mobile de longueur variable selon les espèces (60 à 65 μm chez le bouc) (Altman, 1962). Elle se constitue d'une tête et d'un flagelle réunis par un col très bref.
- une fraction liquide appelée plasma séminale faite de sécrétion testiculaire et des sécrétions des glandes annexes (Vaissaire, 1977 ; Soltner, 1993).

Chez le bouc le sperme apparaît comme un liquide épais, Crémeux et inodore avec une viscosité plus élevée que celle du taureau (Vaissaire, 1977).

Le volume spermatique varie selon les espèces, et même dans l'espèce. Dans ce dernier cas il sera en rapport avec l'état physiologie du mâle, l'individu, la race, le développement corporel, le nombre de saillies ou de récolte et la méthode de récolte.

Le bouc a un sperme très concentré mais peu abondant dont le volume est de 1 ml et la concentration est de 3.5×10^9 spz/éjaculat (Dérivaux, 1971 ; Hafez, 1974). Chez le jeune de 7 à 10 mois. Le volume peut osciller entre 0.2 et 0.5 ml et de 0.6 à 2 ml chez le bouc adulte (Setchell, 1977 ; Corteel, 1988).

Chapitre II-Physiologie de la reproduction chez le mâle

II.1. Fonction testiculaire

La fonction testiculaire elle est double:

- Fonction endocrine: production de testostérone par les cellules de Leydig, cette hormone stimule la spermatogenèse, la maturation des organes génitaux, l'apparition des caractères sexuels secondaires, suscite l'émergence de la libido, et participe au rétrocontrôle hormonal hypothalamo-hypophysogonadique; outre la testostérone, les cellules de Leydig sécrètent de l'œstradiol, en quantité variables selon les espèces (Robel, 2001).
- Fonction exocrine: production de spermatozoïdes dans les tubules séminifères. Associés aux sécrétions des glandes annexes, ils constituent le sperme, émis lors de l'éjaculation (Parapanov et Vargas, 2009).

II.2. Spermatogenèse

Les spermatozoïdes sont produits dans les tubes séminifères dans le parenchyme testiculaire. La production spermatique comprend plusieurs étapes des cellules souches aux spermatozoïdes.

II.2.1. Spermatogenèse

A l'âge de 4 à 6 mois, le jeune mâle devient apte à produire des spermatozoïdes et donc à pouvoir assurer des saillies. Néanmoins, il faudra s'assurer auparavant de la descente totale des testicules (Malher et Ben Younes, 1987). Le poids testiculaire atteint son maximum en octobre à 160 g et décroît nettement aux mois de mai et de juin à 140 g.

La spermatogenèse proprement dite est l'étape de prolifération des cellules souches (spermatogonie) par mitose pour conserver un stock constant de cellule, jusqu'à leur différenciation en spermatides. Les spermatogonies sont disposées en périphérie de l'épithélium séminal et entre les cellules de sertoli avec lesquelles elles ont un contact étroit. Régulièrement, des spermatogonies rentrent en phase de différenciation pour donner des spermatocytes de premier ordre (spermatocyte I).

II.2.2. Méiose

La méiose est le processus durant le quel, 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 ; Noakes et al. 2001).

II.2.3. Spermiogénèse

La spermiogénèse est l'étape de différenciation cytoplasmique : les spermatides se transforment en spermatozoïdes avec de nombreuses modifications structurels et chimiques. On distingue quatre phases : la phase de golgi, du capuchon, de l'acrosome et de maturation. Les vésicules golgiennes fusionnent et se concentrent sur la partie antérieure du noyau pour donner l'acrosome. Les centrioles s'orientent à l'opposé de l'acrosome pour donner naissance au flagelle. Les mitochondries se disposent en anneau autour des filaments du flagelle tandis que le cytoplasme résiduel est phagocyté par les cellules de sertoli sous forme d'une gouttelette cytoplasmique (Dérivaux et Ectors, 1985).

Chez le bouc, la durée du cycle spermatogénétique est estimée à 50.7 jours-36.9 jours pour la spermatogenèse et 13.8 jours pour la spermiogenèse (Derashri et al. 1992).

II.3. Formation du sperme

A la sortie du testicule, les spermatozoïdes ne sont pas encore matures : ils ne sont ni mobiles, ni fécondants. Leur différenciation se poursuit en dehors de la gonade durant le transit épидидymaire qui dure de 10 à 14 jours selon l'espèce (Dacheux F et Dacheux J-L, 2001). Ce transit peut être réduit de 10 à 20 % si la fréquence des éjaculations augmente.

Ensuite le canal déférent prend le relais pour acheminer ces spermatozoïdes jusqu'à l'urètre.

Les glandes annexes, tout au long du canal déférent, assurent la formation du plasma séminal et donc du sperme définitif. Les vésicules séminales sécrètent du

fructose, qui est la principale source d'énergie des spermatozoïdes, ainsi que des phosphates, des citrates. La prostate permet une alcalinisation du sperme par sécrétion d'un liquide à pH = 8, contenant des phospholipides, des bases azotées et des ions divers.

Le stockage des spermatozoïdes, qui peut durer jusqu'à trois semaines, se fait essentiellement 70 % dans la queue de l'épididyme. Seulement 2 % sont emmagasinés dans le canal déférent. Les spermatozoïdes non éjaculés sont résorbés ou éliminés dans les urines.

Le spermatozoïde est une cellule hautement différenciée de 50 à 80 µm de longueur et comportant trois parties principales : la tête, la pièce intermédiaire, et le flagelle. Sa taille et sa forme varient selon les espèces (Douet, 2000).

II.4. Régulation hormonale de la fonction sexuelle

Les principales hormones impliquées dans la régulation de la fonction sexuelle chez le bouc ont plusieurs origines : testiculaire, hypothalamo-hypophysaire et épiphysaire.

La testostérone est synthétisée par les cellules de Leydig. Elle contrôle les caractères sexuels spécifiques du male. La spermatogenèse, les sécrétions des glandes annexes et le comportement sexuel sont directement sous son influence. Elle régule également les caractères sexuels secondaires (développement musculaire, odeurs...).

Les cellules de sertoli produisent l'inhibine et l'ABP (Androgen Binding Protein) qui se lie à la testostérone vers l'épididyme. Le rôle de l'ABP n'est pas encore totalement élucidé.

La GnRH est produite par l'hypothalamus sous l'action des facteurs environnementaux, en particulier la photopériode. L'épiphyse synthétise et sécrète la mélatonine pendant les périodes d'obscurité. La sécrétion de mélatonine influe sur la libération de LH (stimulée en jours courts et inhibée en jours longs) (Chemineau et Delgadillo, 1994).

La GnRH stimule la synthèse et la libération de FSH et de LH par l'hypophyse. Ces dernières agissent au niveau des testicules : FSH active la spermatogenèse et la production par les cellules de sertoli, d'inhibine et l'ABP. LH stimule la synthèse d'androgènes par les cellules de Leydig (Deriveau et Ectors, 1985). L'antéhypophyse,

sous le contrôle de Leydig en augmentant la synthèse de testostérone, en augmentant le nombre de récepteur à LH et en favorisant la fixation de LH sur ses récepteurs (Dadoune et Demoulin, 2001).

De nombreuses autres hormones comme les hormones thyroïdiennes, surrénaliennes, pancréatiques interviennent aussi dans la régulation des fonctions testiculaires directement ou indirectement (Dadoune et Demolin, 2001).

Deux rétrocontrôles négatifs au niveau du cortex et de l'hypothalamus, via la testostérone et l'inhibine régulent la fonction sexuelle (Dérivaux et Ectors, 1985) (figure 3).

