

UNIVERSITE DE BLIDA 1
Institut des sciences vétérinaires

THESE DE DOCTORAT
En Sciences Vétérinaire

Spécialité : reproduction animal

VARIATIONS SAISONNIERES DE L'ACTIVITE SEXUELLE
DES BOUCS DE RACE ARBIA DANS
LA REGION DE TIARET

Par

Mr. AIT AMRANE AMAR

Devant le jury composé de

M. LAFRI	Professeur, U. de Blida 1	Président
D. KHELAF	Professeur, ENSV Alger	Examineur
A. MOUATZ	Professeur, U. de Mostaganem	Examineur
M. OUMOUNA	Professeur, U de Médéa	Examineur
K. MIROUD	Maitre de conférence "A " U .El-Taraf	Examineur
R.. KAIDI	Professeur, U. de Blida 1	Promoteur

Blida Juillet 2015

UNIVERSITE DE BLIDA 1
Institut des sciences vétérinaires

THESE DE DOCTORAT
En Sciences Vétérinaire

Spécialité : reproduction animal

VARIATIONS SAISONNIERES DE L'ACTIVITE SEXUELLE
DES BOUCS DE RACE ARBIA DANS
LA REGION DE TIARET

Par

Mr. AIT AMRANE AMAR

Devant le jury composé de

M. LAFRI	Professeur, U. de Blida 1	Président
D. KHELAF	Professeur, ENSV Alger	Examineur
A. MOUATZ	Professeur, U. de Mostaganem	Examineur
M. OUMOUNA	Professeur, U de Médéa	Examineur
K. MIROUD	Maitre de conférence "A " U .El-Taraf	Examineur
R.. KAIDI	Professeur, U. de Blida 1	Promoteur

Blida Juillet 2015

RESUME

L'objectif de cette étude est la caractérisation de l'activité sexuelle des boucs de race locale "Arbia" dans la région de Tiaret en déterminant les variations de l'activité sexuelle des boucs adulte, d'une part, et les caractéristiques pubertaire des chevreaux de la même race, d'autre part.

La première partie s'est déroulée pendant une année sur 09 boucs (n=09) âgés de 04 ans en début de l'expérimentation et une chèvre adulte. Trois aspects de l'activité sexuelle ont été étudiés à savoir, la circonférence scrotale, et le comportement sexuel et la testostéronémie. La deuxième partie a été menée sur 05 chevreaux (n=05) âgés entre 18 et 22 semaines au début de l'expérimentation et une chèvre adulte. L'expérimentation qui s'est déroulée jusqu'à l'apparition des caractéristiques pubertaires concernait l'évolution de la circonférence scrotale, le poids corporel, la testostéronémie, et l'étude de la semence, une fois les chevreaux récoltés.

Les résultats de la première partie de notre expérience révèlent que les moyennes mensuelles de la circonférence scrotale, du comportement sexuel et celles de la testostéronémie évoluent d'une façon similaire au cours de l'année. Les valeurs les plus élevées de ces trois paramètres ont été enregistrées au mois d'Août pour la circonférence scrotale et la testostéronémie ($29,46 \pm 1,65\text{cm}$; $8,57 \pm 6,72\text{ng/ml}$, respectivement) et Septembre pour le comportement sexuel ($7,81 \pm 2,52$). Au contraire, leurs valeurs minimales s'enregistrent pendant les mois d'Avril pour la circonférence scrotale et le comportement sexuel ($25,79 \pm 1,39\text{cm}$), ($3,44 \pm 2,67$), et pour le mois de Mai pour la testostéronémie ($0,52 \pm 0,54\text{ng/ml}$). L'analyse statistique de ces résultats montre l'existence, d'une part, d'une différence hautement significative entre les valeurs mensuelles de la circonférence scrotale, le comportement sexuel et la testostéronémie ($1,90 \times 10^{-39}$, $p = 0,001$;

1,98 e⁻¹⁶, p = 0,001 ; 7,15 e⁻²⁶, p = 0,001, respectivement), et d'autre part, une corrélation significative entre ces trois paramètres (CSc vs CSx : 0,74, p = 0,0054), (CSc vs T : 0,77, p = 0,0029), (CSx vs T : 0,72, p = 0,0082) .

