



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 performances testiculaires chez les
caprins de population locale dans la wilaya de Médéa.

Présenté par

KHELIFI Ali

BOUHAMBEL Yahia

Devant le jury :

président : Dr KHELIFI Nadjat-Amina

Examineur : Dr DAHMANI Hicham

Promoteur : Dr OUCHENE Nassim

Maitre de Conférences B
Université de Blida

Maitre assistant A Université de
Blida

Maitre de Conférences A
Université de Blida

Année universitaire : 2016/2017

Remerciements

D'abord les plus forts de nos remerciements sont pour «ALLAH» le tout puissant, de nous avoir guidé et 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 Dr OUCHENE Nassim, notre promoteur, Maître de conférences à l'université SAAD DAHLEB –BLIDA, qui nous a encadré, et qui a su nous laisser la liberté nécessaire à l'accomplissement de nos travaux, tout en y gardant un œil critique et avisé, pour développer ce travail. Merci, pour votre compétence, votre patience et votre disponibilité.

Nous exprimons notre profonde gratitude à Dr KHELIFI Nadjat-Amina, Maître de conférences à l'université SAAD DAHLEB –BLIDA, qui nous a honoré en acceptant la présidence du jury.

Nous remercions, Dr DAHMANI Hicham, Maître de conférences à l'université SAAD DAHLEB –BLIDA, pour nous avoir fait l'honneur d'être l'examineur dans notre jury.

Nos remerciements vont aussi à tous nos enseignants de l'institut des sciences vétérinaires-Blida et à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à l'accomplissement de ce travail.

Dédicace

Je dédie ce travail à :

· Mes parents:

Ma mère, qui a œuvré pour ma réussite, de par son amour, son soutien, tous les sacrifices consentis et ses précieux conseils, pour toute son assistance et sa présence dans ma vie, reçois à travers ce travail aussi modeste soit-il, l'expression de mes sentiments et de mon éternelle gratitude.

Mon père, qui peut être fier et trouver ici le résultat de longues années de sacrifices et de privations pour m'aider à avancer dans la vie. Puisse Dieu faire en sorte que ce travail porte son fruit ; Merci pour les valeurs nobles, l'éducation et le soutien permanent venu de toi.

· A mes chers frères : hamid, islam, Que Dieu les garde pour moi.

· A mon cher frère zouhir Que dieu lui accorde sa miséricorde et l'accueil dans son vaste paradis

· A Silya, je te souhaite tout le bonheur que tu mérites.

· A mes très chers amis : Brahim El Khalil, Aissa, Slimane, Mokhtar, Yahia, Hakim, Ismail, Krime Ait,...., Merci d'être toujours là pour moi.

· A tous mes amis et collègues.

· A tous les étudiants de la promotion 2016/2017. Option : Science vétérinaire

· A tous ceux qui, par un mot, m'ont donné la force de continuer

Khelifi ali

Dédicace

Je dédie ce modeste travail et ma profonde gratitude à ma mère et mon père pour l'éducation qu'ils m'ont prodigué; avec tous les moyens et au prix de toutes les sacrifices qu'ils ont consentis à mon égard, pour le sens du devoir qu'ils m'ont enseignés depuis mon enfance.

· A mon cher frère " Yazid ", mes précieuses sœurs et toute ma famille.

· A tous mes amis : Hakim, Abdellah, Fateh, Sidali, Walid, Khalil, Othmane, Achraf, Azize....

· A tous mes collègues de la promotion 2016/2017.

Bouhambel yahia

**Contribution à l'étude des performances testiculaires chez les caprins de population locale
dans la wilaya de Médéa.**

Résumé :

Notre étude constitue une contribution à l'évaluation de certaines caractéristiques testiculaires chez 22 boucs de population locale âgés entre 6 et 48 mois. Cette étude a été menée dans la wilaya de Médéa. L'influence de l'âge sur les différents paramètres testiculaire a été également étudiée. L'âge des boucs a été classé en deux catégories : 6-18 mois et 18-48 mois. Les résultats des paramètres testiculaires étudiés : Circonférence scrotale, longueur testiculaire, diamètre testiculaire et le diamètre de la queue de l'épididyme chez les deux catégories d'âge étaient respectivement de(21,18cm ; 25,79 cm) ; (5,78 cm ; 6,94 cm) ; (4,3 cm; 6,13 cm) et (1,99 cm ; 2,3 cm).

Les résultats trouvés montrent que l'âge a une influence sur les traits testiculaires étudiés.

**Contribution to the study of testicular performances for the local population of goats in the
wilaya of MEDEA**

Summary :

Our study , which was realized in the region of MEDEA , is a contribution to evaluate some testicular characteristics of 22 goats of the local population aged between 6-48 months. The influence of the age on these testicular parameters was also studied .

The age of the goats was divided into two categories : 6-18 months and 18-48 months.

The results of the testicular parameters studied : scrotal circumference, as well as the both gonadal testicular length, testicular diameter and cauda epididymis diameter for both age categories were respectively (21,18cm ; 25,79 cm) ; (5,78 cm ; 6,94 cm) ; (4,3 cm; 6,13 cm) et (1,99 cm ; 2,3 cm).

These results show that the age has an influence on the testicular characteristics studied.

دراسة أداء الخصيتين لذكر الماعز من السلالة المحلية لولاية المدية

الملخص :

الهدف من هذه الدراسة، التي تمت على مستوى ولاية المدية، هو تقييم بعض الخصائص المتعلقة بالخصيتين عند 22 تيس من السلالة المحلية و المتروحة أعمارهم ما بين 6 أشهر و 48 شهراً. و كذلك دراسة تأثير السن على مختلف هذه الخصائص. هذا الأخير قسم إلى فئتين 6-18 شهراً و 18-48 شهراً.

العوامل المدروسة عند كلا الفئتين هي : محيط الصفن، طول الخصيتين، وقطر هما، وقطر ذنب البربخ. والنتائج المتحصل عليها هي على الترتيب : (21,18 سم- 25,79 سم)؛(5,78 سم- 6,94 سم)؛(4,3 سم - 6,13 سم)؛(1,99 سم – 2,3 سم).

تبين هذه النتائج أن للسن تأثير على خصائص الخصيتين المدروسة.

Sommaire

Introduction	01
Première partie: REVUE BIBLIOGRAPHIQUE	
Chapitre I : Les caractères généraux des caprins	
I.1. Caractères généraux.....	02
I.1.1. Systématique (Taxonomie)	02
I.1.2. Répartition et évolution des caprins dans le monde	02
I.1.3. Les races caprines dans le monde	03
I.1.3.1. La chèvre d'Europe.....	03
I.1.3.2. La chèvre	05
I.1.3.3. La chèvre d'Afrique	06
I.1.4. L'élevage caprin en Algérie	07
I.1.5. La répartition géographique.....	07
I.1.6. La population caprine en Algérie	07
I.1.6.1. La population locale	08
I.1.6.2. La population introduite	08
I.1.7. Conduites de l'élevage caprin	09
I.1.7.1. Bâtiment d'élevage	09
I.1.7.2. Normes techniques	09
Chapitre II : Bases de la reproduction chez les caprins	
II.1. particularité de la reproduction chez les caprins.....	10
II.1.1. Rappels sur la bases de la reproduction chez les caprins	10
II.1.1.1. Anatomie.....	10
II.1.1.2. Physiologie	11
II.1.1.2.1. Activité sexuelle	11
II.1.2. Les différentes phases du cycle chez la chèvre	13
II.1.3. Le comportement de chaleur chez la chèvre	15
II.1.4. Facteurs influençant la reproduction.....	16
II.1.4. 1. Etat corporel.....	16
II.1.4. 2. La saison	16
II.1.4. 3. L'alimentation	17
II.1.4. 4. Le stade physiologique	17
II.1.4. 5. Effets de l'environnement social.....	18

II.1.4. 5.1.L'effet bouc	18
II.1.4. 5.2.Isolement social du male reproducteur	18
II.1.4. 5.3.Présence permanente des partenaires du sexe opposé	18
II.2.Anatomie et histopathologie du testicule	19
II.2.1.anatomie et structure	19
II.2.1.1.les enveloppes testiculaires	19
II.2.1.1.1.le scrotum	19
II.2.1.1.1.1.la peau du scrotum	19
II.2.1.1.1.2.Le dartos.....	20
II.2.1.1.2.La celluleuse	20
II.2.1.1.3.Le crémaster.....	20
II.2.1.1.4. La fibreuse	20
II.2.1.1.5. La séreuse vaginal	20
II.2.2.Histophysiologie du testicule	20
II.2.2.1.les tubes séminifères.....	20
II.2.2.2.Les cellules de Sertoli	21
II.2.2.2.1.Rôle des cellules de Sertoli.....	21
II.2.2.3.Les cellules de la lignée germinale	22
II.2.2.3.1.Spermatogénèse et cycle spermatogénétique	23
II.2.2.3.1.1.Phase de multiplication des spermatogonies	23
II.2.2.3.1.2.Phase de réduction et de maturation	23
II.2.2.3.1.3.Phase de spermiogénès	23
II.2.2.3.1.4.Cycle de l'épithélium séminal	24
II.2.2.4.Le tissu interstitiel	24
II.2.3.Contrôle neuroendocrinien de la spermatogénèse	25
II.3.Le sperme	26

Chapitre III : Récolte et conservation de la semence de bouc

III.1.La récolte du sperme.....	28
III.1.1.La récolte épидидymaire.....	28
III.1.1.1. Matériel et méthodes.....	28
III.1.1.2.Conservation des gamètes	29
III.1.2.La récolte au vagin artificiel	29
III.1.2.1.La préparation du vagin artificiel	30
III.1.2.2.Entrainement du mâle pour la collecte.....	30
III.1.2.2.1.Mâles dont la semence n'a jamais été collectée	30
III.1.2.2.2.Mâles dont la semence a déjà été collectée auparavant.....	30

III.1.2.3.La récolte de semence	30
III.1.3.La récolte par électroéjaculation	31
III.2.Conservation de la semence	31
III.2.1.La dilution de la semence.....	31
III.2.2.Conditionnement de la semence	32
III.2.3.Conservation de la semence	33
III.2.3.1.À l'état liquide	33
III.2.3.2.À l'état congelé	33

DEUXIEME PARTIE : PARTIE EXPERIMENTALE

IV.1. Matériels expérimentales	34
IV. 1.1. Région d'étude	34
IV.1.2. Matériels et méthodes.....	35
IV.1.2.1. Matériel.....	35
IV. 1.2.1.1. Matériel biologique (animaux)	35
IV. 1.2.1.2. Matériel technique.....	35
IV. 1.2.2. Méthode.....	35
IV.2. Résultats.....	36
IV. 2.1. L'âge des animaux	36
IV. 2.2. Mensurations testiculaires	36
IV. 2.3. Représentation des mensurations testiculaires selon l'âge	38
IV.3.Discussion.....	46
Conclusion	48

Table des figures

Figure 1 : appareil génital du bouc.....	10
Figure2 : appareil génital de la chèvre	11
Figure 3 : Représentation schématique des différents évènements physiologiques au cours du cycle sexuel chez la chèvre.....	14
Figure 4 : éléments du comportement sexuel	15
Figure 5 :structure histologique du tube séminifère	21
Figure 6 :schéma représentatif des différentes fonctions de cellules de sertoli	22
Figure 7 : Étapes de la spermiogénèse.....	24
Figure 8 :Contrôle neuroendocrinien de la spermatogénèse	26
Figure 9 : le vagin artificiel	29
Figure 10 : schéma d'une paillette d'insémination artificielle	33
Figure 11 : L'évolution de la circonférence scrotale selon l'âge (groupe A)	38
Figure 12 : L'évolution de la longueur testiculaire selon l'âge (groupe A).....	39
Figure 13 : L'évolution du diamètre testiculaire selon l'âge (groupe A)	40
Figure 14 : L'évolution du diamètre e la queue de l'épididyme selon l'âge (groupe A)	41
Figure 15 : L'évolution de la circonférence scrotale selon l'âge (groupe B)	42
Figure 16 :L'évolution de la longueur testiculaire selon l'âge (groupe B).....	43
Figure 17 :L'évolution du diamètre testiculaire selon l'âge (groupe B)	44
Figure 18 :L'évolution du diamètre e la queue de l'épididyme selon l'âge (groupe B)	45

Table des photos

Photo 1:La chèvre ALPINE	3
Photo 2 :La chèvre SAANE.....	4
Photo 3 :La chèvre de Malte	4
Photo 4 :La chèvre ANGORA	5
Photo 5 :La chèvre CACHEMIRE	5
Photo 6 : La chèvre NUBIENNE.....	6
Photo 7 : carte géographique de la région de Tamesguida	34
Photo 8 : Ruban métrique	35
Photo 9 :pied à coulisse.....	35
Photo 10 : Utilisation du ruban métrique pour mesurer la circonférence scrotale.....	36
Photo 11 : Pied à coulisse utilisé pour mesurer la longueur testiculaire	36
Photo 12 :Pied à coulisse utilisé pour mesurer le diamètre testiculaire	36

Table des tableaux

Tableau 1 : Evolution de la population caprine par continent (tête).....	3
Tableau 2 : évolution de l'effectif caprin en Algérie 2008-2012	7
Tableau 3 : Moyennes et écart-types des variables par individu.....	37

Table des abbreviations

FAO: Food and Agriculture Organisation

LH: Luteinising hormone

GnRH: Gonadotrophic Releasing Hormon

FSH: follicule stimulating hormone

cm: centimètre

M : mètre

Kg : kilogramme

h: heure

%: pourcent

PGF2 α : prostaglandines

LHRH: luteinizing hormone-releasing hormone

μ : micron

ABP : Androgen-binding-proteine

ml : millilitre

spz : spermatozoïde

°C : degré celsius

IA : insémination artificiel

PH : degré d'acidité

CS : circonférence scrotale

LT : longueur testiculaire

DT : diamètre testiculaire

DQE : diamètre de la queue de l'épididyme

D : droit

G : gauche

Moy : moyenne

Introduction

Introduction

Dans certaines régions dans le monde, la chèvre reste l'animal qui joue un rôle primordial dans l'alimentation des populations, et la valeur de la chèvre s'est avérée capitale, lors des grandes famines qui ont sévi récemment dans le monde et en particulier le continent africain (**Gourine, 1989**). Elle est élevée essentiellement pour son lait, sa viande, et ses poils.

En Algérie l'élevage caprin compte parmi les activités agricoles les plus traditionnelles associés à l'élevage ovin, avec une production de 1750000 tonne de viande et 2377000,000 millions litres de lait (F.A.O, 2014).

Le cheptel caprin est caractérisé par son adaptation aux conditions climatiques du pays, et se trouve concentré essentiellement dans les zones de montagne et de parcours dégradés, où il constitue une activité économique importante de la population.

L'amélioration de cette espèce nécessite la connaissance des performances de la reproduction est surtout les performances testiculaires. L'analyse du développement testiculaire a une très grande importance car il est significativement corrélé avec l'activité reproductive.

Cette thèse comporte deux parties :

Une revue bibliographique ayant pour objectif d'actualiser les connaissances sur la fonction de reproduction de façon générales chez les caprins. Ainsi seront abordés les chapitres suivants :

- Ressources génétiques caprines.
- bases de la reproduction chez les caprins.
- Récolte et conservation de la semence de bouc.

Une deuxième partie expérimentale a été entreprise afin d'évaluer les performances testiculaires chez le bouc et ce pour apporter des éléments fondamentaux nécessaires à une gestion rationnelle des mâles dans nos élevages.

Partie
bibliographique

Chapitre I

Les caractères généraux des caprins

CHAPITRE1 : Les caractères généraux des caprins

1. Caractères généraux :

La chèvre a toujours fait partie de la vie quotidienne de l'homme, où elle élevée essentiellement pour son lait, sa viande, et ses poils.

Le bouquetin et le chamois peuvent être considérés comme les ancêtres de la chèvre domestique.

Ses ancêtres ont apparu durant la période néolithique (8000 ans avant Jésus Christ J.C.), alors que la chèvre est domestiquée vers les 7000 et 7500 ans avant J.C. (Babo, 2000 ; Fantazi, 2004).