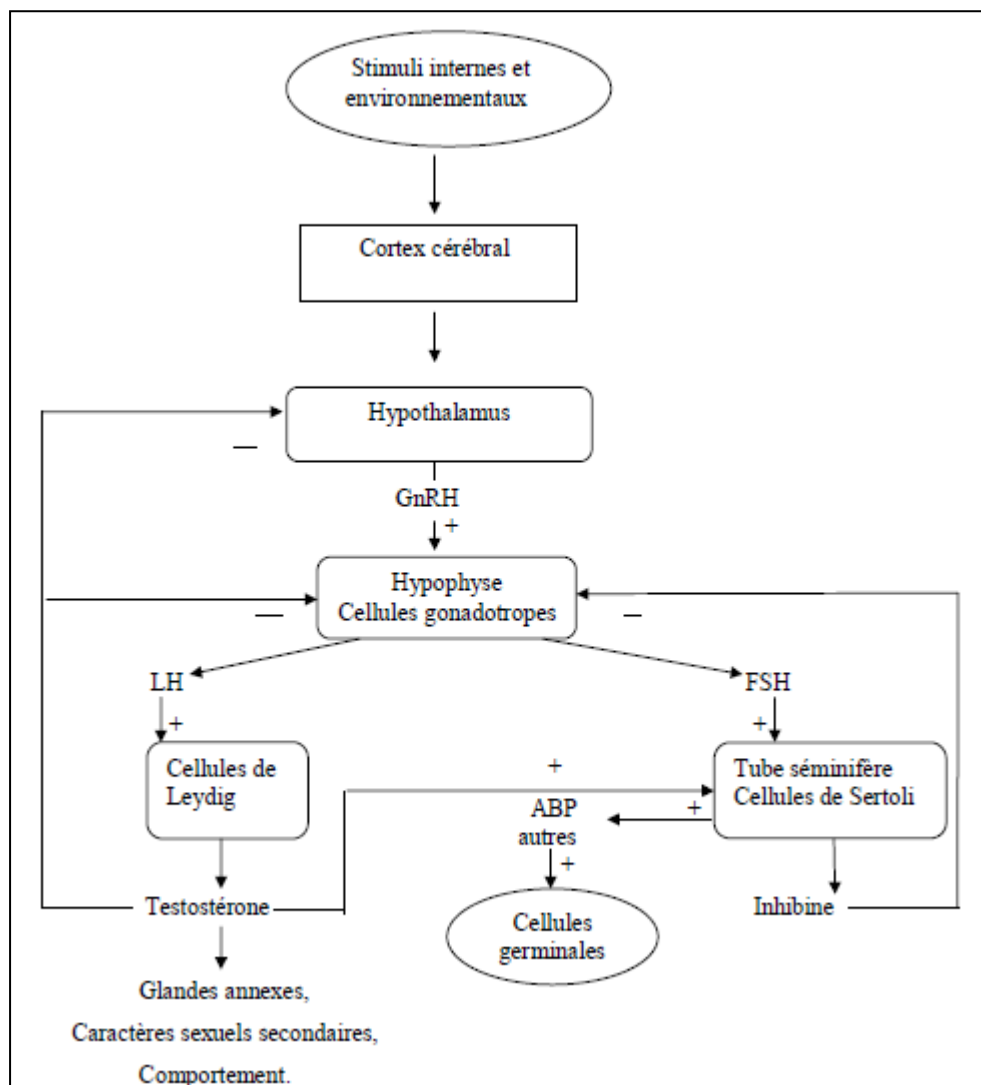


Figure 3 : Régulation hormonale de la fonction sexuelle mâle (Van der molen et al. 1975 ; Bonne et al. 2005 ; Silverthorn et al. 2007).

II.5. Puberté

La puberté est associée à une augmentation de la sécrétion de testostérone, à la spermatogénèse et au comportement sexuel. La copulation et l'éjaculation de spermatozoïdes viables se produisent à l'âge de 4 à 6 mois période à laquelle le poids du jeune bouc représente 40 à 60 % du poids vif de l'adulte. L'activité sexuelle du bouc est influencée par la longueur du jour. Le pic d'activité sexuelle coïncide avec l'augmentation de la testostérone plasmatique se produisant au cours de l'automne (Jainudeen et al, 2000).

II.6. Contrôle photopériodique

L'activité testiculaire est modifiée sous l'influence de la durée du jour.

La testostérone augmente dès la quatrième semaine après le début des jours courts et diminue au cours de la deuxième semaine après le début des jours longs. Les variations photopériodiques influencent aussi la concentration de la prolactine qui est élevée lorsque les jours sont longs (Chemineau et Delgadillo, 1994) (figure 4).

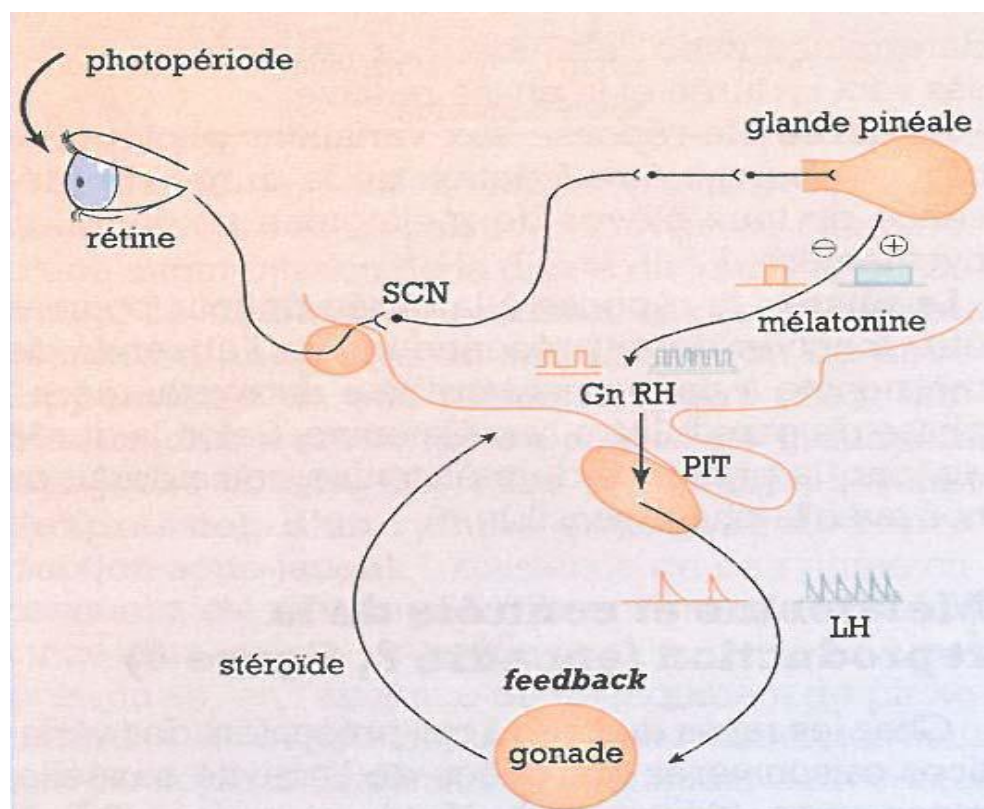


Figure 4 : Schéma de l'action de la photopériode sur l'axe hypothalamique-hypophysaire-gonadale (Karsch et al, 1986 ; Picard-Hagen et al, 1996).

Chapitre III : Insémination artificiel caprine

III.1. Historique

L'IA a été utilisée au 14^{ème} siècle chez la jument par les Arabes et ce grâce à Abou bakr ennaciri, mais c'est seulement à la fin du 18^{ème} siècle que les premières inséminations des mammifères ont été rapportées. La création du vagin artificiel est l'évènement qui a permis le véritable essor de la méthode et son application pratique en élevage. Néanmoins, la conservation du sperme à la température ambiante ne permettait pas le testage des géniteurs. C'est ainsi que la congélation a facilité d'une part le testage des reproducteurs, et d'autre part la réalisation des banques de semences de qualité et les échanges de matériels génétiques entre les centres nationaux et internationaux (Haskouri, 2001).

III.2. Définition

L'insémination artificielle est le dépôt des spermatozoïdes dans les voies génitales femelles par des techniques appropriées sans qu'il y ait accouplement. Elle permet une utilisation rationnelle dans l'espace et dans le temps des hautes capacités génétiques d'un mâle par le biais de la récolte et de la conservation de son sperme.

L'IA qui est la « biotechnologie » de reproduction la plus largement utilisée dans le monde, est considérée comme l'un des outils de la diffusion du matériel génétique performant (Haskouri, 2001) ; elle consiste à ce titre un outil de base du développement de l'élevage (Dérivaux et Ectors, 1989).

III.3. Avantages et inconvénients de l'IA.

III.3.1. Avantages

L'IA a plusieurs avantages et ne peut être appliquée sans discernement, car son efficacité suppose un plan de génétique appliquée (Dérivaux et Ectors, 1989).

III.3.1.1. Avantages sanitaires

L'intérêt sanitaire se traduit par la prévention de la propagation de maladies contagieuses et/ou vénériennes (grâce au non contact physique direct entre la

femelle et le géniteur, et par l'utilisation de matériel stérile et à usage unique), et le fait d'éviter la transmission des maladies génétiques liées à l'utilisation prolongée d'un reproducteur dans la même ferme. Cependant, il existe certains agents infectieux qui peuvent être présents dans la semence et transmis notamment le virus aphteux ; le virus bovipestique ; le virus de la fièvre catarrhale du mouton ; le virus de l'IBR ; brucella abortus et campylobacter..... Toutefois le contrôle de maladies grâce aux normes sanitaires strictes exigées au niveau des centres producteurs de semences permet de réduire considérablement le risque de transmission de ces agents par voie mâle (Haskouri, 2001).

III.3.1.2. Avantage génétique

Cette technique est la seule qui a permis à la fois l'exploitation rationnelle et intensive et une plus large diffusion de la semence des meilleurs géniteurs testés pour leurs potentialités zootechniques. Elle permet également la diffusion très rapide dans le temps et dans l'espace du progrès génétique (Barbat et al, 2005).

III.3.1.3. Avantage économique

L'achat et l'entretien d'un bouc demandent la mobilisation d'un capital assez important et entretien coûteux. A l'opposé, l'IA entraîne une augmentation de la productivité du bouc en même temps qu'il rend possible son remplacement par une chèvre. A coté de ces nombreux avantages de l'IA, il y a certains dangers qui tiennent à un mauvais choix du géniteur, une perte possible de gènes (c'est le cas de la sélection du caractère de haute production laitière ou de viande qui a été obtenu au détriment de la rusticité, de la longévité, de la fécondité...) et la consanguinité. Le bilan des avantages et des inconvénients possibles de l'IA est pour l'instant nettement positif et la balance demeure ainsi pour longtemps.