Les moyennes saisonnières de la circonférence scrotale, du comportement sexuel et celles de la testostéronémie évoluent d'une façon similaire au cours de l'année. Ces trois paramètres prennent des valeurs élevées au cours de l'été et de l'automne (29,05 ± 1,69cm ; 27,55 ± 1,62cm), (7,70±2,70 ; 7,96±3,12), (4,81 ± 5,30ng/ml ; 6,15 ± 3,81ng/ml) respectivement. Cependant, leurs valeurs minimales s'enregistrent pendant l'hiver et en particulier le printemps (26,32 ± 1,52cm ; 26,29 ± 1,57cm), (6,09 ± 2,82 ; 4,89 ± 2,8), (1,06 ± 1,42ng/ml ; 0,9 ± 1,27ng/ml), respectivement. L'étude statistique de ces valeurs révèle l'existence d'une différence hautement significative entre les saisons des trois paramètres (2,001 e⁻³⁷, p = 0,001), (2,28 e⁻¹⁴, p = 0,001), (1,64 e⁻¹⁷, p = 0,001), respectivement.

Les résultats de la seconde partie de l'étude montrent que la puberté des chevreaux de race Arbia s'exprime à un âge moyen de 228j, avec un poids corporel moyen atteignant 23.1kg ce qui représente 46.2% du poids à l'âge adulte de la même race, une circonférence scrotale moyenne de 25,42cm, et une testostéronémie moyenne de 1,90ng/ml. Chez les chevreaux, les trois paramètres étudiés évoluent d'une manière semblable au cours de la période d'étude avec une corrélation positive entre la testostéronémie, la circonférence scrotale et le poids corporel (CSc vs T : 0,88, p = 0,047 ; CSc vs Pds : 0,95, p = 0,0096 ; Pds vs T : 0,94, p = 0,01). A la puberté, l'éjaculat se caractérise par une consistance aqueuse, une couleur blanc claire, un volume moyen de 0.95ml, un pH de 5, une concentration moyenne en spermatozoïdes de 1,006 x 10⁹ spz/ml, et un taux de mobilité de 53%.

En conclusion, l'activité sexuelle des boucs de race "Arbia" montrent des variations saisonnières de leur activité sexuelle : intense en été et en automne et faible en hiver et au printemps, sans arrêt total de cette activité. Chez les chevreaux de la même race, la puberté apparaît à un âge moyen de 228j, lorsqu'ils atteignent un taux de 46,2% du poids adulte, une circonférence scrotale de 25.42cm et une testostéronémie moyenne de 1.90ng/ml.

الهدف من هذه الدراسة هو تحديد خصائص النشاط الجنسي لذكور سلالة الماعز المحلية "عربية" منطقة تيارت عن طريق تحديد الاختلافات في النشاط الجنسي لذكور الماعز الكبار، من جهة، وخصائص بلوغ الجديان جهة .

09 (= 09) الذين تتراوح أعمارهم بين 04

سنوات في بداية التجربة و .

05 أي محيط كيس الصفن، والسلوك الجنسي و
النستوستيرون .
(= 05) الذين تتراوح أعمارهم بين 18 22 أسبوعاً في بداية التجربة و .
حتى ظهور خصائص البلوغ الم تطور محيط كيس الصفن، ووزن الجسم،
التستوستيرون في الدم .
تحصيل المنى من الجديان.