1.1. Systématique (Taxonomie) :

Selon Holmes-Pegler (1966), Babo (2000) et Fantazi, (2004), la chèvre domestique dont le nom scientifique *Capra hircus* est appartient à :

- Règne : animal
- Embranchement : vertèbres
- Classe : Mammifères.
- Sous classe : Placentaires.
- Ordre : Artiodactyles. Sous ordre : Ruminants.
- Famille : Bovidae
- Sous famille : Caprinés.
- Genre : Capra.
- Espèce : Capra hircus.

1.2. Répartition et évolution des caprins dans le monde :

Le cheptel caprin mondial est évalué par le F.A.O. à environ 939597715 têtes en 2014, sous réserve des incertitudes évidentes de ce type d'estimation. Poursuivant son évolution et expansion.

D'après le tableau n°1, nous observons que la grande concentration des caprins est dans les continents Asiatique (environ 63% de l'effectif mondial) et Africain (environ 30% de l'effectif mondial). Par ailleurs, l'estimation de la production laitière est variable, et dépend

CHAPITRE1 : Les caractères généraux des caprins

essentiellement au système de production pratiqué par les pays. L'Europe produit **2433** millions de tonnes de lait, avec un effectif de **17** millions de têtes, alors que l'Afrique produit moins malgré son effectif plus grand. (FAO.2014).

Tableau n° 1 : Evolution de la population caprine par continent (tête) (FAO.2014).

	2008	2009	2010	2011	2012
Asie	571619707	581337152	582686497	584764599	595083838
Afrique	320256477	323575218	330513849	338611135	344513877
Amérique	37574258	37594371	38852749	38014409	35996320
Europe	17818677	17181303	17082043	16574840	16557060
Océanie	3118341	3805439	3920891	3913880	3969756
Monde	950387460	963493483	973056029	981878863	996120851

1.3. Les races caprines dans le monde :

1.3.1. La chèvre d'Europe : les races les plus répandues en Europe sont : Alpine, Saanen, et Maltaise.

- **La race Alpine :** c'est la race la plus répandue, originaire du massif d'Alpin de France et Suisse. Elle est de taille et de format moyens. Sa tête est triangulaire, plus souvent cornue. Les oreilles sont portées dressées en cornet assez fermé. La robe est à poil ras et de couleur très variée : allant du rouge clair au rouge foncé, avec des pattes noires. Les mamelles sont volumineuses, bien attachées, avec une peau souple et fine. L'Alpine est une forte laitière, qui supporte bien les différents modes d'élevages (Charron, 1986 ; Benalia, 1996 ; Babo, 2000 ; Gilbert, 2002 ; Fantazi, 2004).



PHOTO 1 : La chèvre ALPINE (1).

CHAPITRE1 : Les caractères généraux des caprins

- **La race Saanen** : originaire de la vallée de Saane en Suisse. Sa robe est uniformément blanche, avec des poils courts, denses et soyeux. La tête souvent motte avec des pampilles et barbiche. Ses mamelles sont globuleuses, et larges. Elle est rustique et s'adapte facilement à la zone de zéro pâturage. La Saanen est une meilleur productrice du lait dans le monde, et donne surtout d'excellente chevreaux dont la viande est très appréciable (Holmes-Pegler, 1966 ; Quittet, 1977 ; Charron, 1986 ; Benalia, 1996 ; Babo, 2000 ; Gilbert, 2002 ; Fantazi, 2004).



Photo 2 : La chèvre SAANEN (2).

J. PHOTO 2. LA CHEVRE SAANEN (2)

- **La race Maltaise** : dite aussi la chèvre de Malte. Elle est rencontre dans les régions des littoraux d'Europe, a un format moyen et une robe généralement blanche à poils longs. Sa tête est longue a profil droit, et souvent sans cornes avec des oreilles tombantes. C'est une bonne productrice du lait. Elle serait à la base de certaines chèvres laitières d'Italie, d'Afrique du Nord et même de Grèce (Holmes-Pegler, 1966 ; Charlet et Le-Jaowen, 1975 ; Fantazi, 2004).



Photo 3 : La chèvre de Malte (3).

CHAPITRE1 : Les caractères généraux des caprins

1.3.2. La chèvre d'Asie : les races les plus développées ont été et sont encore des races lainière ; comme la race Angora, et la race Cachemire.

- **La race Angora** : originaire de la province d'Angora (de nos jours Ankara) en Turquie. C'est une race de format réduit, avec une petite tête, et des Oreilles pendantes. La laine est blanche, la toison est bouclée ou frisée. Elle est rustique, et à un bon rendement lainier, suite à la production des fibres mohair de très haute qualité. Ses productions de viande et surtout de lait sont réduites (Holmes-Pegler, 1966 ; Quittet, 1977 ; Charlet et Le-Jaowen, 1975 ; Babo, 2000 ; Gilbert, 2002 ; Fantazi, 2004).



Photo 4 : La chèvre ANGORA (4)

- **La race Cachemire** : elle ne peut être élevée qu'au Cachemire (entre l'Inde et le Tibet). Elle est rustique, résiste surtout au climat froid. C'est une race de petit format, à production surtout lainière (Holmes-Pegler, 1966 ; Quittet, 1977 ; Fantazi, 2004).



Photo 5 : La chèvre CACHEMIRE (5).

CHAPITRE1 : Les caractères généraux des caprins

1.3.3. La chèvre d'Afrique : la population caprine d'Afrique est formée essentiellement par la race **Nubienne**, qui se caractérise par une taille moyenne, une tête étroite, avec des Oreilles longues, larges, et pendantes. La robe est à poil court, de couleur roux plus au moins foncé. En l'Afrique du Nord, on trouve en plus, des sujets de la race **Syrienne**.



Photo 6 : La chèvre NUBIENNE (6).

CHAPITRE1 : Les caractères généraux des caprins

1.4. L'élevage caprin en Algérie :

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.

Actuellement, il est estimé de **5 millions** de têtes (FAO.2014).

L'essentiel de l'alimentation du cheptel est assuré par les milieux naturels (steppe, parcours, maquis...) et des milieux artificiels (jachères, prairies...) notamment en hiver et au printemps. Les terres consacrées à la production fourragère couvrent 33 millions d'hectares répartis entre les prairies naturelles (0,1%), les cultures fourragères (1,6%), la jachère (10,6 %) et les pacages et parcours (87,7%). (Nedjraoui, 1981).

Les terres consacrées à la production fourragères, exploitées de manière extensive, ne représente que 1%. Le déficit fourrager est de 58 % en zone littorale, 32 % en zone steppique et 29 % au Sahara. (Adem, et Ferrah., 2002).

Tableau n°2 : évolution de l'effectif caprin en Algérie 2008-2012. (FAO).

	2008	2009	2010	2011	2012
Bovins	1640730	1716700	1747700	1790140	1843930
Caprins	3751360	3962120	4287300	4411020	4594525
Ovins	19946150	21404580	22868770	23989330	25194105

1.5. La répartition géographique :La répartition du cheptel caprin à travers le territoire national dépend de la nature de la région, du mode d'élevage, et de l'importance donnée à la chèvre.

1.6. La population caprine en Algérie : Le cheptel caprin Algérien est très hétérogène et 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. (M.A.P., 1998 cités par Khaldoune et *al.*, 2001).

CHAPITRE1 : Les caractères généraux des caprins

1.6.1. La population locale : est représentée essentiellement par la race Arabe, kabyle, la chèvre du M'zab, et la Mekatia (Fantazi, 2004 ; Bey et Laloui, 2005).

- **La race Arabe (Arbia)** : c'est la race la plus dominante, se localisée surtout dans les hauts plateaux, les zones steppiques et semi-steppiques. Elle se caractérise par une taille basse de 50-70cm, une tête dépourvue de cornes avec des oreilles longues et pendantes. Sa robe est multicolore (noire, grise, marron) à poils longs de 12-15cm. La chèvre Arabe a une production laitière moyenne de 1,5 litre.

- **La race Kabyle** : c'est une chèvre autochtone qui peuple les massifs montagneux de la Kabylie et des Aurès. Elle est robuste, massive, de petite taille d'où son nom «**Naine de Kabylie** ». La tête est cornue, avec des oreilles longues et tombantes. La robe est à poils longs et de couleurs variées : noir, blanc, ou brun. Sa production laitière est mauvaise, elle est élevée généralement pour la production de viande qui y est de qualité appréciable.

- **La chèvre du M'zab** : dénommée aussi la chèvre rouge des oasis. Elle se trouve surtout dans le sud, et se caractérise par une taille moyenne de 60–65cm. La robe est à poil court et de trois couleurs : chamois, noir et blanc. Le chamois est le plus dominant, le noir forme une ligne régulière sur l'échine alors que le ventre est tacheté par le blanc et noir. Sa production laitière est bonne (2-3 litre/jours).

- **La race Mekatia** : c'est le résultat de croisement entre les races standardisées, se localise surtout dans les hauts plateaux. Elle se caractérise par un corps allongé, une robe polychrome (grise, beige, blanche, brune) à poils ras et fins, et des oreilles tombantes. Sa production laitière est bonne (Bey et Laloui, 2005).

1.6.2. La population introduite : plusieurs races performantes tels que: Saanen; Alpine et Maltaise ont été introduites pour les essais d'adaptation et d'amélioration des performances zootechniques de la population locale (production laitière et de viande).

1.7. Conduites de l'élevage caprin :

1.7.1. Bâtiment d'élevage:

- Les bâtiments d'élevage doivent mettre les animaux dans de bonnes conditions d'ambiance tout en les protégeant des intempéries et permettre à l'éleveur d'effectuer dans les meilleures conditions les multiples tâches demandées un élevage laitier. (Chunleau, 1995).
- Les chèvres sont vives, alertes et curieuses. Lors de l'arrivée d'un nouveau venu dans leur aire de vie, elles doivent s'y intéresser. A cette occasion, il faut remarquer l'animal qui reste à l'écart, c'est souvent un animal en souffrance. La répartition des animaux dans l'aire qui leur est attribuée est souvent porteuse d'informations. Elle peut par exemple révéler l'existence d'un courant d'air ou d'une zone humide. (Chunleau, 1995).

1.7.2. Normes techniques :(Chunleau, 1995).

A- Surface par animal :

- Chèvre en stabulation libre avec parcs extérieurs : 1,50 m².
- Chèvre logée (avec couloir) : 2,30m².
- Chevreau avant sevrage : 0,30 m².

B- Auges et cornadis :

- Longueur d'auge par chèvre en chèvrerie : 0,30 m à 0,40 m.
- Largeur d'auge par chèvre en chèvrerie : 0,40 m.
- Hauteur de l'auge coté couloir : 0,50 m à 0,60 m.
- Hauteur du cornadis coté couloir : 1,25 m.

C- La Salle de trait :

Dans la majorité des cas, les chèvres sont traites par l'arrière ou en épi. Contrairement aux vaches, elles ne sont pas séparées les unes des autres sur le quai. Suivant la capacité de la salle de traite le nombre de poste est variable ; Ce type d'installation fonctionne, elle est facile à utiliser par l'éleveur ; en général, sans distribution de concentré.

Chapitre II
Bases de la
reproduction chez les
caprins

CHAPITRE2 : Bases de la reproduction chez les caprins

La reproduction est un aspect particulièrement important de l'élevage car elle conditionne le niveau de productivité du cheptel. Toute défaillance représente une perte économique non négligeable, que l'éleveur ne peut tolérer au risque de voir la rentabilité de son entreprise lourdement affectée.

1. particularités de la reproduction chez les caprins.

1.1. Rappels sur la bases de la reproduction chez les caprins :

1.1.1. Anatomie :

Chez le bouc : L'appareil reproducteur mâle assure la production de spermatozoïdes et le dépôt de celui-ci dans les voies génitales de la femelle. (Barone, 1978).

Il comprend :

-Deux gonades ou testicules assurant :

- L'élaboration des spermatozoïdes.
- La sécrétions des hormones sexuelles males.

-Les voies spermatiques : épидидyme, canaux déférant, urètre et pénis.

-Les glandes annexes : vésicule séminales, prostate glande de cowper. (Bonnes et al., 1988).

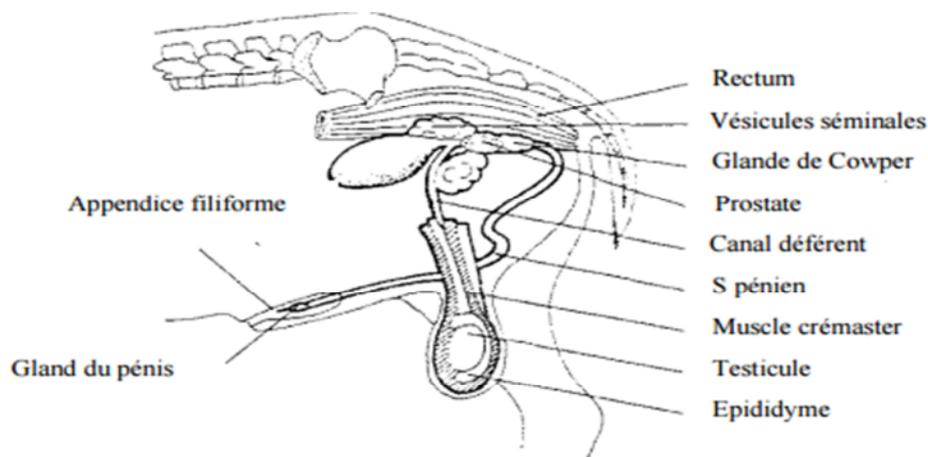


Figure 1 : appareil génital du bouc. (Corcy, 1991).

CHAPITRE2 : Bases de la reproduction chez les caprins

Cher la chèvre :

Il est constitué de :

-Deux gonades ou ovaires élaborant les gamètes et les hormones sexuelles de la femelle ;

-Les voies génitales dont :

- L'oviducte : abrite la fécondation.
- L'utérus : lieu de gestation.
- Le vagin et la vulve : organes d'accouplement. (bonnes et al, 1988).

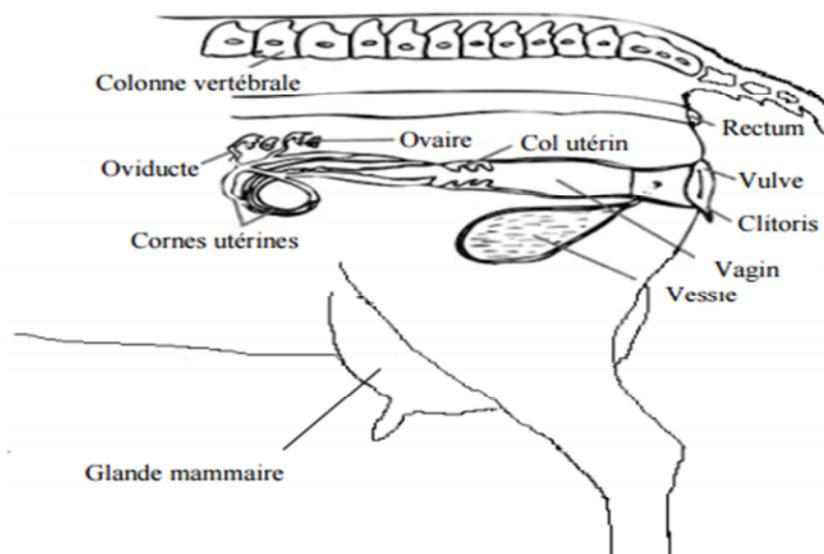


Figure 2 : appareil génital de la chèvre. (Corcy, 1991).

1.1.2. Physiologie :

1.1.2.1. Activité sexuelle : Dans les pays tempérés, les caprins manifestent d'importantes variations saisonnières de l'activité sexuelle dues à la photopériode, la température, l'alimentation ou encore les interactions entre individus. Dans les deux sexes, Les variations se manifestent, chez la femelle, par l'existence d'une période d'anoestrus saisonnier, de durée variable selon les races et, chez le mâle, par une diminution de

CHAPITRE2 : Bases de la reproduction chez les caprins

l'intensité du comportement sexuel et de la production spermatique tant en quantité qu'en qualité. (Hanzen, 2010).

Chez la chèvre : La chèvre est une polyoestrienne saisonnière, c'est-à-dire qu'elle présente une succession d'œstrus pendant une certaine période de l'année, généralement de juillet à décembre. (Zarrouck et al., 2001).