III.3.2. Inconvénients

Bien que cette technique soit, sans aucun doute, un outil puissant pour la gestion du patrimoine génétique, son efficacité est contrebalancée par deux types de contraintes venant du faible nombre de reproducteurs nécessaires à chaque génération (puisque chacun d'entre eux possède un vaste pouvoir de diffusion), ainsi qu'au changement dans l'expression de certains caractères, notamment de reproduction.

La présence d'agents infectieux non détruits par les antibiotiques ajoutés à la semence (sperme congelé contenant le virus IBR/IPV) peut être à l'origine de pathologies (Hanzen , 2004)

III.4. Différentes techniques d'insémination artificielle

Selon l'état de conservation de la semence, il existe trois types de techniques d'insémination :

-Insémination avec de la semence fraîche: cette technique est mise en œuvre en cas d'incompatibilité d'humeur entre reproducteurs, ou pour prévenir les maladies sexuellement transmissibles (MST). Elle est utilisée surtout pour les étalons.

-Insémination avec semence réfrigérée: utilisée en cas d'éloignement géographique des reproducteurs.

-Insémination avec semence congelée: elle consiste à conserver le patrimoine génétique des mâles de valeur, à améliorer les races et de faciliter les échanges internationaux (éviter la quarantaine).

L'insémination artificielle avec semence congelée permet une conservation presque indéfiniment de la semence. Cette dernière peut donc être distribuée n'importe où à travers le monde sans contrainte de temps ou de transport. De plus, elle rend l'utilisation de la semence d'un mâle qui n'est plus en service ou qui serait décédé, possible. Mais contrairement à la semence réfrigérée, le taux de gestation obtenu avec le sperme congelé est plus variable à cause du stress de congélation et décongélation (longévité réduite) ce qui constitue le problème majeur de cette technique entraînant des coûts importants.

En conclusion, les trois types d'insémination sont utilisés étant donné leurs avantages.

-Rajouter l'insémination en utilisant le sperme épидидymaire

Selon le lieu de dépôt de la semence il existe deux types d'insémination

-L'insémination intra-vaginale : c'est la technique la plus classique et la plus simple, mais on note une baisse significative du taux de gestation et de la prolificité. Le taux de fertilité dépasse rarement 50 %.

-L'insémination intra-utérine: dispose plusieurs modes dont celui utilisant la palpation abdominale pour guider le cathétérisme du col utérin qui nécessite une

bonne technicité du vétérinaire. Cette technique en revanche a montré de bons résultats (environ 70% de réussite).

Pour les femelles difficiles à inséminer, il existe la vagino-scopie (matériel spécifique) où les deux modes chirurgicaux que sont la coelioscopie et la laparotomie (anesthésie générale, tonte, ouverture de la cavité abdominale) sont utilisés, ça permet d'inséminer le plus près possible du site de fécondation. L'insémination artificielle intra-utérine est surtout utilisée chez les ovins, elle est lourde et ne permet d'inséminer moyennement que 25 brebis à l'heure (Hanzen, 2010).

III.5. Préparation de la semence

Peu d'études ont été réalisées chez le bouc pour évaluer la production spermatique. Les informations disponibles sur la production quotidienne par mâle, ou DSP pour 'Daily sperm production', indiquent que celle-ci varie de 5,5 à 14,5 x 10⁹ spermatozoïdes, avec de faibles variations saisonnières entre races (Derashri et al. 1992) (Walkden-brown, 1994)

III.5.1. Récolte du sperme

La semence est généralement collectée au vagin artificiel en présence d'une chèvre boute-en- train maintenue en par des injections de benzoate d'œstradiol. La collecte par électro-éjaculation est peu utilisée car les volumes de sperme obtenus sont plus importants et les concentrations de spermatozoïdes plus faibles qu'avec la technique de collecte au vagin artificiel, mais sans diminution de la motilité des spermatozoïdes (Restall, 2003). Comme le plasma séminal a un effet défavorable sur la conservation in vitro des spermatozoïdes (Hanzen, 2008), l'électro-éjaculation n'est pas préconisée chez le bouc. Cependant la durée du repos sexuel entre les collectes a un effet favorable sur l'aptitude du sperme à la congélation. En pratique il est recommandé de respecter des intervalles entre collectes de deux jours au cours de la première partie de la saison sexuelle, et de trois jours durant la seconde moitié de celle-ci (Boue et Corteel, 1992).

III.5.2. Examen du sperme

L'appréciation visuelle directe de la concentration spermatique est une technique utilisée par plusieurs centres d'IA. Cette pratique n'est toutefois pas recommandée en raison de son assez grande imprécision due à l'appréciation subjective et parce que d'autres techniques précises et d'emploi facile peuvent être

utilisées. Le comptage exact du nombre de spermatozoïdes dans un hématimètre est une technique précise si elle est effectuée soigneusement. Le principe de la mesure est le comptage du nombre exact de cellules spermatiques présentes dans un volume déterminé d'une solution de dilution connue (FAO, 1993).

III.5.2.1. Dilution du sperme

Chez les ruminants, l'étape préliminaire visant à séparer la fraction spermatique proprement dite de la fraction constituée des sécrétions des glandes annexes, n'est pas indispensable étant donné que la semence est constituée, pour l'essentiel, des sécrétions testiculaires. Le conditionnement du sperme requiert quelques précautions telles que l'utilisation de récipients stériles, de produits chimiquement purs, d'eau distillée, l'absence de chocs thermiques et la mise du sperme à l'abri de l'air et de la lumière.

III.5.2.2. Milieux de dilution

La dilution du sperme a pour but d'accroître le volume total de la masse spermatique, d'assurer un milieu favorable à la survie des spermatozoïdes in vitro et de réaliser à partir d'un seul éjaculat, l'insémination d'un grand nombre de femelles.

III.5.2.3. Qualités des milieux de dilution

Les milieux de dilution doivent répondre à un certain nombre de conditions : Leur pression osmotique doit être isotonique avec le sperme pour l'espèce en cause et être capable de la maintenir pendant la durée de stockage. Ils doivent renfermer des substances colloïdales (jaune d'œuf, lipoprotéines, lécithines) susceptibles de protéger les spermatozoïdes. Les substances tampons permettent de maintenir un pH favorable aux spermatozoïdes (6,2 à 6,8) (Hanzen, 2008).

Le milieu de dilution doit être dépourvu d'agents infectieux car ils sont préjudiciables à la survie des spermatozoïdes, à la fertilisation et au développement de l'embryon.

III.5.2.4. Nature des milieux de dilution

Quelle que soit l'espèce animale, il existe une grande variété de dilueurs. Ces derniers se différencient par la nature, voire la concentration d'utilisation de leurs composants. D'après (Hanzen, 2008), on peut distinguer les dilueurs à base de jaune d'œuf phosphaté (Milieu de Lardy et Philips) ou citrate (Milieu de Salisbury), à bases de sucres (glucose, fructose : milieux de Kampschmidt, de Chominat, de

Dimitropoulos, de Foote), à base de glycolle et de glycérol (milieu de Roy), de CO₂ (milieu de Van Demark ou IVT : Illinois Variable Température) ou et plus classiquement maintenant à base de lait dont certains sont commercialisés (Laiciphos IMT).

III.5.2.5. Taux de dilution

Son calcul est basé sur l'obtention de doses d'insémination renfermant une concentration en spermatozoïdes zootechniquement acceptable soit 10 à 12 millions de spermatozoïdes par paillette. Estimant à 40 % les pertes imputables aux processus de congélation-décongélation, il faut donc obtenir au terme de la dilution une concentration moyenne de 20 millions de spermatozoïdes par paillette de 0,25 ml. Cette valeur peut être revue à la baisse ou à la hausse en fonction de la qualité du sperme récolté (Brice et al, 2007).

III.5.3. Conservation et conditionnement

III.5.3.1. Conservation à court terme

L'utilisation directe du sperme dilué du bouc suppose une conservation à une température voisine de 5°C. Cependant, pour éviter les chocs thermiques, cette température doit être atteinte progressivement (rythme moyen de refroidissement de 0,5°C par minute entre 37 et 22°C et de 1°C par minute entre 22 et 5°C). Bien diluée et convenablement refroidie, la semence peut conserver son pouvoir de fécondation pendant 2 à 3 jours (Brice et al, 2007).

III.5.3.2. Conservation à long terme

La congélation requiert l'utilisation d'agents cryoprotecteurs. Classiquement, le glycérol est utilisé pour congeler le sperme. Il n'est pas inutile de préciser qu'étant donné les effets délétères potentiels des agents cryoprotecteurs sur le spermatozoïde, ils doivent être utilisés à une dilution optimale.

III.5.4. Phase de refroidissement

Le sperme est ajouté à la fraction A en deux temps. Dans un premier temps on mélange une quantité égale de sperme et de dilueur A. Ce mélange est après 2 à 3 minutes ajouté au reste du dilueur A. Ce milieu prédilué est alors amené progressivement à la température de 4°C. Une fois cette température atteinte, le dilueur B est ajouté au dilueur A en 4 étapes de 15 minutes. Il est important en effet de laisser au glycérol le temps de pénétrer dans les spermatozoïdes, ce processus

étant d'autant plus long qu'il s'effectue à basse température. L'équilibration prend donc deux heures environ et la dilution finale de glycérol sera de 7% (Hanzen, 2008).