الأول من تجربتنا تبين أن المعدل الشهري محيط كيس الصفن، السلوك الجنسي و

مستوى التستوستيرون في الدم تتطور بطريقة مماثلة خلال ال . قيم هذه المعايير

لمحيط ومستويات هرمون تستوستيرون (29.46 ± 1.65 / 72 8.57 ± 6

(2.52 ± 7.81). بدلا من ذلك، يتم تسجيل قيم الحد

الأدنى خلال شهر أبريل لمحيط الصفن والسلوك الجنسي (1.39 ± 25.79) (2.67 ± 3.44)

خلال شهر ماي بالنسبة لمستوى التستوستيرون في الدم (0.52 ± 0.54 /) . ويظهر التحليل الإحصائي

لهذه النتائج وجود، من جهة، فرق كبير جدا بين القيم القصوى والدنيا لمحيط كيس الصفن، السلوك الجنسي و

مستوى التستوستيرون في الدم (1.90 هـ³⁹ = 0.001 1.98 هـ¹⁶ = 0.001 7.15 هـ²⁶ =

0.001)، و من ناحية أخرى، وجود ارتباط كبير بين هذه المعايير الثلاثة (CSC

0.74:CSX = 0.0054 = T) (0.0029 = 0.77:CSC T) (0.0054 = 0.74:CSX

= 0.0082) .

الفصلية محيط الصفن، والسلوك الجنسي وكذا مستوى التستوستيرون في الدم

بطريقة مماثلة خلال ال . هذه المعايير الثلاثة قيم عالية خلال فصل الصيف والخريف (± 29.05

± 6.15 / 30 12) (4.81 ± 5 7.96 ± 3 62cm) (7.70 ± 2.70 27.55 ± 11 69
 ذلك، سجلت قيم الحد الأدنى لها خلال فصل الشتاء وخاصة في فصل الربيع (/ 3 81
 / 42 (1.06 ± 1 4.89 ± 2 8) 57cm) (6.09 ± 2.82 26.29 ± 1 cm1 52 ± 26.32)
 بين يكشف التحليل الإحصائي لهذه القيم عن فرق كبير جدا (/ 9 1 27 ± 0
 بخصوص المعايير الثلاثة (2 هـ-37 = 0.001) (2.28 هـ-14 = 0.001) (1.64 هـ-17 =
 (0.001).

نتائج الجزء الثاني من الدراسة تظهر أن بلوغ الجديان سلالة الماعز عربية يبرز
 228 23.1 وهو ما يمثل 46.2 يوما
 محيط 25.42 مستوى التستوستيرون في الدم 1.90 / . عند الجديان
 المعايير تتطور بطريقة مماثلة خلال فترة الدراسة مع وجود علاقة إيجابية بين
 هرمون التستوستيرون في الدم، محيط الصفن ووزن الجسم (T) CSC :0.88 = 0.047 CSC
 : 0.95 = 0.0096 T : 0.94 = 0.01). في سن البلوغ، يتميز السائل
 بكثافة خفيفة ()، لون أبيض 0.95 (pH) 5 تركيز
 الحيوانات المنوية من 10×1.006^9 حيوان منوي / 53 .

"عربية" تظهر اختلافات فصلية

: مكثفة في الصيف والخريف ومنخفضة في الشتاء والربيع، لهذا النشاط عند الجديان من
 = 228 يوم يصلون عند 46.2% من وزن البالغين،
 محيط كيس الصفن 25.42 مستوى التستوستيرون في الدم 1.90 / .

Abstract

The objective of this study is the sexual activity characterization of "Arbia" local breed goats in Tiaret region by determining changes in adult goats sexual activity, on the one hand and pubertal characteristics kids of the same breed, on the other.

The first part took place over one year on 09 male goats (n = 09) aged 04 years at the beginning of the experiment and an adult female goat. Three aspects of sexual activity were studied ie, scrotal circumference, sexual behavior and testosterone. The second part was conducted on 05 male goats (n = 05) aged between 18 and 22 weeks at the beginning of the experiment and an adult female goat. Experimentation held until the appearance of pubertal characteristics. It concerned the evolution of scrotal circumference, body weight, serum testosterone, and the semen assay, once kids ejaculate.