La puberté de la chèvre apparaît à l'âge de 3 à 6 mois et précède la maturité sexuelle. La taille et le poids de l'animal exercent une influence considérable sur la précocité sexuelle : celle-ci peut être avancée ou retardée selon le régime alimentaire des chevrettes durant leur croissance. (Zarrouck et al., 2001).

La chevrette peut être mise à la reproduction vers l'âge de 7 mois si elle pèse au moins 33kg, soit 50 à 55% de son poids adulte.

Afin d'obtenir des sujets aptes à la reproduction le plus tôt possible à l'automne, ce sont les chevrettes nées entre début décembre et la mi-mars qui sont gardées en priorité. En effet, les chevrettes nées plus tard dans la saison ne seront pas assez développées à l'automne pour être saillies. (Zarrouck et al., 2001).

La durée moyenne du cycle est de 21 jours. En début de saison sexuelle, on observe trois catégories de cycles :

- Des cycles courts de 5 à 7 jours (dans 10% des cas).
- Des cycles normaux de 15 à 25 jours (dans 80% des cas).
- Des cycles longs de 26 à 35 jours (dans 10% des cas).

Les chaleurs durent 24 à 48h chez la chèvre laitière et sont caractérisées par des changements importants de comportement. L'ovulation a lieu environ 36 heures après le début des chaleurs.

Le moment idéal pour la saillie ou l'insémination artificielle se situe entre 9 et 24h après le début des chaleurs. (Zarrouck et al., 2001).

CHAPITRE2 : Bases de la reproduction chez les caprins

Il faut noter qu'il n'est pas rare que les chèvres présentent des œstrus anovulatoires en début de saison sexuelle, et des ovulations sans comportement d'œstrus en fin de saison sexuelle. (Baril et al., 1993).

Chez le bouc : La puberté du bouc 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 peuvent se produire dès l'âge de 4 à 6 mois. A cette période, le poids du bouc représente 40 à 60% du poids vif de l'adulte. (Zarrouck et al., 2001).

L'activité sexuelle du bouc est, elle aussi, saisonnée. Le pic d'activité coïncide avec l'augmentation de la testostérone plasmatique se produisant au cours de l'automne (Janudeen et al., 2000). L'activité testiculaire est modifiée par 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. (Chemineau et al., 1994).

Par ailleurs, cette testostérone est responsable de la modification de l'odeur des boucs pendant la saison sexuelle (Chemineau et al, 1994). Shelton (Shelton, 1960) a montré que mettre en présence des chèvres en fin d'anoestrus avec cette odeur de bouc permet d'avancer l'apparition des chaleurs de 10 jours et de les grouper. Ce phénomène est souvent utilisé en élevage avec l'introduction d'un bouc vasectomisé ou non et est appelé "l'effet bouc".

1.2. Les différentes phases du cycle chez la chèvre :

La phase folliculaire se caractérise par le développement terminal d'un (ou de) follicule(s) sous le contrôle de la LH et de la GnRH. La croissance folliculaire s'accompagne de la sécrétion d'œstradiol qui stimule à son tour la libération des gonadotropines, on parle de rétrocontrôle positif. Les pics préovulatoires de LH et FSH induisent l'ovulation 22 heures (\pm 2 heures) plus tard. On appelle œstrus ou chaleurs l'ensemble des phénomènes physiologiques et de comportement qui précèdent et accompagnent l'ovulation. (Chanvallon, 2012).

La phase lutéale se caractérise par la sécrétion de progestérone. A la suite de la phase folliculaire, l'ovule ayant été libéré, le reste du follicule se transforme en corps jaune sécrétant de la progestérone. Pendant la période d'activité du corps jaune, la progestérone

CHAPITRE2 : Bases de la reproduction chez les caprins

inhibe la sécrétion de GnRH et de LH empêchant ainsi le développement des follicules, on parle de rétrocontrôle négatif. La FSH est produite à intervalles plus ou moins réguliers permettant le renouvellement des vagues folliculaires. (Chanvallon, 2012).

En l'absence de fécondation, le corps jaune est dégradé par les prostaglandines (PGF 2α) produites par la muqueuse de l'utérus (endomètre), c'est la lutéolyse. Cela entraîne une diminution du taux de progestérone à la fin de la phase lutéale jusqu'à être absent durant la phase folliculaire. Un nouveau cycle peut alors commencer.

En cas de fécondation, le corps jaune est maintenu et la gestation s'installe pour une durée moyenne de 152 jours (environ 5 mois).

Au contraire, durant la saison d'anoestrus, l'œstradiol inhibe fortement la sécrétion de LH empêchant l'apparition du pic préovulatoire. L'ovulation n'a donc pas lieu et en l'absence de corps jaune, la progestérone est à un niveau quasiment nul. (Chanvallon, 2012).

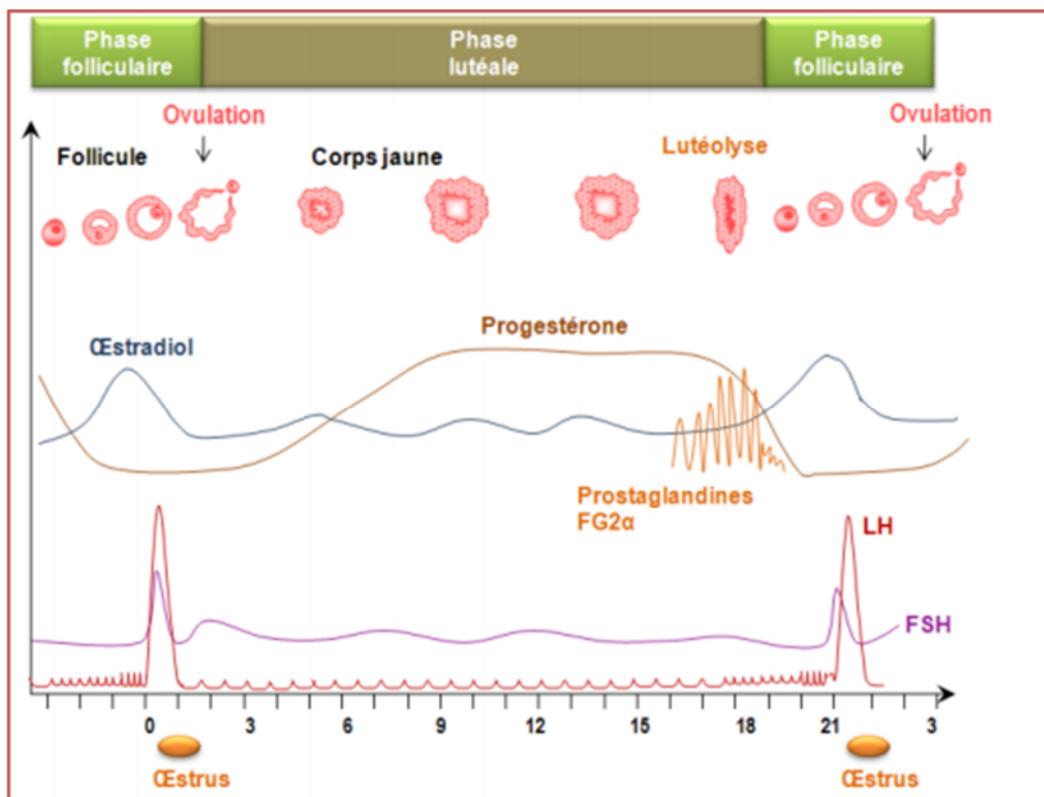


Figure 3 : Représentation schématique des différents événements physiologiques au cours du cycle sexuel chez la chèvre. (Chanvallon, 2012).

CHAPITRE2 : Bases de la reproduction chez les caprins

1.3. Le comportement de chaleur chez la chèvre :

Le comportement de la chèvre se modifie lorsqu'elle entre en chaleur :

- elle devient nerveuse, s'agite et bêle.
- elle remue souvent la queue.
- sa vulve se congestionne et on observe un écoulement de mucus.
- elle chevauche et accepte d'être chevauchée.
- son appétit diminue.
- elle s'immobilise dans une posture caractéristique.(Chunleau, 1995).

Dans un premier temps, la chèvre est particulièrement agitée et s'approche du mâle pour le stimuler mais refuse ses approches, la femelle est dite « proceptive ». Puis les approches de la femelle se poursuivent, elles sont accompagnées d'un frétillement de la queue, de bêlements et souvent d'émission d'urine. Ce comportement stimule les approches du mâle auquel la femelle finit par répondre en s'immobilisant, ce qui provoque des séries de chevauchements et l'accouplement. La femelle est alors dite « réceptive ». Une chèvre en chaleur peut aussi chevaucher et accepter d'être chevauchée par d'autres femelles. (Chanvallon, 2012).

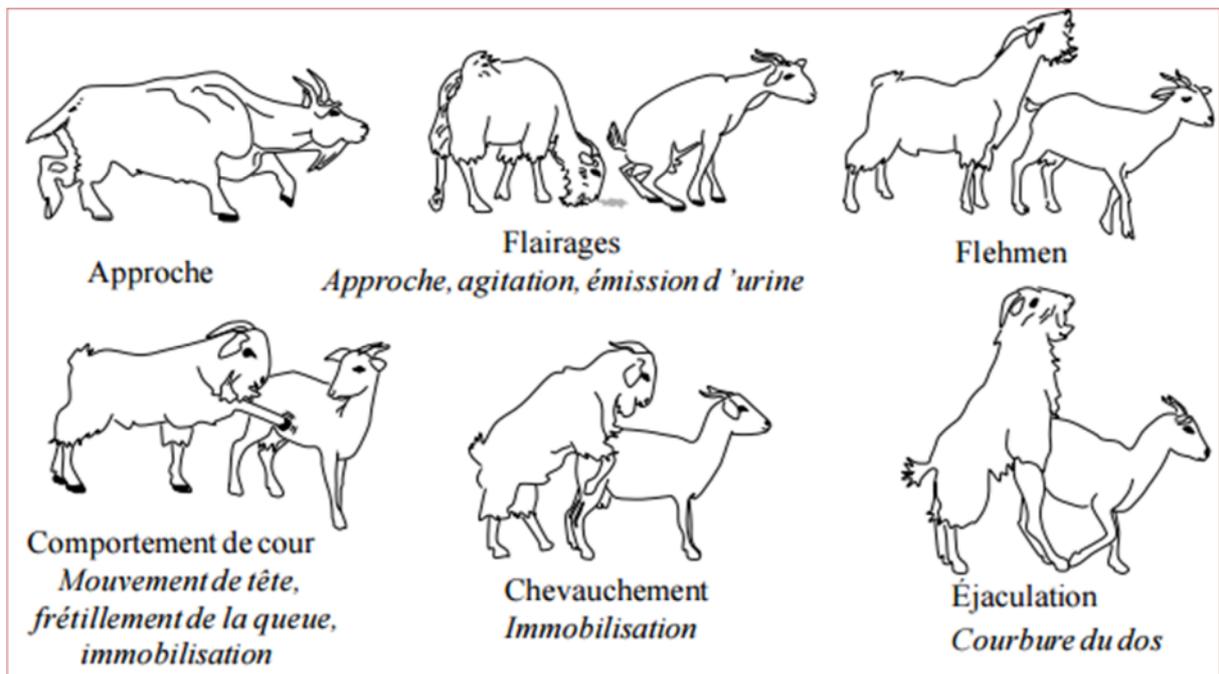


Figure 4 : élément du comportement sexuel. (Gordon, 1997).

1.4. Facteurs influençant la reproduction :

La reproduction chez les caprins est fortement influencée par son environnement et son stade physiologique.

1.4.1. Etat corporel :

Chez le bouc : Le bouc doit être en bon état avant les saillies (note d'état corporel supérieur à 3).

Il faut augmenter son alimentation deux mois avant le début de la lutte, en tenant du fait que, pendant la période des saillies, l'appétit du bouc diminue sensiblement. (Chunleau, 1995).

Chez la chèvre : Il y a une forte corrélation entre l'état corporel et la fertilité des chèvres.

Avant les saillies, la chèvre ne devrait pas avoir une note d'état corporel inférieure à 3. Une suralimentation temporaire (le flushing) riche en énergie donne de bons résultats.

Les chevrettes, pour être saillies, doivent présenter un poids approchant 50/ 60 % de leur poids adulte. Une saillie prématurée coupe la croissance de l'animal et compromet sa carrière.

Pour compléter cette préparation, il est recommandé de procéder à un déparasitage des animaux deux à trois semaines avant la lutte, Le déparasitage sera suivi d'un apport de vitamines A-D3-E. (Chunleau, 1995).

1.4.2. La saison : La durée de la saison sexuelle peut varier en fonction de différents facteurs : durée du jour, race, alimentation, présence du mâle...

Cette saisonnalité est gouvernée par la photopériode ; l'apparition des chaleurs coïncide avec la diminution de la durée du jour (Zarrouk et al., 2001).

On sait depuis longtemps que parmi d'autres le changement de la durée d'éclairement quotidien (photopériode) est chez les petits ruminants un des principaux facteurs responsables de l'anoestrus dit saisonnier. Chez les petits ruminants (espèces à jours courts), les jours dits courts sont stimulateurs de l'activité sexuelle et les jours longs inhibiteurs. (Hanzen, 2010).

CHAPITRE2 : Bases de la reproduction chez les caprins

La mélatonine est une hormone épiphysaire la glande pinéale : messagère neuro-endocrinienne de l'effet de la photopériode, permettant à tous les animaux de percevoir la durée de la nuit et donc du jour, la mélatonine est libérée dans la circulation générale et dans le liquide céphalorachidien.

La mélatonine agit au niveau de récepteurs identifiés principalement dans la pars tuberalis de la tige hypophysaire mais également au niveau de l'hypothalamus vraisemblablement pré-mamillaire : elle contrôle la libération de la LHRH. Le long délai d'action de la mélatonine constitue une autre de ses caractéristiques. Il faut en effet attendre une quarantaine de jours pour que se déclenche l'activité pulsatile des neurones à LHRH.

Au cours de l'anoestrus saisonnier, les pulses de LH et de GnRH sont de faible fréquence mais de grande amplitude conséquence de leur sensibilité augmentée à l'effet feed-back négatif du 17 beta œstradiol d'origine folliculaire. La mélatonine secrétée en quantité de plus en plus importante contribue à réduire l'effet feed-back négatif de l'œstradiol. Il en résulte une augmentation de la fréquence de libération de la GnRH et de la LH et une reprise de l'activité cyclique. (Hanzen, 2010).

1.4.3. L'alimentation : Une alimentation équilibrée tant au niveau énergétique qu'azoté est nécessaire au bon déclenchement des chaleurs. Un « flush alimentaire » commencé quelques semaines avant la saison d'accouplement permet d'améliorer sensiblement la prolificité des chèvres et de réduire la mortalité embryonnaire. (Zarrouk et al., 2001).

D'une façon générale, une sous-alimentation entraîne un dysfonctionnement gonadique qui se traduit par une diminution de la sécrétion des stéroïdes et par l'interruption de la production des gamètes. (Gauthier et al., 1984).

1.4.4. Le stade physiologique : Chez les chevrettes et les chèvres tarées, les cycles commencent plus tôt et se terminent plus tard d'environ un mois par rapport aux animaux en lactation.

La période post-partum est un moment de l'année où le cycle sexuel normal est perturbé. Durant cette période, les phénomènes physiologiques liés au cycle sont ralentis. (Zarrouk et al., 2001).

CHAPITRE 2 : Bases de la reproduction chez les caprins

1.4.5. Effets de l'environnement social : Les différentes interactions entre les mâles et les femelles jouent un rôle important dans le démarrage et le maintien du comportement sexuel dans les deux sexes. (Laboeuf et al., 2003).

1.4.5.1. L'effet bouc : Le mâle, est capable, par sa seule présence parmi les femelles, de faire redémarrer leur activité ovulatoire et oestrienne, un tel phénomène est appelé « effet bouc ». (Baril et al., 1993).

Concernant la réponse comportementale (apparition d'œstrus après l'introduction des mâles) chez les chèvres, près des deux tiers des femelles présentent des œstrus dès la première ovulation et l'œstrus est toujours associé à la 2ème ovulation même après un cycle ovulatoire de courte durée. (Chemineau et al., 2001).