III.5.5. Phase de conditionnement

Une fois refroidi, le sperme sera conditionné le plus souvent en paillettes ou en pellets de 0,25 mL de volume. Les paillettes contenant la semence sont disposées horizontalement au-dessus de l'azote liquide en 2 étapes, à 16 cm pendant 2 minutes puis à 4 cm pendant 3 minutes, avant immersion dans l'azote liquide à -196 °C (Salamon et al, 2000). Il convient de noter que ce type de congélation n'altère en rien le caractère pathogène de germes tels que *Brucella abortus*, *Campylobacter foetus*, *Actinomyces pyogènes* ou *Listeria monocytogenes*. Le transport des paillettes se fera dans des containers cryogéniques ou cuves d'azote dont il existe différents modèles de capacité et de propriétés thermiques différentes. Une vérification régulière du niveau d'azote de ces cuves s'impose. Par ailleurs, la température doit toujours y être inférieure à -120°C. Il est indispensable pour ce faire d'y maintenir un niveau minimal de 5 cm d'azote liquide (Salamon et al, 2000). L'évaporation sera fonction de la fréquence d'ouverture de la cuve et du temps nécessaire au choix d'une paillette (5 à 8 secondes).

III.6. Technique de l'insémination artificielle

III.6.1. Moment de l'IA

L'insémination Artificielle doit être pratiquée en tenant compte du fait que la durée de vie des spermatozoïdes n'excède pas 24 heures, et que l'ovule est fécondable dans les heures qui suivent sa libération.

D'après (Parez, 1983) le moment de l'IA est en fonction des paramètres suivants :

- Le moment de l'ovulation (14h après la fin des chaleurs).
- La durée de fécondabilité de l'ovule (5h environ).
- Le temps de remontée des spermatozoïdes vers les voies génitales (2-8h), et la durée de fécondabilité des spermatozoïdes (20h environ).

La mise en concordance de ces paramètres montre qu'il peut y avoir possibilité de fécondation avec une IA réalisée entre 12h et 18h après le début des

chaleurs. Etant donné que l'IA doit être pratiquée à un moment assez proche de l'ovulation ; si l'on admet que la durée de l'œstrus est de 12-24h, que l'ovulation a lieu 10-12h après la fin de l'œstrus, et que les spermatozoïdes doivent séjourner pendant environ 6h dans les voies génitales femelles (phénomène de capacitation), le meilleur moment de l'IA est la deuxième moitié de l'œstrus, c'est-à-dire dans les 12-24h qui suivent le début des chaleurs.

III.6.2. Procédé d'insémination artificielle

III.6.2.1. Particularités anatomo-physiologiques chez la chèvre

L'insémination artificielle présente chez les petits ruminants quelques particularités anatomiques. Chez la brebis, l'endocol dessine de nombreux replis qui rendent le canal cervical très sinueux et empêche comme chez les bovins une insémination intra-utérine. Chez la chèvre par contre, le col s'entrouvrant légèrement pendant les chaleurs, il est possible de le franchir dans 10 à 30 % des cas (Hanzen, 2008).

L'insémination par laparoscopie constitue une méthode alternative mais elle est peu employée.

III.6.2.2. Réalisation pratique de l'insémination

Les semences sont conditionnées en paillettes de 0,2 ml contenant 100 millions de spermatozoïdes. Une seule insémination est réalisée 43 heures environ après le retrait de l'éponge pour les chèvres alpines et 45 heures plus tard pour les chèvres Saanen. Plus rarement, l'insémination est effectuée sur œstrus observé 24 heures après son début. Une fois sortie du réservoir d'azote liquide, la paillette congelée est plongée dans de l'eau à 37°C pendant 15 secondes puis essuyée et introduite dans le pistolet d'insémination préalablement réchauffé. L'extrémité de la paillette est coupée et recouverte d'une gaine protectrice puis bloquée avec un anneau.

III.6.2.3. Lieu de dépôt de la semence

L'arrière-train de l'animal est soulevé et la vulve au besoin nettoyée. Le spéculum est introduit et le col de couleur rose ou rouge repéré sur le plancher du vagin. L'extrémité du pistolet est guidée vers le col dans lequel il est introduit le plus loin possible par des mouvements de rotation. Le sperme est expulsé et le pistolet

retiré. Le spéculum est désinfecté entre les animaux. La réussite de l'insémination tient davantage au choix du moment par rapport à l'ovulation qu'à une manipulation particulière du col (Bizimungu, 1991).

Si l'IA a réussi, il faut passer à l'étape du diagnostic de gestation quelque temps plus tard. Ce diagnostic a pour importance de:

- Savoir si la femelle est gestante pour lui apporter les soins nécessaires au bon déroulement de la gestation.
- Savoir si la femelle n'est pas gestante en vue de la mettre encore en reproduction.
- Diagnostiquer très tôt certaines pathologies liées à la gestation n'étant pas effectués au même stade de gestation, les différents tests n'ont pas la même interprétation. Le test d'inhibition de rosette est un test de réussite de la fécondation tandis que l'observation de la mise bas signifie qu'il y a eu réussite de la fécondation, de la nidification, de la survie du fœtus. . . Multiplier les tests à différents moments de la gestation permet d'identifier les causes d'échec de l'insémination (résorption embryonnaire précoce ou avortement. . .) (Bodin et al, 1999).

Partie pratique

Objectif

Pour évaluer la capacité reproductive des mâles à sélectionner comme géniteurs, la morphobiométrie testiculaire, intimement liée au poids corporel constitue un moyen aussi important que l'est l'analyse de la production spermatique. Notre travail constitue une contribution à l'évaluation de certaines caractéristiques testiculaires chez les boucs de population locale.

I. Matériels et méthodes

I.1. Période du travail

Notre travail a été réalisé durant le mois de mars 2017 et ce sur 37 boucs reproducteurs de population locale.

I.2. Présentation de la région d'étude

Notre étude a concerné des élevages situés à Guerouaou (Blida) et Hadjout (Tipaza). La wilaya de Blida est située au contact de l'Atlas blidéen et de la Mitidja. Elle est distante de 50 km d'Alger. La commune de Guerouaou est située au centre de la wilaya de Blida, à environ 6 km au nord-est de Blida et à environ 40 km au sud-ouest d'Alger, le climat est caractérisé par une pluviométrie généralement plus importante dans les montagnes que dans la plaine les précipitations sont plus importantes en mois de décembre, janvier et février.

La wilaya de Tipaza se situe au nord du Tell central, dans un seul étage bioclimatique subdivisé en deux variantes l'étage sub-humide, caractérisé par un hiver doux dans la partie nord et un étage sub-humide, caractérisé par un hiver chaud dans la partie sud. La commune de Hadjout est située au centre-nord de l'Algérie, à proximité du littoral méditerranéen, à 75 kilomètres au sud-ouest d'Alger, à 12 km au sud de Tipaza, à 28 km au sud-est de Cherchell et à 38 km à l'ouest de Blida. Le climat est de type méditerranéen, caractérisé par un été chaud et sec et un hiver doux et humide.



Figure 5 : Carte géographique de Blida



Figure 6 : Carte géographique de Tipaza.

I.3. Description des pratiques d'élevage

En Algérie, l'élevage caprin compte parmi les activités agricoles les plus traditionnelles, associé toujours à l'élevage ovin, et localisé essentiellement dans les régions d'accès difficile.

Le système d'élevage pour les deux régions étudiées est extensif.

L'alimentation est basée essentiellement sur l'usage de pâturages, le concentré (son de blé, orge et maïs) est distribué en complément durant toute l'année mais à faible quantité, le foin est distribué aussi en faible quantité et seulement en hiver, les prairies naturelles sont exploitées seulement au printemps, durant l'été ce sont des chaumes qui sont exploités.

Les bâtiments d'élevages ont des conditions d'ambiance moyennes.

I.4. Matériel

I.4.1 Matériel biologique

L'étude a porté sur un nombre total de 37 boucs reproducteurs de population lo présentation de l'effectif étudié réparties en deux groupes :

Tableau 1 : présentation de l'effectif étudié

Groupes	Age	Effectif	Pourcentage
Groupe A	≤1an	13	35%
Groupe B	>1an	24	65%

I.4.2. Matériel de mensuration

- Ruban métrique : utilisé pour la mesure de la circonférence scrotale (photo1).
- Pied à coulisse : utilisé pour la mesure de la longueur testiculaire, le diamètre testiculaire et le diamètre de la queue de l'épididyme (photos 2).
- Appareil photo.



Photo 01 : Ruban métrique
(Photo personnelle)



Photo 02 : Pied à coulisse
(Photo personnelle)

I.5. Méthode

L'identification de l'âge des animaux ayant fait l'objet de notre étude a été basé sur la dentition (Landais et Bassewitz, 1982) (Photo 8).

Tableau 2: Méthode d'identification de l'âge par la dentition (Landais et Bassewitz, 1982).

stade dentaire	Age ovins	Age caprins
Dents de lait	0 –à 13 mois	0 –à 14 mois
2 dents adultes	13 –à 20mois	14 –à 20 mois
4 dents adultes	20 –à 25 mois	20 –à 24 mois
6 dents adultes	25 –à 33 mois	24 –à 31 mois
8 dents adultes	+ de 30 mois	+ de 31 mois

Les paramètres mesurés sont : la circonférence scrotale, diamètre testiculaire, la longueur testiculaire et le diamètre de la queue épидидymaire.