The results of our first part of experiment show that monthly average scrotal circumference, sexual behavior and those of the testosterone evolve in a similar way during the year. The highest values of these three parameters were recorded in August for scrotal circumference and serum testosterone levels ($29.46 \pm 1,65\text{cm}$; $8.57 \pm 6,72\text{ng / ml}$, respectively) and in September for sexual behavior (7.81 ± 2.52). Instead, their minimum values are recorded during the months of April for scrotal circumference and sexual behavior ($25.79 \pm 1,39\text{cm}$) (3.44 ± 2.67) respectively, and for the month of May for testosterone levels ($0.52 \pm 0,54\text{ng / ml}$).

Statistical analysis of these results shows the existence of a highly significant difference between the monthly values of scrotal circumference, sexual behavior and testosterone (1.90 e ^{-39} , $p = 0, 001$; 1.98 e ^{-16} , $p = 0.001$; 7.15 e ^{-26} , $p = 0.001$, respectively) in one hand, and a significant correlation between these

three parameters in the other (S C vs SB 0.74, $p = 0.0054$), (SC vs. T: 0.77, $p = 0, 0029$), (SB vs T 0.72, $p = 0.0082$).

The seasonal averages scrotal circumference, sexual behavior and those of the testosterone evolve in a similar way during the year. These three parameters take high values during summer and autumn ($29.05 \pm 1,69\text{cm}$; $27.55 \pm 1,62\text{cm}$) (7.70 ± 2.70 ; $7.96 \pm 3, 12$), ($4.81 \pm 5,30\text{ng / ml}$; $6.15 \pm 3,81\text{ng / ml}$) respectively. However, their minimum values recorded during winter and especially in spring ($26.32 \pm 1,52\text{cm}$; $26.29 \pm 1,57\text{cm}$) (6.09 ± 2.82 ; $4.89 \pm 2, 8$), ($1.06 \pm 1,42\text{ng / ml}$; $0, 9 \pm 1,27\text{ng / ml}$), respectively. Statistical analysis of these values reveals a highly significant difference between the seasons for these parameters (2.001 e ^{-37} , $p = 0, 001$), (2.28 E^{-14} , $p = 0.001$) (1.64 e^{-17} , $p = 0.001$), respectively.

The results of the second part of the study show that puberty in kid Arbia breed expressed at a mean age of 228day, with an average body weight of up to 23.1kg which represents 46.2% of the weight at adult age for the same breed, an average scrotal circumference 25,42cm, and an average of testosterone 1,90ng / ml. In kids, the three parameters studied evolve in a similar way during the study period with a positive correlation between testosterone, scrotal circumference and body weight (SC vs T: 0.88, $p = 0.047$; SC vs Wt: 0.95, $p = 0, 0096$; Wt vs T 0.94, $p = 0.01$). At puberty, the ejaculate is characterized by a watery consistency, a clear white color, an average volume of 0.95ml, a pH of 5, an average concentration of $1.006 \times 10^9 \text{ spz/ml}$ and a mobility rate of 53%.

In conclusion, the "Arbia" goats breed sexual activity show seasonal variations of sexual activity: intense in summer and autumn and low in winter and spring without total shutdown of this activity. In kids of the same breed, puberty appears at an average age of 228j, when they reach a rate of 46.2% of adult weight, scrotal circumference 25.42cm and an average of testosterone 1.90ng/ ml.

REMERCIEMENTS

Je remercie de prime abord Allah le Clément et le Miséricordieux pour m'avoir donné la force et la patience d'arriver à bout de mes efforts pour pouvoir réaliser ce travail.

Ensuite mes remerciements les plus sincères vont :

A Monsieur **KAIDI Rachid** : Professeur à l'institut des sciences vétérinaires de Blida, Pour m'avoir aidé et guidé dans l'élaboration et la conception de ce travail, pour tous ses conseils et pour sa patience. Qu'il veuille bien accepter mes sincères remerciements pour sa totale disponibilité et son investissement sans faille.