1.4.5.2. Isolement social du mâle reproducteur : Il est admis que, chez les mâles en âge pré-pubertaire, l'isolement complet du jeune bouc, entre la naissance et 5 mois, indépendamment de son stade physiologique, provoque souvent des perturbations importantes du comportement sexuel se traduisant par des inhibitions importantes, voire des difficultés ou impossibilité de collecte. (Casamitjana, 1998).

1.4.5.3. Présence permanente des partenaires du sexe opposé : L'exposition des jeunes boucs à des chèvres, pendant la période pré pubertaire, ne semble pas améliorer de manière notable leurs performances sexuelles à l'âge adulte, contrairement à ce qui se passe chez le bélier, cette exposition accélère, cependant, l'apparition du comportement sexuel à la puberté, la réduction de la latence à l'éjaculation et l'augmentation de la proportion des mâles éjaculant lors des premières collectes de semence. (Orgeur et al., 1988).

2. anatomie et histophysiologie des testicules chez le bouc.

2.1. Anatomie et structure : Les testicules sont situés côte à côte au-dessous de l'anneau inguinal en partie libre. Ils sont enveloppés par des bourses formant une masse ovoïde pendante, partiellement bilobée. (Montane et Bourdelle, 1978).

Le testicule est recouvert d'une membrane fibreuse, résistante non élastique : L'albuginée.

L'albuginée émet une série de lames conjonctives, qui le subdivisent en lobules logeant le tissu parenchymateux, et servant de support aux éléments vasculo-nerveux. (Drion, et al., 1993).

Les lobules sont au nombre de 200 à 300 par testicule, ils contiennent un tissu glandulaire interstitiel et des tubes séminifères d'un diamètre de 120 à 300 μ . Ces derniers comprennent deux parties inégales, la plus importante est contournée et débute à la base du lobule par une extrémité en cul de sac. (Barone, 1978).

Les travées conjonctives de l'albuginée convergent vers la face postérieure du testicule pour former le corps de Higmor où arrivent les canalicules issus des tubes séminifères qui s'y anastomosent et forment le rete testis. De ce dernier, partent 10 à 12 canaux efférents qui traversent l'albuginée et se réunissent pour former la tête de l'épididyme. (Drion et al., 1993).

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

2.1.1.1. Le scrotum :

2.1.1.1.1. La peau du scrotum : Représente l'enveloppe cutanée, unique, comme aux deux testicules. Elle est mince, glabre, adhérente au dartos, recouverte de poils grossiers et riche en glandes sébacées.

Une espèce de bouc brésilienne présente la particularité d'avoir un scrotum double ce qui permet d'optimiser la thermorégulation par la séparation des deux sacs dartoïques. (Drion et al, 1993).

CHAPITRE2 : Bases de la reproduction chez les caprins

2.1.1.1.2. Le dartos: Est une enveloppe propre à chaque testicule. Il constitue l'appareil suspenseur des bourses. Les deux sacs dartoïques sont indépendants l'un de l'autre mais ils s'adossent sur la ligne médiane formant le septum du scrotum. (Barone, 1978).

2.1.1.2. La celluleuse : Représente un fascia lamelleux équivalent à un conjonctif sous cutanée. Elle permet une grande mobilité au testicule, le protégeant contre les compressions et les chocs. (Vaissaire, 1977 ; Drion et al. 1993).

2.1.1.3. Le crémaster : Est un muscle à contraction volontaire, étalé sur la face externe et les bords de la gaine vaginale. Sa contraction est à l'origine de l'ascension du testicule. (Vaissaire, 1977).

2.1.1.4. La fibreuse : Est constituée d'une partie externe fibreuse, et d'une partie interne séreuse. Elle forme un sac pédonculé où logent le testicule et l'épididyme.

2.1.1.5. La séreuse vaginale : Est une expansion du péritoine. Elle comprend un feuillet pariétal qui tapisse la face interne de la fibreuse et un feuillet viscéral qui recouvre le testicule et le cordon testiculaire. (Drion et al., 1993).

2.2. Histophysiologie du testicule :

Le testicule assure deux fonctions importantes ; l'une assimilée à une fonction exocrine : c'est la production des gamètes mâle ou spermatozoïde qui est assumée par les tubes séminifère, et l'autre endocrine : c'est la sécrétion d'hormones testiculaires assumée par le tissu interstitiel. (Girod et Czyba, 1977).

2.2.1. Les tubes séminifères : Sont au nombre de deux à quatre par lobule. Ils s'entourent d'une lame basale délimitant contenant parfois des cellules myoïdes contractiles. Leur paroi est constituée d'un épithélium stratifié, dont on site deux types de cellules : les cellules de la lignée germinale et les cellules de Sertoli.

L'espace inter tubulaire est occupé par des cellules endocrines isolées ou regroupées appelées cellules de Leydig. (Dadoune et démoulin, 2001) (Figure 5)

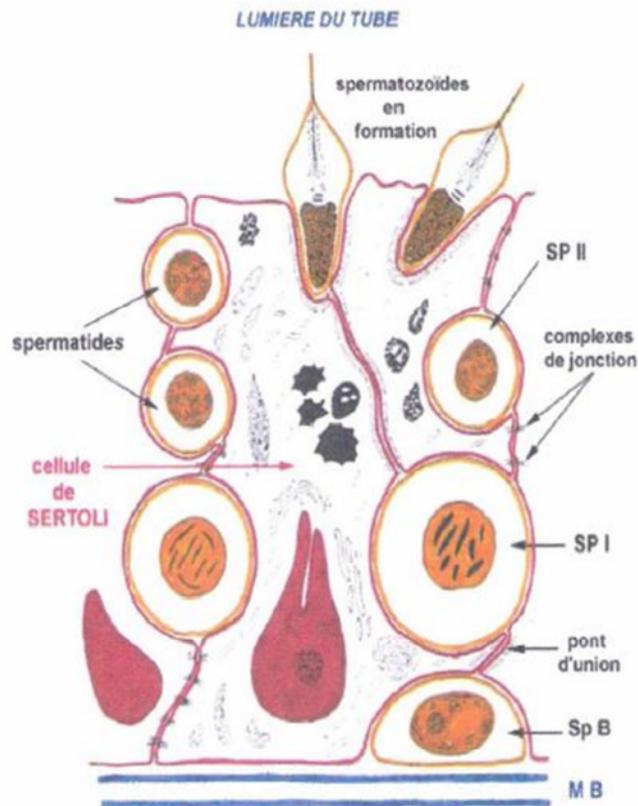


Figure 5 : structure histologique du tube séminifère. (Albert et Jean, 2001).

2.2.2. Les cellules de Sertoli : Ce sont des cellules somatiques à fonction identique et aux structures semblables à celle de tous les vertébrés. (Thibault et al., 1998). Elles ont une forme pyramidale reposant sur la membrane basale. Les cellules de Sertoli s'étendent sur la hauteur du tube séminifère et s'unissent, d'une part, entre elles par des jonctions serrées, et d'autre part, avec les cellules germinales par des jonctions d'ancrages. (Dadoune et Demoulin, 2001).

2.2.2.1. Rôle des cellules de Sertoli : Elles ne seront indispensables au bon déroulement de la spermatogénèse qu'après leur différenciation. Les cellules de Sertoli assurent les fonctions suivantes (figure 6):

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 derniers se font à travers le cytoplasme sertolien en raison de la non vascularisation de l'épithélium séminal.

CHAPITRE2 : Bases de la reproduction chez les caprins

Spermiation : leurs protéases cellulaires participent dans la libération des spermatozoïdes dans la lumière du tube séminifère.

Sécrétion et synthèse : outre les lactates et les pyruvates, source d'énergie pour les cellules germinales, les cellules de Sertoli produisent aussi plusieurs protéines d'importance variable, entre autres l'ABP (Androgen-binding-proteine) et l'inhibine.

Stéroïdogénèse : c'est le métabolisme de la testostérone en androstènedione, dihydrotestostérone et l'aromatisation de la testostérone en 17 β œstradiol.

Phagocytose : c'est la destruction des corps résiduels et des cellules germinales dégénérées. (Dadoune, 1998).

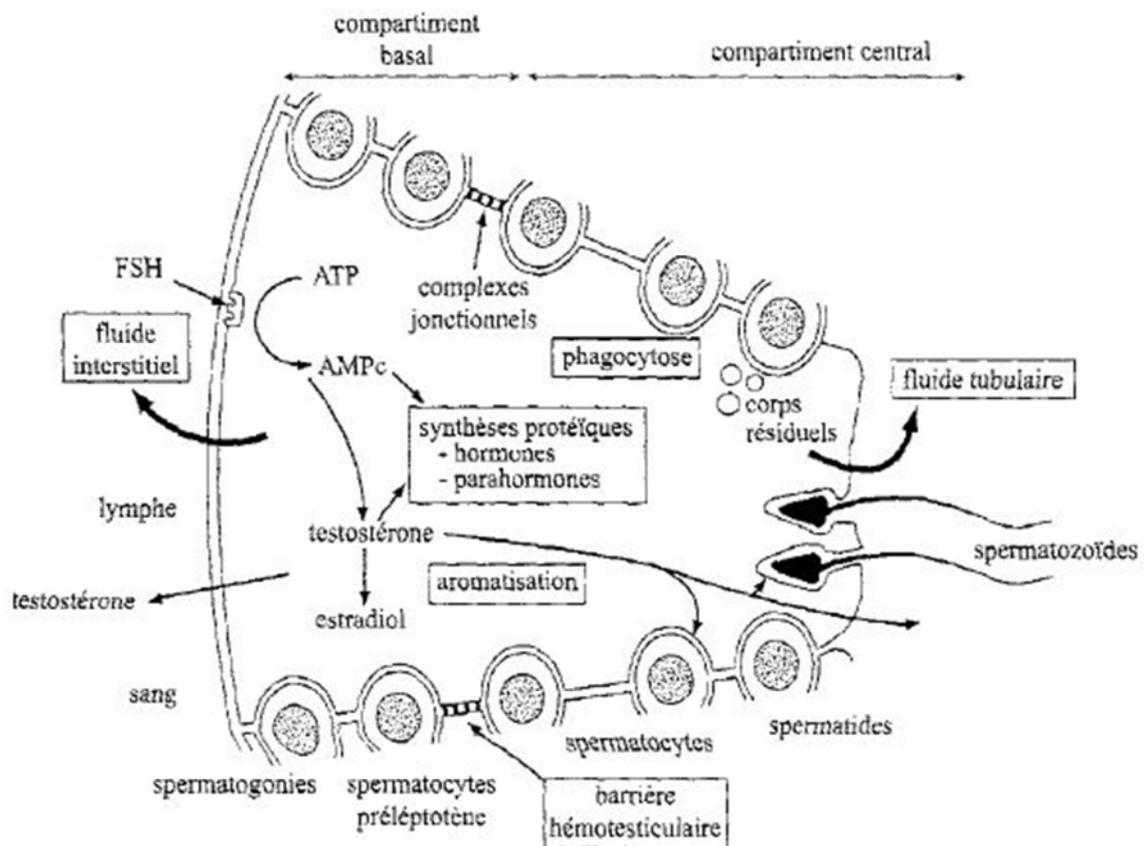


Figure 6 : schéma représentatif des différentes fonctions de cellules de Sertoli. (Dadoune et Demoulin, 2001).

2.2.3. Les cellules de la lignée germinale : Sont les spermatogonies, les spermatocytes, les spermatides et les spermatozoïdes dérivant toutes des gonocytes.

CHAPITRE2 : Bases de la reproduction chez les caprins

2.2.3.1. Spermatogénèse et cycle spermatogénétique : C'est l'ensemble des divisions et des différenciations des spermatogonies de souches qui aboutissent à la production des spermatozoïdes. La spermatogénèse se déroule dans la lumière du tube séminifère de manière centripète.

2.2.3.1.1. Phase de multiplication des spermatogonies : Situées près de la membrane basale, ces cellules ont un noyau arrondi, foncé à chromatine finement dispersée, et désignées par Ad (Dark, Type A). Par mitose, elles donnent une spermatogonie Ad et une spermatogonie Ap (pâle, type A) appelées aussi « poussiéreuse » ayant une chromatine plus claire toujours finement dispersées. La division de celle-ci aboutit aux spermatogonies B ou « croûtelles ». Les spermatogonies se divisent une à trois fois pour donner des « spermatocytes du premier ordre » ou « spermatocytes I ». (George, 1996).

2.2.3.1.2. Phase de réduction et de maturation : Le spermatocyte I devient une grande cellule ovalaire et entre par la suite en division méiotique aboutissant à la formation de deux « spermatocytes du deuxième ordre » ou « spermatocyte II » possédant la moitié du stock chromosomique : c'est la première division de la méiose (réductionnelle). Sa prophase compte cinq étapes : leptotène, zygotène, pachytène, diplotène et diacinèse. Suite à la deuxième division de la méiose, chaque spermatocyte II donne deux nouvelles cellules appelées « spermatides ». (Vaissaire, 1997).

2.2.3.1.3. Phase de spermiogénèse : Les spermatides ne se divisent pas mais subissent une série de modifications aboutissant à la libération des spermatozoïdes : c'est la spermiogénèse. Elle se déroule de la façon suivante (figure 7) :

- Réorganisation du noyau : Il s'aplatit latéralement, se dirige vers le pôle acrosomique et sa condensation se poursuit.
- Développement du système acrosomique : sur le pôle antérieur du noyau, s'étalent des vésicules provenant du système golgien pour former l'acrosome.
- Assemblage des structures du flagelle : les formations flagellaires apparaissent à partir du col marqué par le centriole distal (Dadoune, 1998 ; Albert et Jean 2001).

CHAPITRE2 : Bases de la reproduction chez les caprins

La spermiation et l'étape finale de la spermatogénèse : c'est la libération des spermatozoïdes dans le tube séminifère. (Vaissaire, 1977).

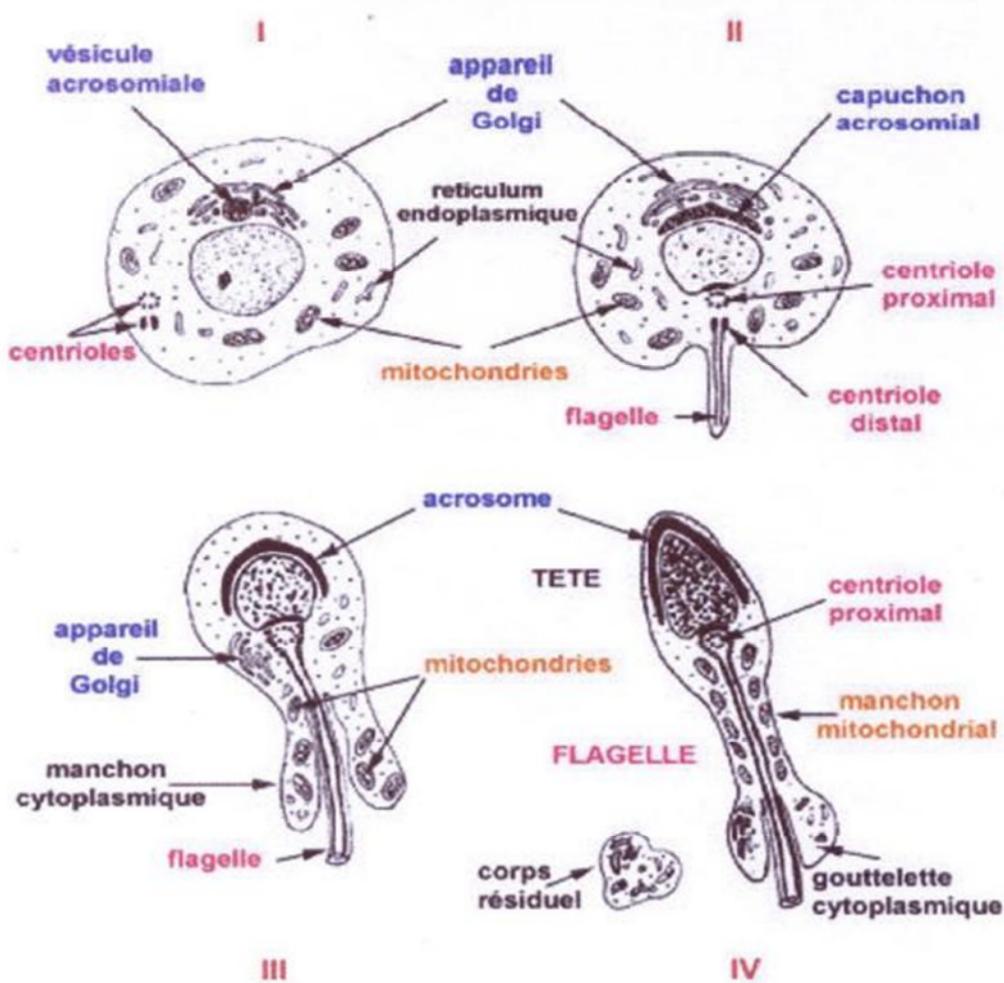


Figure 7 : Étapes de la spermiogénèse. (Albert et Jean, 2001).