- La circonférence scrotale est mesurée à l'aide d'un ruban mètre, en faisant descendre les testicules dans la poche du scrotum tout en veillant à éliminer le vide entre les deux testicules, puis le pourtour scrotal est mesuré dans sa partie la plus large et sur un animal debout (photo3) (Langford et al, 1998; Mandiki et al, 1998).
- La mesure du diamètre testiculaire est mesuré en descendant les deux testicules dans la poche du scrotum avec une pression sur le cordon testiculaire, et à l'aide d'un pied à coulisse on mesure la largeur de chaque testicule, dans la partie la plus large de l'axe antéropostérieur (photo6) (Shrestha et al, 1983; Toe et al., 2000; Jiménez-Severiano et al, 2010).
- La mesure de la longueur testiculaire s'effectue du pôle supérieur au pôle inférieur du testicule avec une dépression qui sépare le testicule de la queue de l'épididyme (photo 4 et 5) (Toe et al, 2000 ; Jiménez-Severiano et al, 2010)

- La mesure du diamètre de la queue épидидymaire est mesuré après avoir poussé les testicules dans le scrotum de telle sorte que la queue soit saillante (photo 7) (Toe et al, 2000).



Photo 03: Utilisation du ruban métrique pour mesurer la circonférence scrotale.
(Photo personnelle)



Photo 04: Pied à coulisse utilisé pour mesurer la longueur testiculaire.
(Photo personnelle)



Photo 05: Mensuration du diamètre de la queue de l'épididyme
(Photo personnelle)



Photo 06: Pied à coulisse utilisé pour mesurer le diamètre testiculaire.
(Photo personnelle)



Photo 08: Détermination de l'âge.
(Photo personnelle)

II. Résultats

II.1. Age des animaux

Notre étude a été réalisée sur 37 boucs de population locale divisé en 2 catégories d'âge A et B.

- Le groupe A : dont l'âge des animaux est compris entre 3 et 11 mois, représenté par 13 boucs.
- Le groupe B : dont l'âge des animaux est compris entre 12 et 48 mois, représenté par 24 boucs.

II.2. Représentation des mensurations testiculaires selon l'âge

Tableau 3 : Présentation des résultats des mensurations testiculaires selon les catégories d'âge

Age		CS	DT			LT			DE		
			G	D	Moy	G	D	Moy	G	D	Moy
Groupe A ≤1an	Moyenne	22,12	4,33	4,22	4,27	6,95	6,87	6,91	1,81	1,85	1,82
	Ecart type	2,17	0,44	0,44	0,43	0,82	0,91	0,85	0,25	0,19	0,22
Groupe B >1an	Moyenne	24,04	4,79	4,81	4,80	7,53	7,59	7,56	2,13	2,12	2,13
	Ecart type	3,61	0,67	0,81	0,71	0,76	0,85	0,78	0,41	0,38	0,39

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

II.2.A. Groupe A

II.2.A.1. Circonférence scrotale

La courbe ci-dessous (figure 7) 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. 19 et 25 (cm). Avec une moyenne de $22,12 \pm 2,17$ cm.

Ce paramètre varie selon l'âge suivant une équation de régression linéaire $y = 0,1488x + 17,673$.

- X : âge (mois).
- Y : circonférence scrotale (cm).

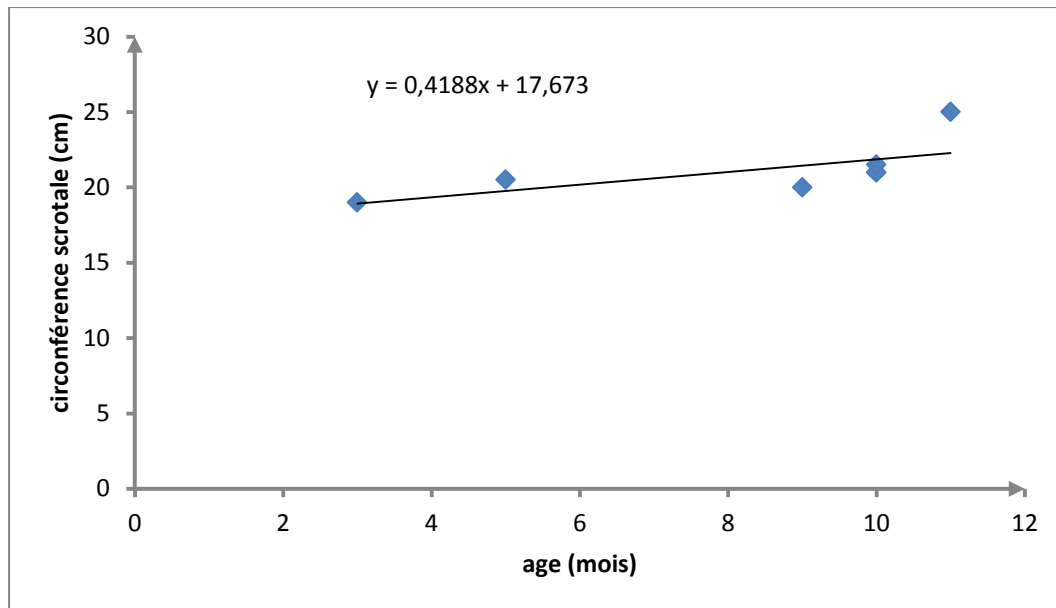


Figure 7: Relation entre la circonférence scrotale et l'âge chez les boucs du groupe A.

II.2.A.2. Diamètre testiculaire

Le diamètre testiculaire chez les boucs étudiés présente des scores variant entre 3,7 et 4,7 cm. Toutefois la valeur moyenne est de $4,27 \pm 0,43$ cm (figure 8).

Ce paramètre varie selon l'âge suivant une équation de régression linéaire dont l'équation est : $y = 0,0792x + 3,4397$.

- X : âge (mois).
- Y : diamètre testiculaire (cm).

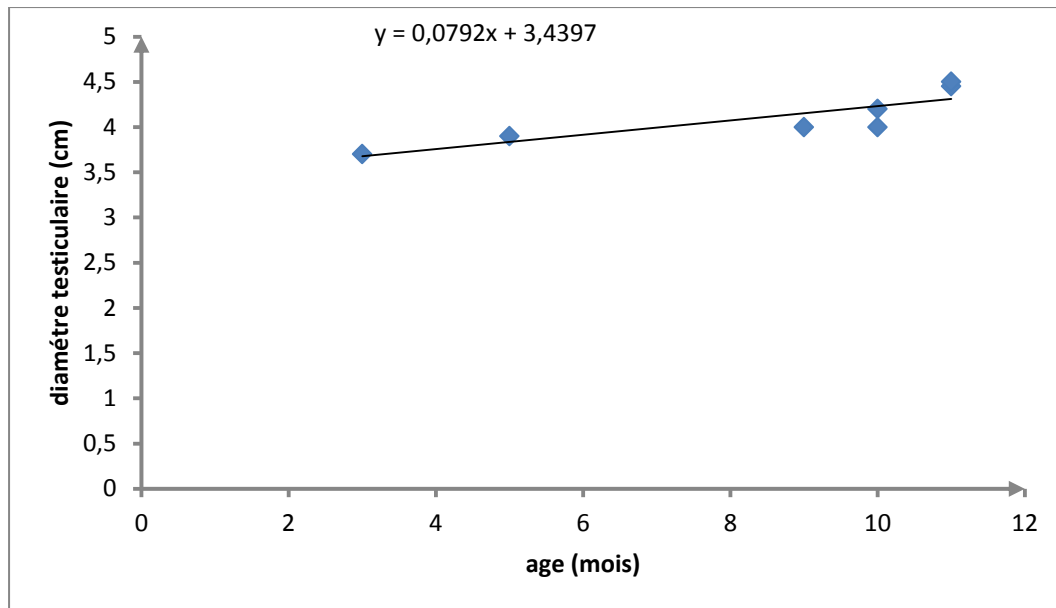


Figure 8: Relation entre Le diamètre testiculaire et l'âge chez les boucs du groupe A.

II.2.A.3. Longueur testiculaire

La courbe ci-dessous (Figure 9) montre que le domaine de variation de la longueur testiculaire se situe entre deux extrêmes 5,4 cm (valeur la plus basse) et 7,9 cm (valeur la plus élevée) avec une moyenne de $6,91 \pm 0,95$ cm.

Ce paramètre varie selon l'âge suivant une équation de régression linéaire : $y = 0,2567x + 5,0604$.

- X : âge (mois).
- Y : longueur testiculaire (cm).