A Monsieur **LAFRI Mohamed** : Professeur à l'institut des sciences vétérinaires de Blida, Pour m'avoir fait l'honneur de présider mon jury de thèse. **Hommages respectueux.**

A Messieurs :

KHELEF Djamel, Professeur à l'école vétérinaire d'Alger,

MOUATZ Aziz, Professeur à l'université de Mostaganem,

OUMOUNA Mustapha, Professeur à l'université de Médéa,

MIROUD Kamel, Maître assistant « A » à l'université d'El-Taraf.

Pour m'avoir fait l'honneur de juger mon travail et d'avoir voulu accepter de participer au jury de thèse. **Sincères remerciements.**

A Messieurs **HAMMOUDI S. Med**, **BELHAMITI B. Tahar**, **SELLES SM. Ammar** :

Dans la vie, on a parfois la chance de rencontrer des gens qui sont toujours disponibles.

Merci pour l'amitié.

A monsieur **BENALLOU Bouabdallâh** : Directeur de l'institut des sciences vétérinaires de Tiaret, Pour m'avoir permis de ravailler dans de bonnes conditions.

A monsieur **KHELIL Rachid et madame Khelil** : Du centre de recherches nucléaires de Draria Pour m'avoir amplement aidé et accueilli si gentiment dans leur laboratoire.

A monsieur **LAZRAG Benaichata** : Pour sa disponibilité et son aide très précieuse.

A tous mes collègues enseignants de l'I.S.V. de Tiaret et de Blida en particulier messieurs **KHIATI B.**, **BENIA R.**, **BOUKRAA L.**, **Abdelhadi S.A.**, **YAHIA A.**, **GUERBI I.**, ainsi que les docteurs **BOUCETA O.**, **MENAD D.**

A tous les travailleurs de l'institut des sciences vétérinaires de Tiaret y compris ceux de la ferme expérimentale.

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail :

A mes parents

Merci de m'avoir toujours fait confiance et de m'avoir toujours soutenu. Je vous dois tout.

Je vous aime.

A mes frères :

Ali et Rachid et mes sœurs ainsi que toute la famille AIT AMRANE.

A ma femme

A tous les bons moments que je passe avec toi. J'espère qu'ils seront encore nombreux. Merci pour tout le bonheur que tu m'apportes.

A mes chérubins

Mériem Asmaa, Mohamed-Abdesalem et Ilyes-Tahar.

A toute les familles: Hassani, younsi, boubekour, ould hammadouche.

TABLE DES MATIERES

TABLE DES MATIERES

RESUME	1
REMERCIEMENT	7
TABLE DES MATIERS	9
LISTE DES ILLUSTRATIONS, GRAPHIQUES ET TABLEAUX	13
INTRODUCTION	18
PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE	
CHAPITRE I : ACTIVITE SEXUELLE ET NEUROENDOCRINOLOGIE	20
1- L'AXE HYPOTHALAMO-HYPOPHYSIAIRE	20
2- REGULATION HORMONALE DE LA FONCTION SEXUELLE DU BOUC	23
3- BIOSYNTHESE DES STEROÏDES	25
4- LA STERÏODOGENESE TESTICULAIRE	27
5- ROLE DE LA TESTOSTERONE	28
CHAPITRE II : LES FACTEURS DE VARIATIONS DE L'ACTIVITE SEXUELLE DES CAPRINS	29
1- FACTEURS ENVIRONNEMENTAUX	30
1.1-La saison	30
1.1.1-La circonférence scrotale	33
1.1.2- Le comportement sexuel	35
1.1.3- Les glandes annexes	35
1.1.4-Variation saisonnière de l'activité sécrétoire	36
1.2- La photopériode	39
1.2.1- Le rôle de la photopériode	41
1.2.1.1- Voies neuroendocriniennes de l'information photopériodique	41
1.2.1.2- Intégration de l'information lumineuse par la glande pinéale	42
1.2.2- La mélatonine	44
1.2.2.1- Biochimie	44
1.2.2.2- Déterminisme et mécanisme de la synthèse de mélatonine	44