2.2.3.1.4. Cycle de l'épithélium séminal :

« La succession dans le temps de ces associations cellulaires en une même partie du tube constitue le cycle de l'épithélium séminifère ». (Thibault, 1993).

2.2.4. Le tissu interstitiel : Isolées ou groupées en amas, les cellules de Leydig occupent les espaces inter tubulaires en rapport étroit avec les capillaires sanguins et lymphatiques.

CHAPITRE 2 : Bases de la reproduction chez les caprins

(Poirier et cheveau, 1970). Elles ont une forme polyédrique avec cytoplasme dense et noyau arrondi. Leur ultrastructure montre une capacité de stéroïdogénèse. Elles secrètent les androgènes sous forme de testostérone et de dihydrotestostérone. (Dadoune, 1998).

2.3. Contrôle neuroendocrinien de la spermatogénèse :

Le déclenchement et le maintien de la spermatogénèse sont sous la dépendance **FSH** et de **LH**. (Parez, 1964).

La GnRH, sécrétée de manière pulsatile par des neurones hypothalamiques, stimule la sécrétion hypophysaire, elle-même pulsatile, de deux autres hormones FSH et LH.

La FSH exerce son action au niveau de l'épithélium séminal et au niveau des cellules de Sertoli qui secrètent l'ABP et l'inhibine. Cette dernière exerce un feed-back négatif sur la sécrétion de FSH, en agissant soit sur les neurones hypothalamiques, soit sur les noyaux hypophysaires. (Vaissaire, 1997).

La LH ou ICSH agit sur les cellules de Leydig et stimule la sécrétion de la testostérone. Celle-ci se lie au niveau du cytoplasme Sertolien à l'ABP dont le complexe ainsi formé stimule le développement de l'épithélium séminal.

La testostérone circulante stimule le tractus génital et les glandes annexes, d'une part, et inhibe par rétroaction négative la sécrétion de LH, d'autre part. (Drion et al., 1993). Ainsi, les œstrogènes testiculaires contrôlent la sécrétion des hormones gonadotropes. (Vaissaire, 1977). (Figure 8).

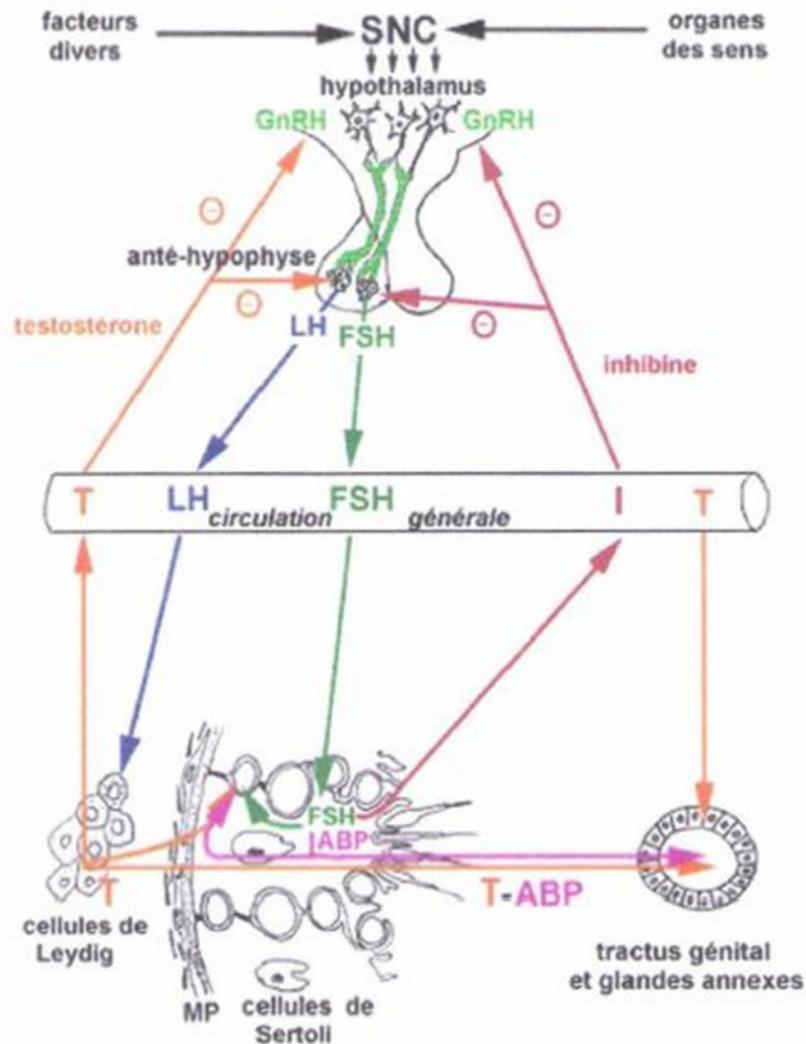


Figure 8 : Contrôle neuroendocrinien de la spermatogénèse. (Albert et Jean, 2001).

3. Le sperme: Le produit de l'éjaculation et appelé le sperme, il est constitué de deux fractions :

- Une fraction cellulaire constituée par les spermatozoïdes produit par les testicules.
- Une fraction liquide appelé plasma séminal, faite de sécrétions testiculaires et des sécrétions des glandes annexes. (Vaissaire, 1977).

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

CHAPITRE2 : Bases de la reproduction chez les caprins

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

Le bouc à 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). Chez le jeune de 7 à 10 mois, le volume peut osciller entre 0.2 et 0.5ml et de 0.6 à 2ml chez le bouc adulte. (Corteel, 1988).

Chapitre III

*Récolte et
conservation de la
semence de bouc*

CHAPITRE 3 : Récolte et conservation de la semence de bouc

Chez le bouc, la récolte du sperme se fait par deux méthodes communes pour toutes les espèces animales, la première est celle-ci du vagin artificielle (Djabakou et al., 1984) et le second est l'électroéjaculation. (Derivaux et Ectors, 1986). On a aussi des autres méthodes moins fréquemment utilisés comme la récolte épидидymaire.

1. La récolte du sperme :

1.1. La récolte épидидymaire :

La semence est obtenue par cannulation du canal déférent et rétroperfusion de la région caudale de l'épididyme. La technique a été employée postmortem sur des animaux de chasse ou dans un but conservatoire par exemple lorsqu'un individu de haut intérêt génétique vient à mourir. Le sperme épидидymaire présente une forte concentration en spermatozoïdes dont le pouvoir fécondant est comparable à celui du sperme éjaculé. Le fluide épидидymaire assure une fonction de protection/préservation de la motilité et du pouvoir fécondant des spermatozoïdes qui rend cette semence particulièrement intéressante en vue de la cryopréservation. (Garde et al., 1998).

1.1.1. Matériel et méthodes :

Pour l'ensemble des expériences du travail présenté, les spermatozoïdes (spz) épидидymaires d'ovins et de cervidés ont été recueillis sur des organes prélevés après castration ou abattage de l'animal. Le contenu du tubule de la région caudale a été perfusé à l'aide d'huile de paraffine à partir d'une aiguille insérée dans la lumière du canal déférent de la partie caudale de l'épididyme.

Les volumes de liquide obtenus varient de 0,1 à 0,6 ml et des concentrations de 5 à 6,4 x 10⁹ spz.ml⁻¹ pour les cervidés Elaphe.

Nous avons également réalisé sur animaux adultes plusieurs essais de collecte par microponction du canal déférent sous anesthésie générale. Des spermatozoïdes peuvent être récoltés mais les volumes de semence obtenus sont trop faibles pour être congelés. Cette approche, principalement envisagée pour les cervidés, n'est pas assez productive en gamètes devant le risque opératoire du prélèvement. (Colas, 1975).

CHAPITRE 3 : Récolte et conservation de la semence de bouc

1.1.2. Conservation des gamètes : Les spermatozoïdes épидидymaires ont été obtenus soit immédiatement après le prélèvement de l'épididyme soit après conservation de celui-ci pendant plusieurs jours à 4 °C. Les spermatozoïdes récoltés ont été congelés immédiatement après collecte ou après conservation des gamètes directement sans dilution dans leur milieu épидидymaire pendant plusieurs jours à 4 °C. (Colas, 1975).

1.2. La récolte au vagin artificiel :

C'est la méthode la plus largement utilisée en raison de la facilité de la récolte et du confort de l'animal. (Shoenain, 2005).

Le vagin artificiel a été mis au point par milovanov. Cette appareil, simple et pratique, permet de rassembler toutes les conditions naturelles présentées par les voies génitales femelle pendant le coït, et de recueillir rapidement un éjaculat non souillée. (Derivaux et Ectors, 1986).

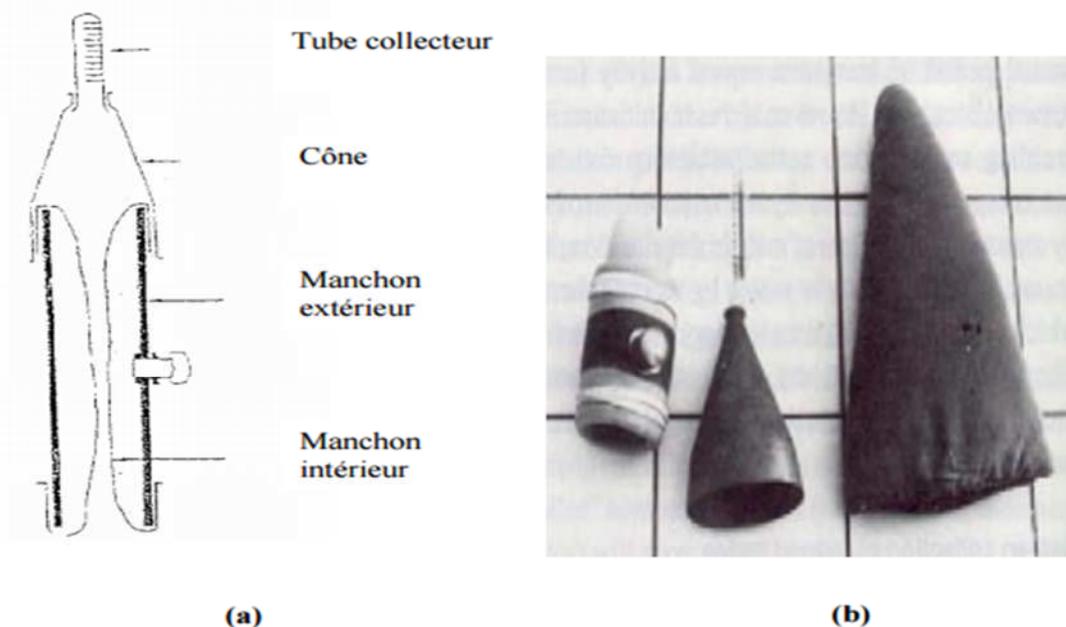


Figure 9 : le vagin artificielle ((a)Parez et Duplin, 1987 ; (b) Goelz, 1999).

CHAPITRE 3 : Récolte et conservation de la semence de bouc

1.2.1. La préparation du vagin artificiel : Au moment de son utilisation, la chambre circulaire du vagin artificiel est remplie d'eau à 44-45°C en quantité suffisante de manière à créer une pression rappelant celle du vagin naturel. (Henzen, 2006).

1.2.2. Entraînement du mâle pour la collecte :

1.2.2.1. Mâles dont la semence n'a jamais été collectée : Chez les races saisonnées l'entraînement commence, de préférence, pendant la saison sexuelle, là où la motivation sexuelle est maximale, ou chez les jeunes animaux dès qu'il entre en puberté.

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

1.2.2.2. Mâles dont la semence a déjà été collectée auparavant : Généralement, ces mâles ne manifestent pas des problèmes comportementaux, même après un repos de plusieurs mois, si le redémarrage de la collecte aura lieu en saison sexuelle.

Chez les boucs à activité sexuelle saisonnière, quoiqu'ils manifestent un comportement sexuel normal en saison de reproduction, les chevauchements et les accouplements cessent de se produire chez tout quelques-uns d'entre eux pendant plusieurs semaines voire des mois, en contre saison. (Shank, 1972).

1.2.3. La récolte de semence : L'opérateur s'agenouille à côté du mâle. Lors du chevauchement, celui-ci 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°C et légèrement vers l'extérieur. (Hanzen, 2006). Il est nécessaire de mettre le vagin artificiel le prolongement du pénis afin d'assurer une intromission complète de l'organe. Après cela, l'animal éjacule immédiatement, le vagin alors retourné de manière à recueillir le sperme dans le tube collecteur.

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

CHAPITRE 3 : Récolte et conservation de la semence de bouc

1.3. La récolte par électroéjaculation :

Cette méthode est peu utilisée pour la collecte de semence, elle est réservée aux mâles ayant perdu leur libido ou qui ne peuvent servir le vagin artificiel par faute d'érection normale, lésions articulaires ou simplement par son refus. (Hanzen, 2006).

L'électro-éjaculateur consiste en une stimulation électrique des nerfs érecteurs et éjaculateurs provoquant l'éjaculation du sperme. (Geolez, 1999).

Après évacuation des matières fécales, l'électrode est introduite dans le rectum au-dessus des glandes accessoires. Chez le bouc, l'émission de 3 ou 4 stimulations de 2,5 à 8 volts provoque l'éjaculation. (Gomes, 1977).

La collecte par électroéjaculation permet l'obtention d'un éjaculat de volume important et de concentration en spermatozoïde plus faible, mais sans diminution de la motilité de ces derniers. (Akusu et al., 1984).

2. Conservation de la semence :

En IA, la semence non diluée peut être utilisée, si les donneurs et l'équipement sont disponibles au sein du centre d'IA. Cependant, il est nécessaire d'agir rapidement pour prévenir l'épuisement et l'assèchement de la semence. C'est pourquoi, dans la plupart des cas, la semence diluée et conservée est utilisée. (Corteel, 1981).

2.1. La dilution de la semence : Elle permet de réaliser, à partir d'un seul éjaculat, l'insémination d'un nombre important de femelles et assurer la survie des spermatozoïdes pendant un certain temps. (Marquis, 1990). Se fait dans des milieux qui doivent surtout :

- assurer un apport énergétique pour les spermatozoïdes.
- Éviter les variations de PH, grâce à des substances tampon. (Magistrini et al., 1997).

Après des années, les techniques utilisées pour la préservation de la semence bovine étaient le seul modèle disponible utilisée chez les caprins. (Corteel, 1992).

Chez les mammifères, le jaune d'œuf ou le lait écrémé sont fréquemment utilisés dans les dilueurs de fait de leur rôle protecteur contre le choc froid des spermatozoïdes, mais, la

CHAPITRE 3 : Récolte et conservation de la semence de bouc

conservation de la semence de bouc dans ces milieux constituer un problème pour la survie des gamètes. (Leboeuf et al., 2003).

Toutefois, enfin d'accroître le taux de survie des spermatozoïdes après décongélation, la cryopreservation de la semence de bouc dans de telles condition impose l'élimination de la quasi-totalité du plasma séminal, c'est le lavage du sperme. (Leboeuf et al., 2003).

Le lavage du sperme constitue en la séparation des spermatozoïdes du plasma séminal après dilution en 1/10 de celui-là dans une solution de lavage, et centrifugation pendant environ 15 minutes, le surnageant est éliminé et le lavage est répété une deuxième fois, afin d'éliminer la totalité du plasma séminal. (Marquis, 1990).