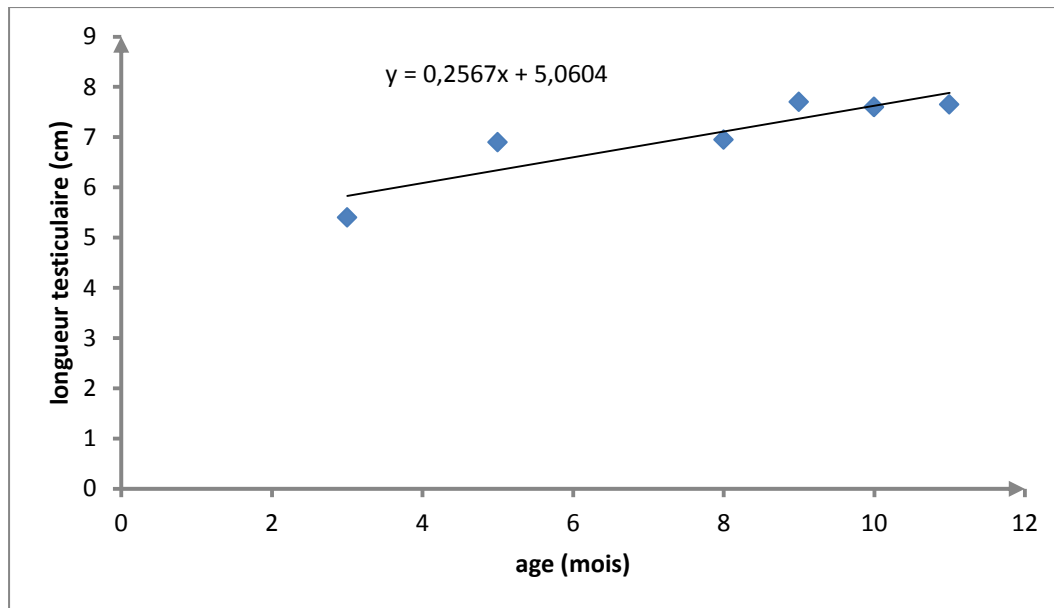


Figure 9: Relation entre la longueur testiculaire et l'âge chez les boucs du groupe A.

II.2.A.4. Diamètre de la queue de l'épididyme

La courbe ci-dessous (figure 10) montre que les valeurs enregistrées concernant le diamètre de la queue de l'épididyme sont comprises entre 1,3 et 2,1 cm. Avec une moyenne de $1,82 \pm 0,22$ cm.

Ce paramètre varie selon l'âge suivant une équation de régression linéaire : $y = 0,0932x + 0,9707$.

- X : âge (mois).
- Y : diamètre de la queue de l'épididyme (cm).

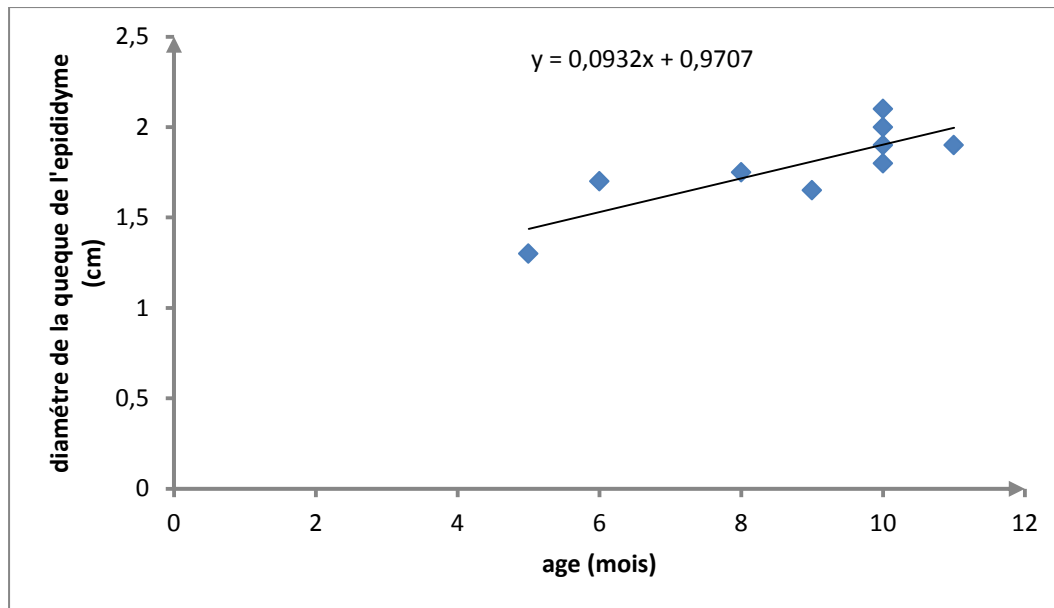


Figure 10: Relation entre le diamètre de la queue de l'épididyme et l'âge chez les boucs groupe A.

II.3.B. Groupe B

II.3.B.1. Circonférence scrotale

La courbe ci-dessous (figure 11) indique que les valeurs de la circonférence scrotale sont comprises entre 19 et 34 cm, avec une moyenne de $24,04 \pm 3,61$ cm.

Ce paramètre varie selon l'âge suivant une équation de régression linéaire :

$$y = 0,2221x + 19,821.$$

- X : âge (mois).
- Y : circonférence scrotale (cm).

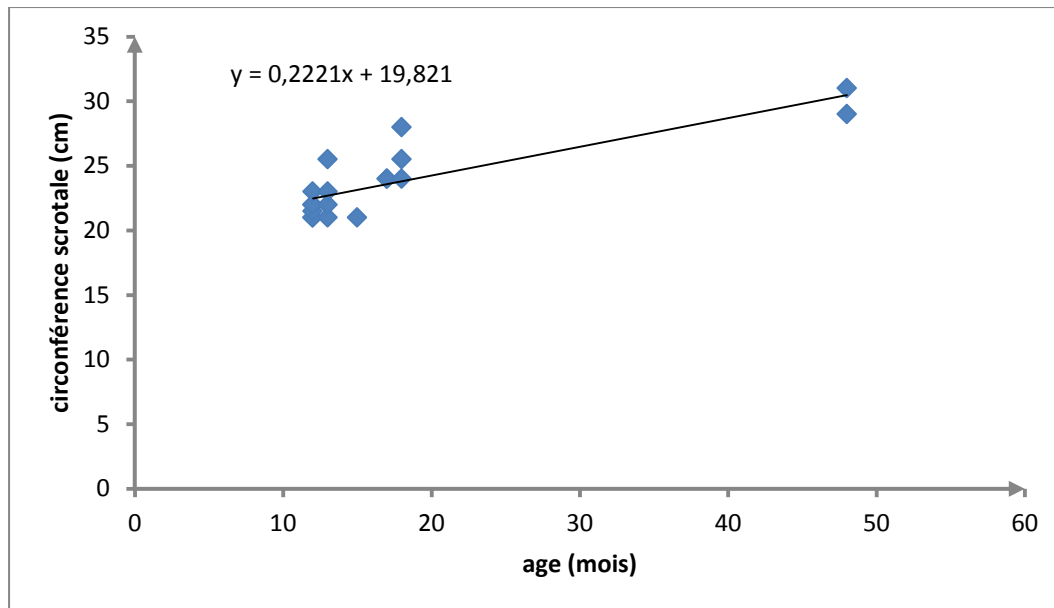


Figure 11: Relation entre la circonférence scrotale et l'âge chez les boucs du groupe B.

II.3.B.2. Diamètre testiculaire

La courbe ci-dessous (figure 12) montre que le domaine de variation de la longueur testiculaire se situe entre deux extrêmes 4,1 cm (valeur la plus basse) et 7,4 cm (valeur la plus élevée). Avec une moyenne de $4,80 \pm 0,71$ cm.

Ce paramètre varie selon l'âge suivant l'équation de régression linéaire : $y = 0,0367x + 4,1266$.

- X : âge (mois).
- Y : diamètre testiculaire (cm).

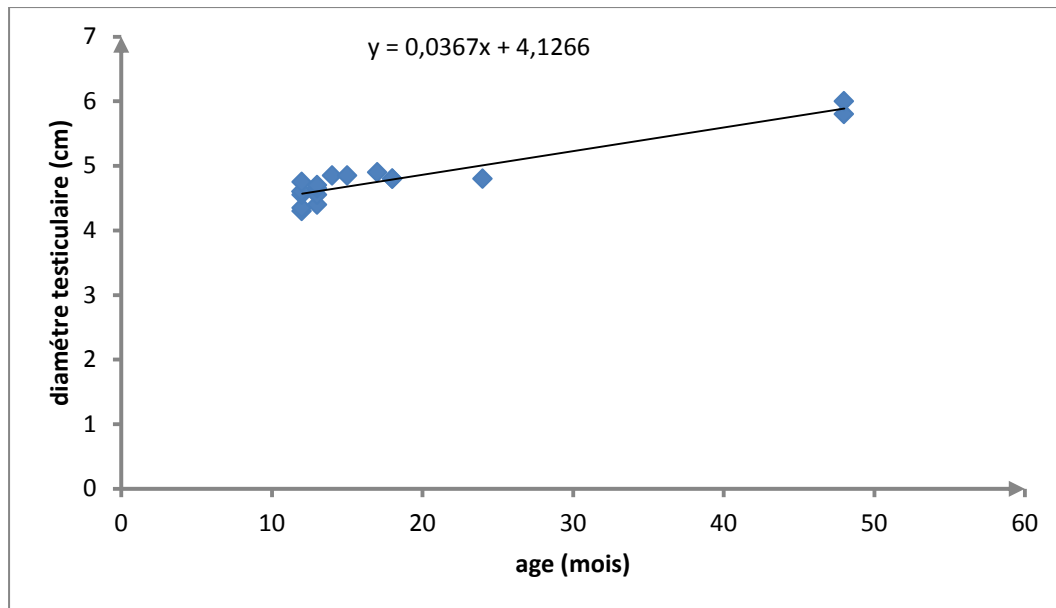


Figure 12: Relation entre Le diamètre testiculaire et l'âge chez les boucs groupe B.

II.3.B.3. Longueur testiculaire

La longueur testiculaire chez les boucs étudiés présente des scores variant entre 6,45 et 9,1 cm, avec une moyenne de $7,56 \pm 0,78$ cm.

Ce paramètre varie selon l'âge suivant une équation de régression de la courbe linéaire $y = 0,0393x + 7,0044$.

- X : âge (mois).
- Y : longueur testiculaire (cm).

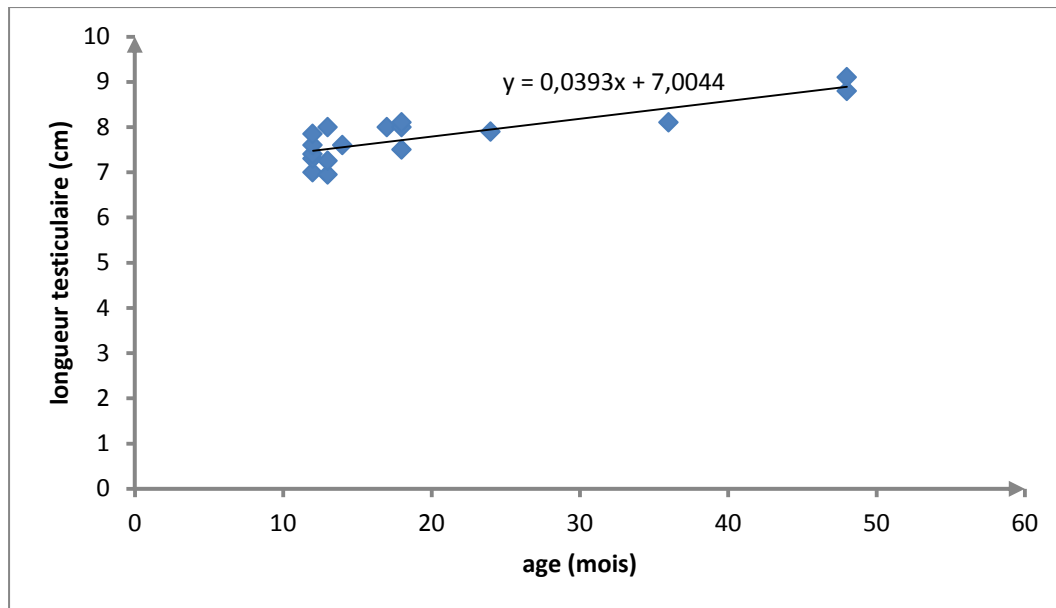


Figure 13: Relation entre la longueur testiculaire et l'âge chez les boucs groupe B.

II.3.B.4. Diamètre de la queue de l'épididyme

La courbe ci-dessous (figure 14) montre que le diamètre de la queue de l'épididyme présente des scores variant entre 1,5 à 3 cm, avec une moyenne de $2.13 \pm 0,39$ cm.

Ce paramètre varie selon l'âge suivant une équation de régression linéaire :
 $y = 0,0169x + 1,5749$.

- X : âge (mois).
- Y : diamètre de la queue de l'épididyme (cm).

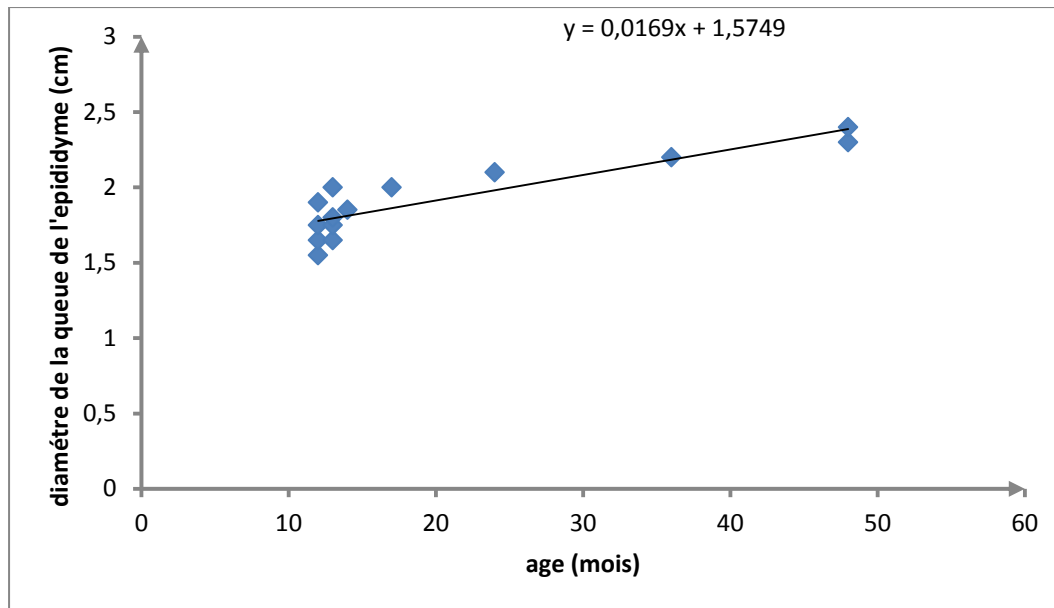


Figure 14: Relation entre le diamètre de la queue de l'épididyme et l'âge chez les boucs groupe B.

II.4. Corrélations entre les variables

II.4.1 .Groupe A

Tableau 4: coefficient de Corrélations entre les paramètres mesurés du groupe A.

<i>r</i>	<i>age</i>	<i>Cs (cm)</i>	<i>Dt (cm)</i>	<i>Lt (cm)</i>	<i>De (cm)</i>
<i>age</i>	1				
<i>Cs (cm)</i>	0.67	1			
<i>Dt (cm)</i>	0.85	0.83	1		
<i>Lt (cm)</i>	0.91	0.64	0.78	1	
<i>De (cm)</i>	0.81	0.79	0.83	0.86	1

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

II.4.2. Groupe B

Tableau 5: coefficient de Corrélations entre les paramètres mesurés du groupe B.

<i>r</i>	<i>age</i>	<i>Cs (cm)</i>	<i>Dt (cm)</i>	<i>Lt (cm)</i>	<i>De (cm)</i>
<i>age</i>	1				
<i>Cs (cm)</i>	0.83	1			
<i>Dt (cm)</i>	0.94	0.86	1		
<i>Lt (cm)</i>	0.83	0.87	0.75	1	
<i>De (cm)</i>	0.88	0.61	0.80	0.71	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.

III. 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 ($22,12 \pm 2,17$ cm et $24,04 \pm 3,61$ 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 ($6,91 \pm 0,85$ cm et $7,56 \pm 0,78$ 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 futures 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.

Références bibliographiques

1. **Adedeji OS, Gbadamosi AJ, 1999.** 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.
2. **Altman PL , 1962.** « growth » biol.hudbooks.1vol. Fed am .soc .exp .biol Washington 608p.
3. **Almeida AM, Schwalbach LMJ, 2007.** 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.
4. **Barbat A., Druet T., Bonaiti B., Guillaume F. et Colleau J, 2005.** Overview of phenotypic fertility results after artificial insemination in the three main french dairy cattle breeds. *Rencontres Recherches Ruminants*, 12: 137-140.
5. **Barone R, 1978.** Chapitre 2: appareil génitale mâle in : barone R anatomie des mammifères domestiques tome 3 fascicule II appareil uro-génitale. Lyon Ed. laboratoire d'anatomie ENV 90-268.
6. **Bizimungu J, 1991.** L'insémination artificielle bovine au Rwanda : bilan et perspectives. Thèse: Med.vet: Dakar; 15.
7. **Bongso TA, Jainudeen MR, SitiZahrah A, 1982.** Relationship of scrotal circumference to age, body weight and onset of spermatogenesis in goats. *Theriogenology* 1982; 18(5):513-524.
8. **Bourdon RM, Brinks JS, 1986.** 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.
9. **Bodin L. Elsen J. M. Hanocq E. François D. et Lajous D, 1999.** Génétique de la reproduction chez les petits ruminants. *INRA Reproduction Animal*, 12, 87-100.
10. **Bonne G. Desclaude J. Drogoul C. Jussiau R. Le loc'h A. Montméas L. Robin G, 1988.** Reproduction des mammifères d'élevages collecte INRAP édition Foucher 239p.