L'utilisation des inhibiteurs spécifiques de la BUSgp60 pourrait améliorer la cryopreservation de la semence caprine non lavée, les dilueurs les plus largement utilisés pour la conservation de la semence du bouc sont, soit à base de lait écrémé déshydraté reconstitué et de glucose (0,5 M) (Corteel, 1974), soit à base de tris-glucose-acide citrique-jaune d'œuf (Salmon et Ritar., 1982), plus récemment, des dilueurs commerciaux avec des composés non biologiques ont été développés pour améliorer la conservation de la semence. (Gil et al., 2003).

La dilution de la semence s'effectue en deux temps :

- 1ère dilution de la semence, après centrifugation à la température de 20°C.
- 2ème dilution de la semence, après son refroidissement à 4°C avec une vitesse de 0,5°C/minute. Au cours de cette dilution, 8% de glycérol est ajoutée à la solution afin de protéger les spermatozoïdes du choc thermique au moment de la congélation.

2.2. Conditionnement de la semence :

Le sperme est, généralement, stocké en paillettes de chlorure de polyvinyle, de 0,5 ou 0,25ml, l'une des extrémités des paillettes est obstruée par deux bouchons, entre lesquels s'interpose de la poudre d'alcool polyvinylique. Les paillettes sont remplies par aspiration, et l'autre extrémité s'obstrue en la trompant dans de l'alcool polyvinylique. (Marquis, 1990).

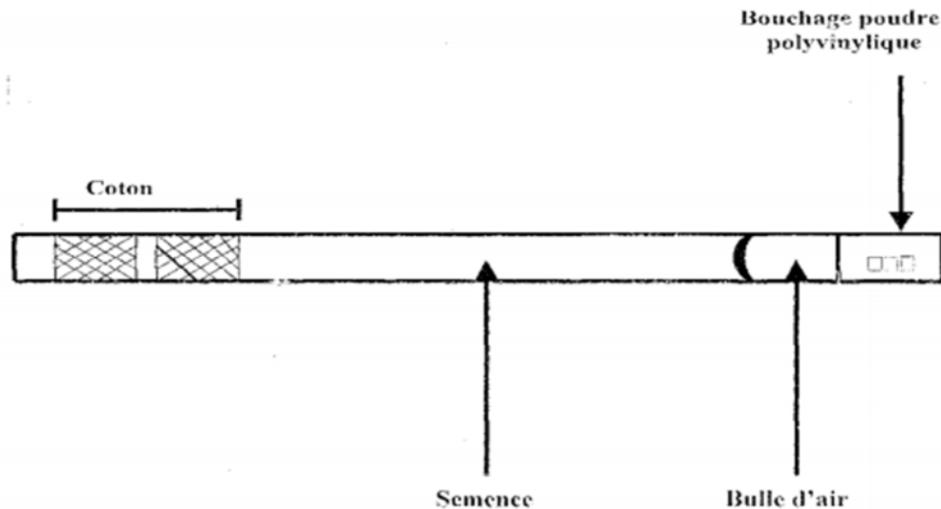


Figure 10 : schéma d'une paille d'insémination artificielle. (Derivaux et Ectors, 1986).

2.3. Conservation de la semence :

2.3.1. À l'état liquide : Le sperme du bouc peut être conservé à des températures allant de 2 à 15 degré, le plus souvent à 4 degré. Actuellement, pour la préservation de la semence à l'état liquide à 4 degré, les milieux à base de lait écrémé sont les plus utilisés. (Laboeuf et al., 2003).

2.3.2. À l'état congelé : La congélation peut se faire à l'aide d'une machine dans laquelle la température est programmée, où en manipulant les paillettes de la manière suivante :

- Paillettes moyennes de 0,5ml : maintenues 5min à 4cm au-dessus du niveau d'azote liquide, puis prolongées directement de celui-ci.
- Paillettes fines de 0,25ml : maintenues 2min à 16cm, puis 3min à 4min au-dessus du niveau d'azote liquide et finalement, les prolongées directement dans celui-ci. (Baril et al., 1993).

Partie
expérimentale

Partie expérimentale

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 22 boucs de population locale âgés entre 6 et 48 mois.

1. Matériels expérimentales :

1.1. Région d'étude :

Cette recherche a été effectuée dans différentes fermes, situées dans la région de Tamesguida, une commune de la wilaya de Médéa. Cette dernière est à 50 km à l'est de Khemis Miliana, à 24 km au sud de Blida et à 42 km au nord de Ksar el Boukhari. La commune se trouve au nord-ouest de la wilaya.

Tamesguida a une altitude de 591 m (latitude 36° Nord et longitude 2° Est) et une superficie de 99 km². Cette région est caractérisée par un climat méditerranéen semi-continentale, les hivers sont froids et les étés sont chauds et secs. Les précipitations de la région sont irrégulières avec une moyenne de 500 mm de pluie /an.

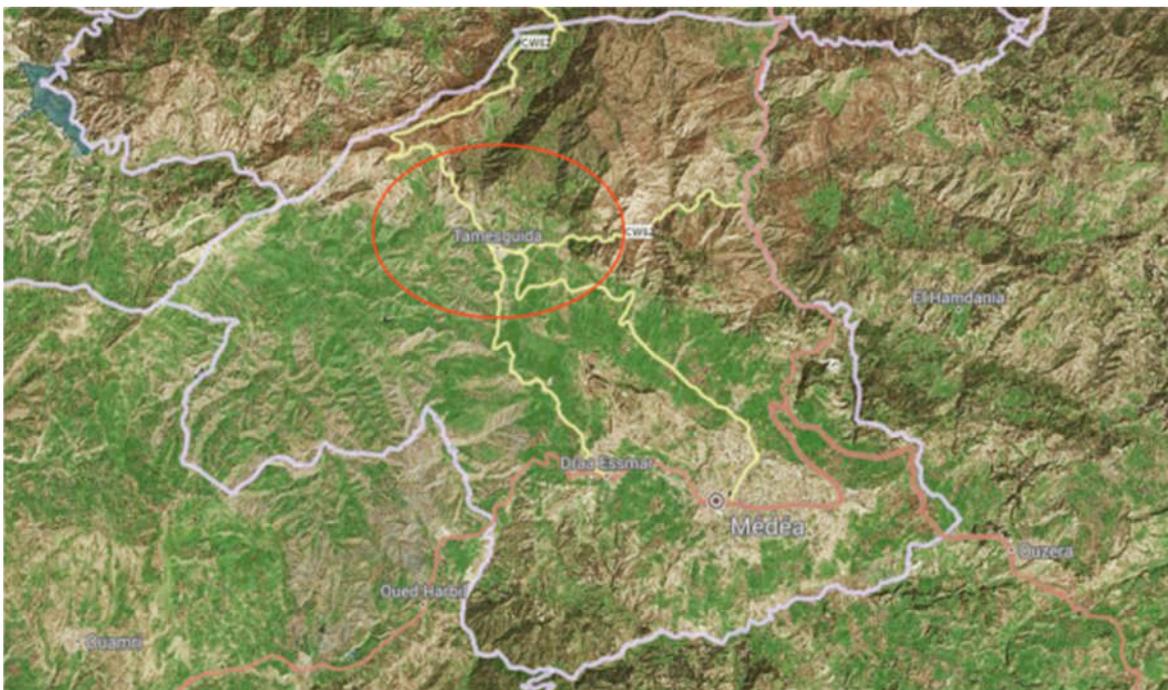


Photo 7 : Carte géographique de la région de Tamesguida.

1.2. Matériels et méthodes:

1.2.1. Matériel :

1.2.1.1. Matériel biologique (animaux) :

L'effectif étudié concerne 22 boucs de la population locale, partagé en deux groupes. L'âge des animaux du groupe A est compris entre 6 mois et 18 mois. Et celui du groupe B est compris entre 18 mois et 48 mois. Ces animaux sont logés dans des bâtiments en bois bien aérés et en stabulation libre.

1.2.1.2. Matériel technique :



Photo 8 : Pied à coulisse.



Photo 9 : Ruban métrique.

1.2.2. Méthode :

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 10).

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 11).

Partie expérimentale

Les diamètres antéropostérieurs des testicules 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 12).

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 10 : Utilisation du ruban métrique pour mesurer la circonférence scrotale.

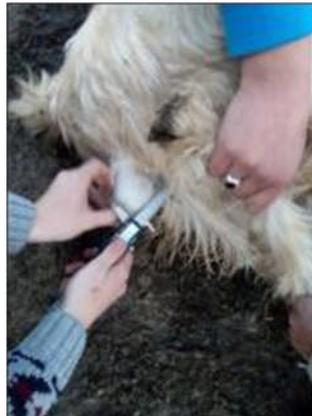


Photo 11 : Pied à coulisse utilisé pour mesurer la longueur testiculaire.



Photo 12 : Pied à coulisse utilisé pour mesurer le diamètre testiculaire.

2. Résultats :

2.1. L'âge des animaux :

Cette étude est réalisée sur 22 boucs de race local partagé en 2 groupe A et B.

Le groupe A compris 12 boucs avec un Age de 6 à 18 mois.

Le groupe B compris 8 boucs avec un âge 24 à 48 mois (supérieur à 18 mois).

2.2. Mensurations testiculaires :

Le tableau ci-dessous représente les moyennes et écart-types des variables des mensurations testiculaires étudiés (Lt, Dt, De, Cs).

Partie expérimentale

Tableau 3 : Moyennes et écart-types des variables par individu.

	Age (mois)	SC (cm)	DT (cm)			LT (cm)			DQE (cm)			
			G	D	Moy	G	D	Moy	G	D	Moy	
Groupe A 6- 18 mois	6	13	1,75	1,98	1,86	3,25	3,30	3,27	1,62	1,56	1,59	
	10	16,65	2,57	2,87	2,72	4,24	4,1	4,17	1,87	1,9	1,88	
	12	22,39	4,46	4,4	4,43	5,27	5,31	5,29	2,44	2,5	2,47	
	18	25	4,91	5	4,95	6,47	6,53	6,5	2,49	2,56	2,52	
	18	22,17	4,38	4,5	4,44	6,56	6,73	6,64	2,56	2,4	2,48	
	18	21,45	4,22	4,34	4,28	5,31	5,5	5,4	2,28	2,45	2,36	
	18	21,76	4,04	4,23	4,13	6,34	5,21	5,77	1,92	1,89	1,9	
	18	23,78	4,61	4,64	4,62	7,3	7,23	7,26	1,95	2,32	2,13	
	18	22,87	4,39	4,54	4,46	7,03	7,38	7,20	2	2,12	2,06	
	18	22,98	4,36	4,44	4,4	6,93	7,15	7,04	1,68	1,87	1,77	
	18	22,48	4,25	4,13	4,19	6,62	6,6	6,61	2,04	2,19	2,11	
	12	19,45	3,44	3,56	3,5	5,91	5,59	5,75	1,45	1,32	1,38	
	18	23,05	4,04	4,5	4,27	5,4	5,26	5,33	1,95	1,86	1,90	
	12	19,56	3,57	3,22	3,39	4,62	4,81	4,71	1,11	1,58	1,34	
		Moyenne	21,18	4,58	4,02	4,3	5,80	5,76	5,78	1,95	2,03	1,99
		Ecart type	3.52	3.36	3.37	3,36	3.44	3.44	3,44	3.73	3.68	3,71
Groupe B >18 mois,	24	30,75	6,8	6,95	6,87	7,03	7,05	7,04	2,07	2	2,03	
	24	29,54	5,82	5,85	5,83	6,52	6,78	6,65	2,25	2,56	2,4	
	24	29,65	5,99	5,95	5,97	7,2	7,35	7,27	2,24	2,38	2,31	
	36	30,43	6,62	6,21	6,41	7,19	7,43	7,31	2,54	2,45	2,49	
	48	31,54	6,05	6,16	6,10	7,5	7,18	7,34	2,15	2,37	2,26	
	24	31,43	6,92	6,72	6,82	7,24	7,45	7,34	2,47	2,62	2,54	
	24	24,54	5,17	4,8	4,98	5,19	5,27	5,23	2	2,04	2,02	
	24	29,87	6	6,12	6,06	7,3	7,45	7,37	2,3	2,43	2,36	
		Moyenne	25,79	6,17	6,09	6,13	6,89	6,99	6,94	2,25	2,35	2,3
		Ecart type	8.51	8.31	8.38	8,35	8.58	8.38	8,48	8.26	8.37	8,31

CS : Circonférence scrotale ; **LT :** Longueur testiculaire ; **DT :** Diamètre testiculaire ; **DQE :**

Diamètre de la queue de l'épididyme ; **D :** droit ; **G :** gauche

2.3. Représentation des mensurations testiculaires selon l'âge :

A. Groupe A

A.1. Circonférence scrotale :

Le tableau N° 3 indique que les valeurs de la circonférence scrotale sont comprises entre 13 cm et 23,78 cm avec une moyenne de $21,18 \pm 3,52$ cm.

L'évolution avec l'âge est marquée par une équation de régression du deuxième ordre polynomiale: $y = -0,0631x^2 + 2,3626x + 0,7758$.

où :

x : âge des animaux.

y : valeur de la circonférence scrotale.

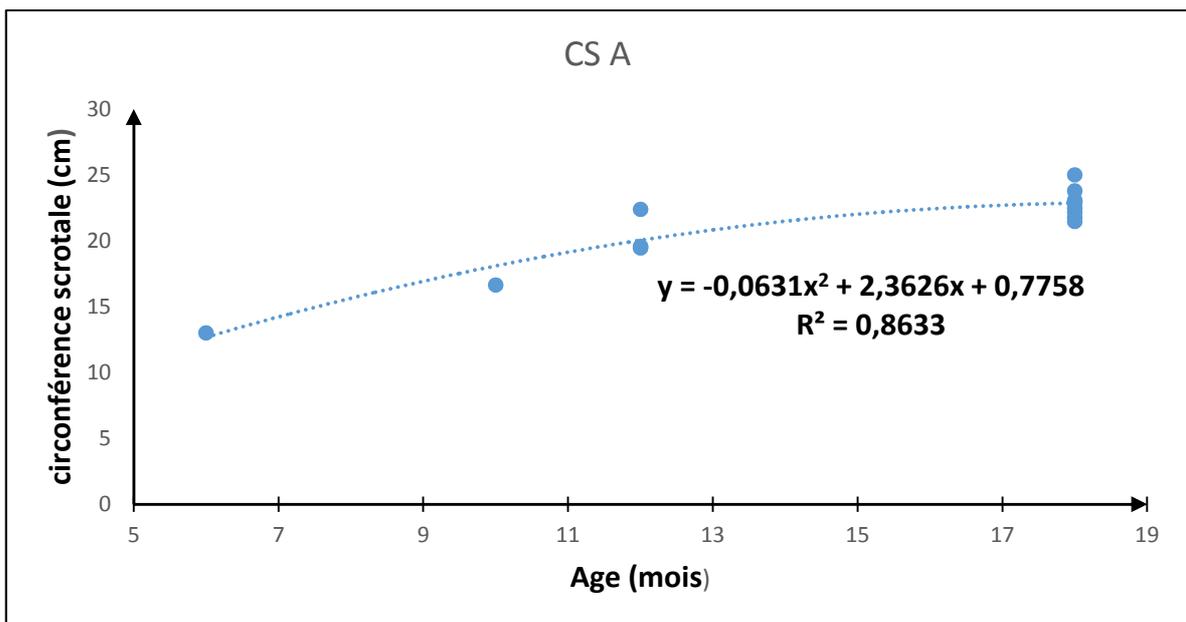


Figure 11 : L'évolution de la circonférence scrotale selon l'âge (groupe A).

A.2. Longueur testiculaire

Le tableau N° 3 montre que le domaine de variation de la longueur testiculaire se situe entre deux extrêmes 3,27 cm (valeur la plus basse) et 7,26 cm (valeur la plus élevée) avec une moyenne de $5,78 \pm 3,44$ cm.

L'évolution avec l'âge est marquée par une équation de régression du deuxième ordre polynomiale : $y = -0,0092x^2 + 0,4914x + 0,5678$.

où :

x : âge des animaux.

y : valeur de la longueur testiculaire.

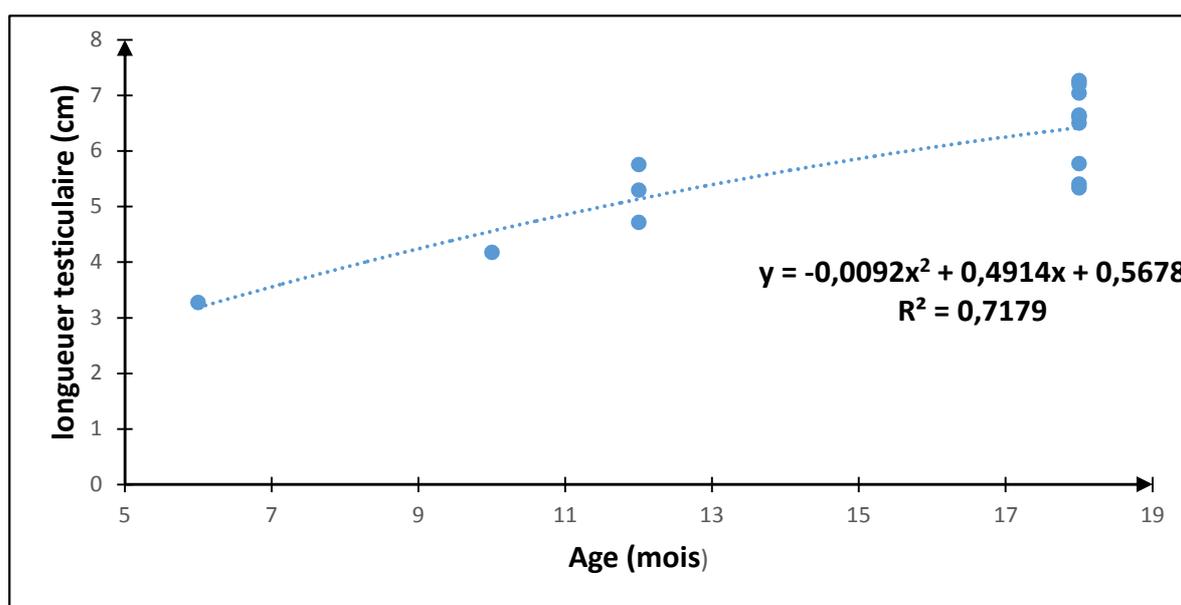


Figure 12 : L'évolution de la longueur testiculaire selon l'âge (groupe A)

A.3. Diamètre testiculaire

Le diamètre testiculaire chez les boucs étudiés présente des scores variant entre 1,86 cm et 4,95 cm. Toutefois la valeur moyenne est de $4,30 \pm 3,36$ cm.

L'évolution avec l'âge du diamètre testiculaire est caractérisée par une courbe de régression linéaire dont l'équation est : $y = 0,1833x + 1,172$ (x est l'âge et y est le diamètre testiculaire).

où :

x : âge des animaux

y : valeur du diamètre testiculaire.

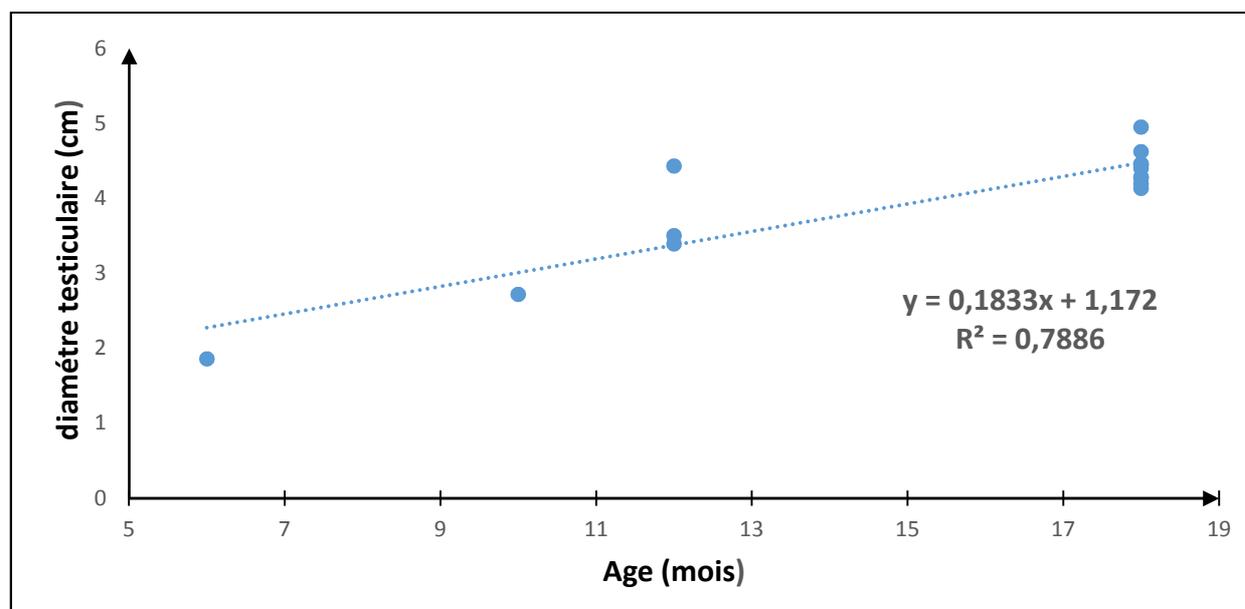


Figure 13 : L'évolution du diamètre testiculaire selon l'âge (groupe A).

A.4. Diamètre de la queue de l'épididyme :

En ce qui concerne le diamètre de la queue de l'épididyme, les valeurs enregistrées sont comprises entre 1,34 cm à 2,52 cm. La valeur moyenne est égale à 1,99 cm avec un écart-type de 3,70.

L'évolution à travers cette phase suit une courbe de régression linéaire : $y = 0,0491x + 1,2423$

où :

x : âge des animaux.

y : valeur du diamètre de la queue de l'épididyme.

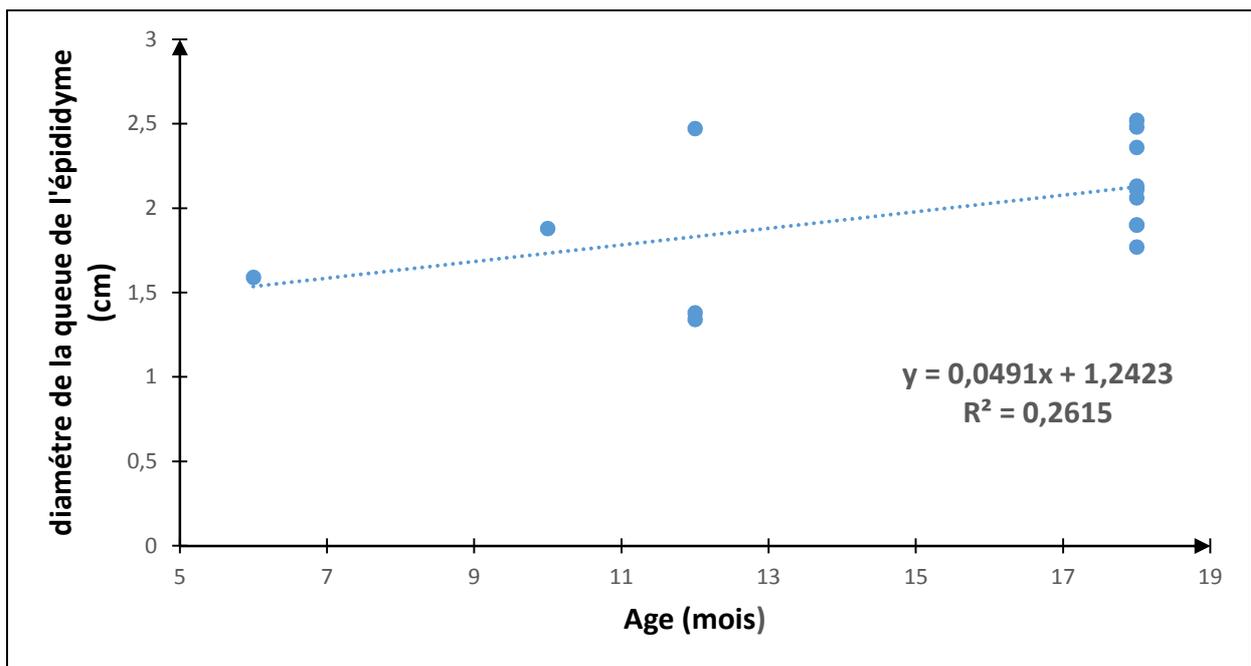


Figure 14. : L'évolution du diamètre e la queue de l'épididyme selon l'âge (groupe A).

B. Groupe B

B.1 Circonférence scrotale :

Le tableau N° 3 indique que les valeurs de la circonférence scrotale sont comprises entre 24,54 cm et 31,54 cm avec une moyenne de $25,79 \pm 8,51$ cm.

L'évolution avec l'âge est marquée par une équation de régression du deuxième ordre polynomiale: $y = -8E-05x^2 + 0,0993x + 26,96$.

où :

x : âge des animaux.

y : valeur de la circonférence scrotale.

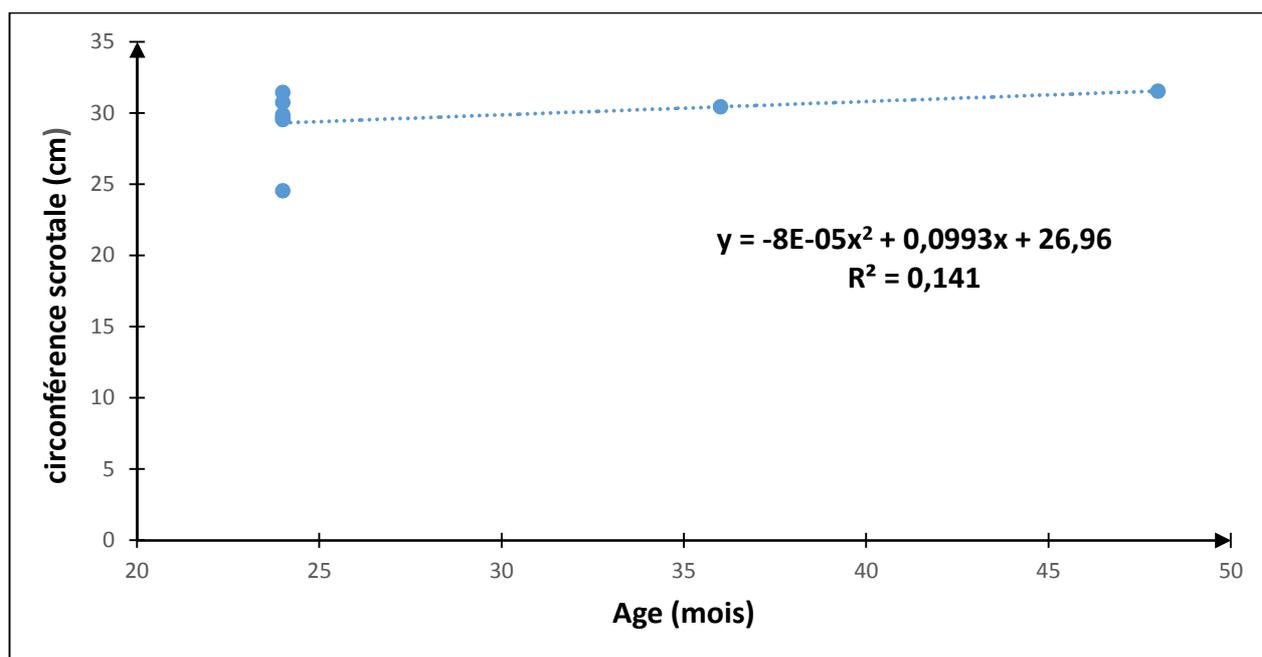


Figure 15 : L'évolution de la circonférence scrotale selon l'âge (groupe B)

B.2. Longueur testiculaire :

Le tableau N° 3 montre que le domaine de variation de la longueur testiculaire se situe entre deux extrêmes 5,23 cm (valeur la plus basse) et 7,37 cm (valeur la plus élevée) avec une moyenne de $6,94 \pm 0,848$ cm.

L'évolution avec l'âge est marquée par une équation de régression du deuxième ordre polynomiale : $y = -0,0016x^2 + 0,1376x + 4,44$.

où :

x : âge des animaux.

y : valeur de la Longueur testiculaire.

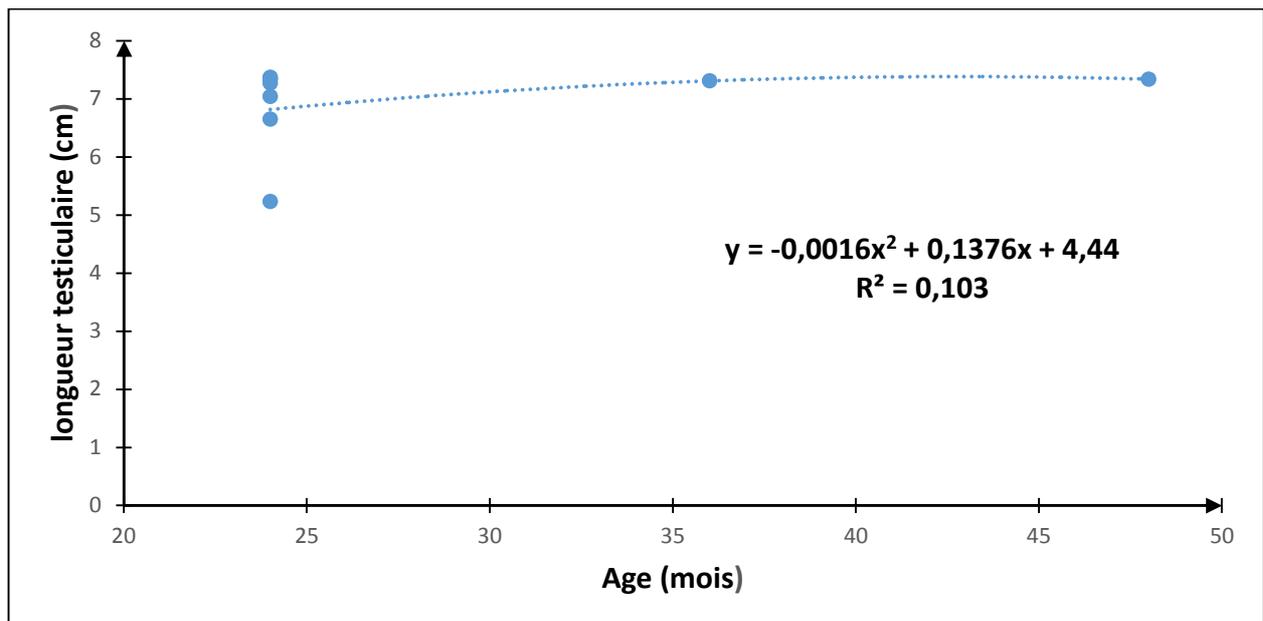


Figure 16 : L'évolution de la longueur testiculaire selon l'âge (groupe B).

B.3. Diamètre testiculaire :

le diamètre testiculaire chez les boucs étudiés présente des scores variant entre 4,98 cm et 6,87 cm. Toutefois la valeur moyenne est de $6,13 \pm 0,835$ cm.

Ce paramètre évolue en fonction de l'âge selon une courbe de regression lineaire dont l'équation est : $y = 0,0047x + 5,9952$

Où :

x : âge des animaux.

y : valeur de la Longueur testiculaire.