11. **Bonne G, Desclaude J, Drogoul, C, Gadoud, R, Jussiau, R, Montméas, L, 2005.** Reproduction des animaux d'élevage Educagri édition, deuxième édition, 407 P.
12. **Boue et Corteel, 1992.** Aptitude of male goat sperm to withstand freezing: combined effects of season and time of sexual rest between two successive semen collections 1042-1045 in lokeshar R.R Ed recent advances in goats. Newdelhi vol2.
13. **Brito LF, Silva AE, Rodrigues LH, Vieira FV, Deragon LA, Kastelic JP, 2002.** 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.
14. **Brice, G., Baril, G., Broqua, C., Humblot, P. et Terqui, M., 2007.** L'insémination artificielle chez les petits ruminants. Le Point Vétérinaire, 28, 185:1641-1647.
15. **Chacon J, Perez E, Muller E, Söderquist L, Rodriguez-Martinez H, 1999.** Breeding soundness evaluation of extensively managed bulls in Costa Rica. Theriogenology 1999; 52:221-231.
16. **Chemineau p, Delgadillo T.A, 1994.** Neuroendocrinologie de la reproduction chez les caprins INRA.prod.anim 7 :315-326.
17. **Coelho LA, Sasa A, Nader CE, 2006.** Characteristics of the ejaculated semen of goat under caloric stress in camera bioclimática. Brazilian archive of Veterinary Medicine and Zootechny 2006; 58(4):544-549.
18. **Coulter GH, Larson LL, Foote RH, 1975.** Effect of age on testicular growth and consistency of Holstein and Angus bulls. Journal of Animal Science 1975; 41:1383-1389.
19. **Corcy J.C, 1991.** La chèvre, la maison rustique ed paris p256,p143,144.
20. **Corteel JM, 1974.** Viabilité des spermatozoïdes de bouc conservé et congelés avec ou sans plasma séminal effet du glucose .ann .biol .anim.bioch.biophys 1974,14 :741-745.
21. **Corteel JM, 1988.** Collection processing and artificiel insemination of goat semen extrai de goat product gall.c 223-241
22. **Dacheux f; Dacheux j-l, 2001.** L'épididyme et les glandes annexes dans la reproduction chez les mammifères et l'homme de Thibault c et Levasseur m-v. INRA, édition ellipses.

23. **Dadoun J.P. Demoulin A, 2001.** Structure et fonction de testicule in : thibault c,levasseu mc.la reproduction chez les mammifère et l’homme paris ed INRA 2001 :256-289
24. **Delgadillo JA, Santiago-Miramontes MA, Carrillo E, 2007.** Season of birth modifies puberty in female and male goats raised under subtropical conditions. Animal Science2007; 1(6):858-864.
25. **Derachri H.J .Pathak A.K .Bansal K.K .Sharma A.K .Verma S, 1992.** Reproduction in bucks spermatogenesis, duration of seminiferous epithelium cycle and germ cells degeneration. Pre-conference proceedings, abstract of contributory paper. 5th inter.conf. On goats, new-Delhi, mars 1992, vol 1 : p263.
26. **Dérivaux J et Ectors, 1985.** Reproduction chez les animaux domestique to Louvain-la-Neuve éd. :1141p
27. **Dérivaux J, 1971.** Reproduction chez les animaux domestique tome 1 et 2 édition déronaux, liège.
28. **Dérivaux J et Ectors, 1989.** Reproduction chez les petits animaux domestique.vol.1 paris : academia-155p.
29. **Dollander A., Fenart R, 1979.** Embryologie générale comparée et humaine. 4^{ème} Ed. Flammarion Médecine Sciences (Ed.) : 394p.
30. **Douet D-G ; N, 2000.** Congélation du sperme de mammifère application aux antilopes. Thèse docteur vétérinaire. Ecole nationale de Nantes 111p.
31. **FAO, 1993.** Manuel de formation pour l’insémination artifetielle chez les ovins et caprins ; 125p.
32. **Feliachi K, 2003.** Point focal algérien pour les ressources génétiques. Rapport National sur les ressources génétiques animales : Algérie. 29-30
33. **Gofur MR, Khan MZI, Karim MR, Islam MN, 2007.** 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.
34. **Hafez E.S.E, 1974.** Reproduction in farm animals. 1 vol, lea. Febiger 3eme éd. 480p.
35. **Hafez E.S.E, 1968.** Reproduction in farm animals. 1 vol. lea. Febiger Philadelphie 2eme éd. 440p.

36. **Hanzen, 2004.** Cours d'obstétrique et pathologie de la reproduction <<bovins ; équidé ; et porc>> faculté de médecine vétérinaire, Université de Liège.
37. **Hanzen, 2010.** L'insémination artificielle chez les ruminants en ligne 1-15.
38. **Hanzen, 2008.** L'insémination artificielle chez les ruminants ann. Med. Vet ; 134 :481-487.
39. **Hasrouki, 2001.** L'insémination artificielle et détection des chaleurs chez la vache 11p.
40. **Hemeida NA et al, 1978.** Ductuli efferentes in the epididymis of boar, goat, ram, bull and stallion. Am. j vet. RES 1978.39.1892-1990.
41. **Islam N, 2001.** 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.
42. **Jainudeen M.R., Wahid H., Hafez E.S.E, 2000.** Sheep and goats. In: Reproduction in farm animals, E.S.E. Hafez & B. Hafez, 2000, 172-181.
43. **Jimenez-Severian 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.
44. **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
45. **Kabiraj SK, Masudul Hoque SA, Khandoker MAMY, Husain SS, 2011.** 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.
46. **Keith L, Okere C, Solaiman S, Tille O, 2009.** 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.
47. **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.
48. **Landais E, Bassewitz H, 1982.** Age determination in Djallonké sheep in the north of Ivory Coast by examination of their dentition 35(1) 57-62.

49. **Malher X et Ben Younes A, 1987.** Les facteurs zootechniques de l'infécondité dans l'espèce caprine. Rec. Méd. Vet, 1987, 163,831-38.
50. **Mekasha Y, Tegegne A, Rodriguez-Martinez H, 2007.** 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.
51. **Mekasha Y, Tegegne A, Abera A, Rodriguez-Martinez H, 2008.** Body size and testicular traits of tropically adapted bucks raised under extensive husbandry in Ethiopia. Reproduction of Domestic Animal 2008; 43:196-206.
52. **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.
53. **Michelsenwet et Mamou, 1997.** Infertility and diseases of the reproduction organs of boucks. In: youngquist R current therapy in large animal theriogenology Philadelphie Ed. WB : saunders company 1997 :4899-493.
54. **Moustaria A, 2008.** Identification des races caprines des zones arides en Algérie. Revue des régions arides. 21, 1378-1382.
55. **Noakes D.E., Parrkinson T.J., England G. C. W, 2001.** Arthur's Veterinary reproduction and obstetrics (Theriogenology). 8 th Ed., Saunders Elsevier (Ed.): 868 p.
56. **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.
57. **Parapanov.R. Vargas et al, 2009.** Spermatogenèse et perturbation endocriniens étude sur la qualité du sperme en suisse fondation andrologie biologie endocrinologie reproduction faber en suisse.
58. **Parez V. et Duplan J. M, 1987.** L'insémination artificielle bovine. Paris : ITEB/UNCEIA.-256p
59. **Picard-Hagen N. Gayrard V. Chemineau P, 1996.** Photopériode et reproduction chez les petits ruminants: rôle de la mélatonine, Le Point Vétérinaire, Numéro spécial Reproduction des ruminants", pp 927-932.

60. **Rahman S, 2007.** 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.
61. **Raji AO, Igwebuikwe JU, Aliyu J, 2008.** 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.
62. **Restall B, 2003.** Productions et conservation de la semence de bouc pour l'insémination artificielle *INRA prod.anim ; 16(2) :91-99.*
63. **Robel P, 2001.** La stéroïdogenèse les enzymes de régulation et leur expression génomique. In Thibault. Levasseur M-C éd la reproduction chez les mammifères et l'homme 144-151 pp coédition INRA, Ellipses.
64. **Salamon S. et Maxwell W. M. C., 2000.** Storage of ram semen. *Anim. Reprod. Sci., 62: 77-111.*
65. **Shamsuddin M, Amiri Y, Bhuiyan MMU, 2000.** Characteristics of buck semen with regard to ejaculate numbers, collection intervals, dilution and preservation periods. *Reproduction of Domestic Animal* 2000; 35:53-57.
66. **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.
67. **Setchell B.P Maddocks, 1977.** Male reproductive organs and semen extrait de Cole H.H reproduction in domestic animals Third édition 230-255.
68. **Silverthorn D U. Ober W C. Garrison C W. Silverthorn A C. Johnson B R, 2007.** *Physiologie humaine Une approche intégrée Pearson education France, 976 P.*
69. **Soltner D, 1993.** *Zootechnie générale tome1. La reproduction des animaux d'élevages édition INRA, science et technique agricole.*
70. **Stevens A. Lowe J, 1993.** Chap. 17 appareil génital masculine in : Stevens A. Lowe *J histologie paris .éd. Pradel 1993 :304-321.*
71. **Thiabault C, 1975.** *La fécondation.1 vol Masson 1995.20.*
72. **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.

73. **Ugwu SOC, 2009.** 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.
74. **Vaissaire J.P, 1977.** Sexualité et reproduction des mammifères domestique et de laboratoires MALOINE S.A EDITEUR.457p, p81-276.
75. **Van Der Molen H.J et al, 1975.** Contrôle neuroendocrinien du testicule Journal of Reproduction and Fertility 44, 351-362.
76. **Walkden-Brown, 1994.** Daily sperm output, extra-gonadal sperm reserve, daily sperm production rate and seminiferous tubule length, 78p.