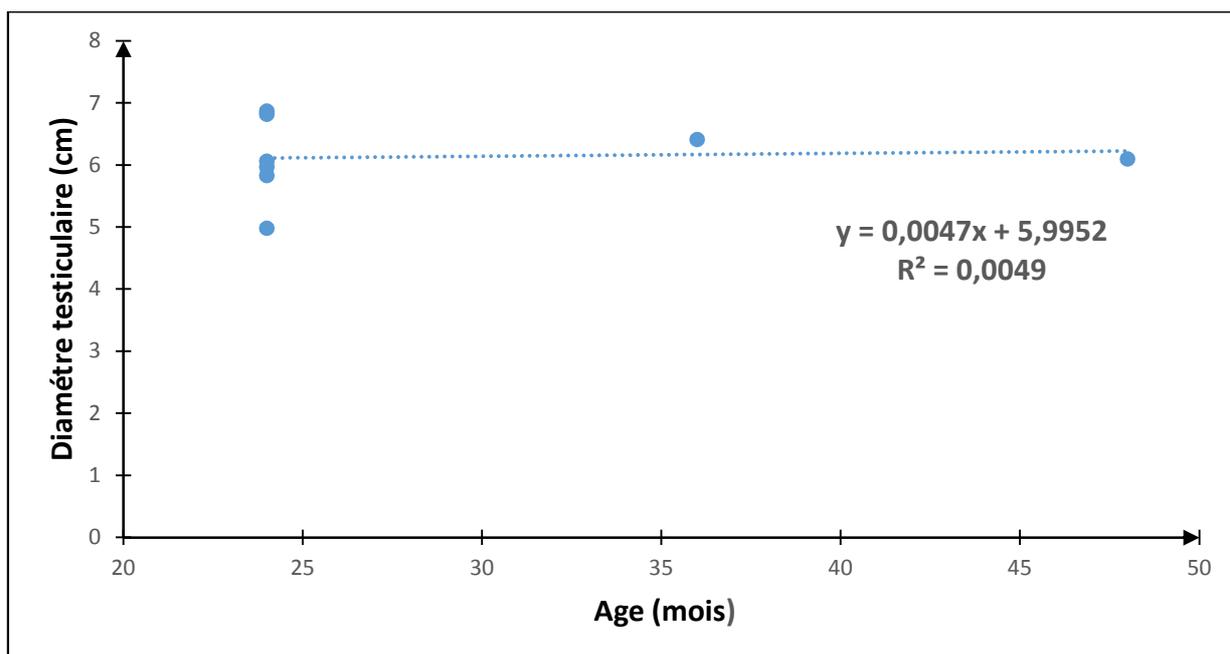


Figure 17 : L'évolution du diamètre testiculaire selon l'âge (groupe B)

B.4. Diamètre de la queue de l'épididyme :

Concernant le diamètre de la queue de l'épididyme, les valeurs enregistrées sont comprises entre 2,02 cm et 2,54 cm. La valeur moyenne est égale à 2,3 cm avec un écart-type de 8,31.

Cette dernière a suivi une courbe de régression linéaire du premier ordre polynomial, représenté par l'équation : $y = 0,0023x + 2,2361$ (ou x est l'âge et y est le diamètre de la queue de l'épididyme).

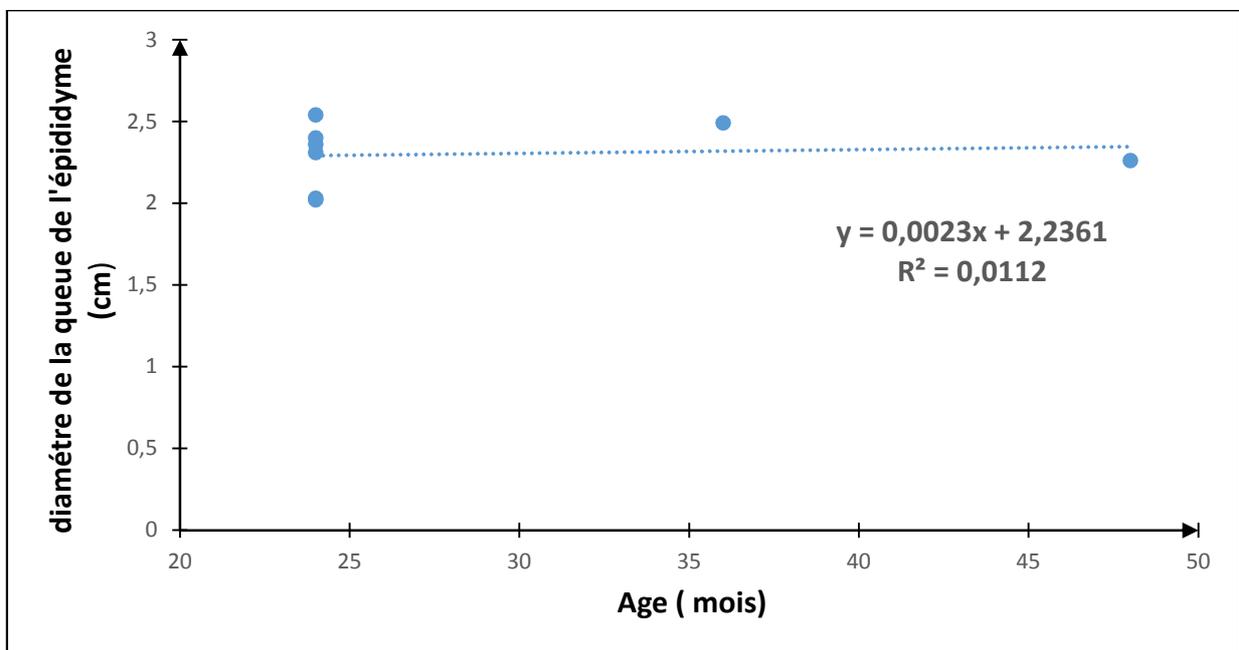


Figure 18 : L'évolution du diamètre de la queue de l'épididyme selon l'âge (groupe B).

3. Discussion :

La circonférence testiculaire est une mesure indirecte de la masse testiculaire. C'est une mesure et 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 ($21,18 \pm 3,52$ cm).

Des résultats inférieurs ont également été rapportés par (Keith et al., 2009) et (Mekasha et al., 2008) ainsi que (Ugwu, 2009) ($17,25 \pm 0,76$ cm).

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

Dans une autre étude (Adedeji et Gbadamosi, 1999) ont enregistré une valeur de 22,6 cm pour les boucs rouges Sokoto à l'âge de 2 ans. Cette valeur reste relativement inférieure à celle enregistrée dans la présente étude ($25,79 \pm 8,51$ cm) chez les boucs du même groupe d'âge.

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).

Partie expérimentale

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 ($6,94 \pm 8,48$ cm) dans un groupe d'âge similaire.

Conclusion

Conclusion

Conclusion

L'étude que nous avons menée sur l'évaluation des paramètres testiculaire chez les boucs de population locale dans la wilaya de Médéa chez les animaux de 6 à 48 mois, 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

Références bibliographique

A

Adem R., Farrah A., 2002. Les ressources fourragères en Algérie, l'analyse de bilan fourrager pour l'année 2001. Article des recherches scientifiques sur les ressources fourragères en Algérie.

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.

Akusu M.O., Agiang E.A., Egbunike G.N., 1984. « Ejaculate and plasma characteristics of west African Dwarf (WAD) buck ». Anim. Reprod. A.I. June 10-14- Illinois, vol. 2, Abstract n° 50.

Albert et Jean., 2001. « biologie du développement ». 5eme édition de l'abrégé.

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.

Amazougrene S., 2007. Etude des performances zootechniques et caractérisation des populations et races caprines en région saharienne.IN.R.A.

B

Babo D., 2000. Races ovines et caprines françaises. Edition France Agricole, 1ère édition, p : 249-302.

Baril G., Brebion P., Chesne P., 1993. Manuel de formation pratique pour la transplantation embryonnaire chez la brebis et la chèvre In : Etude FAO : production et santé animale, FAO, n°115, 175p.

Barone R., 1978. «Anatomie comparée des mammifères domestiques ». Tome 3, splanchnologie, p89.

Benalia M., 1996. Contribution à la connaissance de l'élevage caprin : synthèse bibliographique. Thèse Ing. Agr. (Tiaret), 72p.

Bey D., Laloui., 2005. Les teneurs en cuire dans les poils et l'alimentation des chèvres dans la région d'Elkantra (w. Biskra).Thèse Doc.Unvi de Batna 160p.

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.

Bonnes G., 1988. « Reproduction des mammifères d'élevages ». Collection INRAP. Editionoucher. p7.

Bourdon RM., et 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.

Brice., 2003. LA PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION CAPRINE par : Audrey.

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.

C

Casamitjana Ph., 1998. « Facteur d'infertilité chez les petits ruminants ». Journées national GTV. La reproduction (SNTGV).

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.

Chanvallon A., 2012. Groupe de reproduction caprine. « La physiologie de la reproduction caprine ». <http://www.capgenes.com/spip.php?article141>.

Charlet P., Le Jaowen J-C., 1975. Les populations caprines du bassin méditerranéen : aptitudes et évolution. CIHEAM - Options Mediterraneennes, N° 35, 45-55.

Charron G., 1986. La production laitière. Volume I, les bases de la production. Lavoisier TEC et DOC., 347p.

Chemineau P., Cognié Y., Thimonier J., 2001. « La maitrise de la reproduction des mammifère domestiques ». Dans « la reproduction chez les mammifère et l’homme ». Ed : Thibault C, Levaseur M.C, Edition INRA Ellipses.

Chemineau P., Delgadillo JA., 1994. Neuroendocrinologie de la reproduction chez les caprins INRA Prod. Anim., 7 (5), 315-326.

Chunleau Y., 1995. Manuel pratique d'élevage caprins pour la rive sud de la méditerranée.

Coelho LA., Sasa A., Nader CE., 2006. Characteristics of the ejaculated semenof goat under caloric stress in camera bioclimática. Brazilian archive of Veterinary Medicine and Zootechny 2006; 58(4):544-549.

Colas G., 1975. Effect of initial freezing temperature, addition of glycerol and dilution on the survival and fertilizing ability of deep-frozen ram semen, J Reprod Fertil 42 (1975) 277-285.

Corcy J.C., 1991. « La chèvre ». La maison rustique Ed paris p143.

Corteel J.M., 1988. « Collection processing and artificial insemination of goat semen”. Extrait de Goat production, Gall C, 223-241.

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.

D

Dadoune J-P., 1998. « histology ». Médecine-Science. Flammarion. P462.

Dadoune J-P., Demoulin A., 2001. « Structure et fonction des testicules ». Dans : la reproduction chez mammifères et l'homme, de C THIBAULT, Levasseur édition marketing, p256 à 288.

Delgadillo JA., Santiago-Miramontes MA., Carrillo E., 2007. Season of birth modifies puberty in female and male goats raised under subtropical conditions. Animal Science 2007; 1(6):858-864.

Derivaux F., Ectors J., 1986. « Reproduction chez les animaux domestiques ». 3eme Edition cabay louvain-la-neuve, Belgique.

Dérivaux J., 1971. « Reproduction chez les animaux domestiques ». Tome 1 et 2. Edition Déronaux, liège.

Djabakou K., Fimmen H.O., Battjer M., 1984. « Examination of bull semen at creat ». Trypanotolerance and animal production, Aventionou (Togo), 3, 40-44.

Drion P-V., Beckers J-F., Ectors F., 1993. « Physiologie de reproduction ». Université de liège, faculté de médecine vétérinaire.

F

FANTAZI K., 2004. Contribution à l'étude du polymorphisme génétique des caprins d'Algérie. Cas de la vallée d'Oued Righ (Touggourt). Thèse de Magister I.N.A. Alger.

F.A.O., 2014. <http://www.fao.org/faostat/fr/#data/QA>.

FAOSTAT@ OAA Division statique 2014 (consulté le 05-11-2016).

G

Garde J.J., Ortiz N., Garcia A.J., Gallego L., Landete-Castillejos T., Lopez A., 1998. Postmortem assessment of sperm characteristics of the red deer during the breeding season. Arch. Androl., 41, 195-202.

Gauthier D., Therquim., Mauleon P., 1984. «Indernutrition and fertility ». «The reproductive potential of cattle and sheep». Joint Iseali- symposium, rehonot Eds. INRA., Paris. 105-109.

George G., 1996. « Cours d'histologie ». Cours du PCEM.

Gilbert T., 2002. L'élevage des chèvres. Editions de Vecchi S.A., Paris, 159p.

Girod C., Czyba J-C., 1977. « biologie de la reproduction » Simp édition, 356p, p11-120.

Goelz J.L, 1999. « examen de reproduction du bélier » Sheep latter international vol 19, numéro 5.

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.

Gomes W.R., 1977. « artificial insemination ». Extrait de Cole H.H. « reproduction in domestic animals ». 3eme édition, 257-261.

Gordon I., 1997. «Controlled reproduction in sheep and goats». CAB INTERNATIONAL, 450p.

Gourine A., 1989. Etude comparative entre deux races caprines : Arabia et l'alpine suivant la reproduction et la production en système intensif à la ferme pilote Tadjemout ; Laghouat. Mémoire Ing. Agro. Sah. ITAS.

H

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

Henzen C., 2010. La maîtrise des cycles chez les petits ruminants ». Cours de reproduction, université de liège, Belgique.

Holmes Pegler H.S., 1966. The book of goat. Ninth edition, the bazaar, Exchange and Mart, LTD.

I

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

J

Janudeen MR., Wahid H., Hafez ESE., 2000. Reproduction in farm animals Ed: HAFEZ ESE, 509p (ville et pays d'édition?).

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.

K

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.

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.

Khaldoun A., Bellah F., Amrani M., Djennadi F., 2001. Actes de l'atelier national sur la stratégie de développement des cultures fourragères en Algérie. ITGC., Alger, p45.

L

Labeouf B., Restall B., Salamoun S., 2003. « Production et conservation de la semence de bouc pour insémination artificielle ». INRA Prod. Anim., 11, 171-181.

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.

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

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.

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.

Montane I., Bourdelle E., 1978. « Anatomie régionale des animaux domestiques II ». Les ruminant 2 ed, 1vol, 473p, JB BAILLIERE éd paris.

N

Nedjraoui D., 1981. Evolution des éléments biogènes et valeurs nutritive dans les principaux faciès de végétation des hautes plaines steppiques de la wilaya de saida. Thèse 3eme cycle U.S.T.H.B., Alger, 156p.

O

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

Orgeur P., Minouni P., Leboeuf B., Signoret J.P., 1988. « Effet de l'expérience social au cours du développement sur le comportement sexuel et la production spermatique de jeunes boucs ». *Ann. Zootech*, 37,39-110.

P

Parez M., 1964. *Rec. Méd. Vét*, 140, Dans « sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoires ». *Vaissaire J-P*, 1977.

Parez M., Duplin J.M., 1987. « L'insémination artificielle bovine (reproduction et amélioration génétique) ». Edité par I.T.E.B et U.N.C.F.I.A Paris (France).p17-82.

Poirier J., Chevreau J., 1970. « Feuilletts d'histologie humaine ». Fasc. 5. Maloine, paris, 97p.

Q

Quittet E., 1977. *La chèvre, guide de l'éleveur*. Edition la maison rustique, Paris, 277p.

R

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.

Raji AO., Igwebuike 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.

S

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.

Shank C.C., 1972. *Tierpsychol.* 30, 488-528.

Shelton M., 1960. Influence of presence of a male goat on initiation of estrous cycling and ovulation of Angora goat does. *J. Anim. Sc.*, 19, 368-375.

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

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.

T

Thibault C., Beamont A., Levasseur M-C., 1988. « La reproduction des vertébrés ». Edition MASSON, paris.

Toe F., Rege J. E. O., Mukasa-Mugerwa E., Tembely S., Aaindo 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., 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.

V

Vaissaire J.P., 1977. « Sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoires ». MALIONE S A. EDITTEUR.457p, P81-276.

Z

Zarrouck A., Souilem O., Drion P.V., Beckers JF., 2001. Caractéristiques de la reproduction de l'espèce caprine Ann. Méd. Vét., 145, 98-105.

1. Anonyme 1: <http://www.capgenes.com/spip.php?article44> (consulté le 15 /11/2016)
2. Anonyme 2: <http://www.capgenes.com/spip.php?article45> (consulté le 15 /11/2016)
3. Anonyme 3: <http://veto-fr.blogspot.com/2014/12/les-races-caprines-dans-leurope.html> (consulté le 15 /11/2016)
4. Anonyme 4: [https://fr.wikipedia.org/wiki/Angora_\(race_caprine\)#/media/File:Angorageiten.jpg](https://fr.wikipedia.org/wiki/Angora_(race_caprine)#/media/File:Angorageiten.jpg) (consulté le 15 /11/2016)
5. Anonyme5: <http://www.lachevredoeuvre.com//wp-content/uploads/2012/03/cachemire-1229.jpg> (consulté le 15 /11/2016)
6. Anonyme 6: <http://www.lachevredoeuvre.com//wp-content/uploads/2012/03/nubienne12.jpg> (consulté le 15 /11/2016)