1.2.2.2.1- Synthèse de mélatonine dans le pinéaloocyte	44
1.2.2.2.2- Déterminisme de la synthèse de mélatonine par l'épiphyse	46
1.2.2.3- Mécanismes d'action de la photopériode sur la reproduction	48
régulation de la sécrétion de LH	
1.3- La température	50
1.3.1- Effets de l'élévation de la température ambiante	51
1.3.2- Effets du stress thermique	52
1.3.2.1- Sur la libido	52
1.3.2.2- Sur les testicules	52
1.3.2.3- Sur la qualité spermatique	52
1.4- L'alimentation	54
1.4.1- Apports alimentaires recommandés	54
1.5- Effets de l'environnement social	60
1.5.1- Isolement social du mâle reproducteur	61
1.5.2- Présence des partenaires du même sexe	61
1.5.3- Présence permanente des partenaires du sexe opposé	62
1.6- Etat de santé des boucs et production spermatique	63
1.7- Stade physiologique des boucs	64
1.7.1- Puberté et âge des animaux	62
2- FACTEURS GENETIQUES	67
2.1- Qualité de la semence	68
2.2- Taille testiculaire	68
2.3- Comportement sexuel	68
3- DIAGRAMME RECAPITULATIF	68
PARTIE EXPERIMENTALE	70
I- MATERIELS ET METHODES	70
LA PARTIE A	70
1- Localisation	70
2- Milieu et animaux	71
3- Etude de la race	71
4- Les mensurations	72
4.1- La circonférence scrotale	72
4.2- Le comportement sexuel	73
4.3- Le dosage de la testostérone	74

LA PARTIE B	75
1- Milieu et animaux	75
2- Les mensurations	76
2.1- Le poids corporel	76
2.2- La circonférence scrotale	77
2.3- Le comportement sexuel et la récolte de la semence à la puberté	78
2.4- Le dosage de la testostérone	78
3.5- Spermogramme	78
II- RESULTATS ET STATISTIQUES	80
LA PARTIE A	80
1- Les variations mensuelles	80
1.1- Evolution de la circonférence scrotale	80
1.2- Evolution du comportement sexuel	82
1.3- Evolution de la testostéronémie	84
1.4- Comparaison entre la circonférence scrotale, le comportement sexuel et la testostéronémie	86
1.5 - Comparaison entre la durée du jour, la circonférence scrotale le comportement sexuel et la testostéronémie	89
2- Les variations saisonnières	90
2.1- Variations saisonnières de la circonférence scrotale	90
2.2- Variations saisonnières du comportement sexuel	93
2.3- Variations saisonnières de la testostéronémie	94
2.4- Comparaison des variations saisonnières entre la circonférence scrotale, le comportement sexuel et la testostéronémie	96
LA PARTIE B	97
1- Evolution de la circonférence scrotale	97
2- Evolution du poids corporel	98
3- Evolution de la testostéronémie	98
4- Comparaison entre l'évolution de la testostéronémie, de la circonférence scrotale et du poids corporel	99
5- Age à la puberté	102
6- Caractéristiques de la semence récoltée	103
III- DISCUSSION	105
1- La circonférence scrotale	105

2- Le comportement sexuel	108
3- La testostéronémie	110
4- La puberté	114
4.1- L'âge et le poids des chevreaux	114
4.2- Caractéristiques spermatique	116
IV- Conclusion et recommandations	118
V- Références bibliographiques	121
Appendice A	
Appendice B	

LISTE DES ILLUSTRATIONS , GRAPHIQUES ET TABLEAUX

LISTE DES ILLUSTRATIONS, GRAPHIQUES ET TABLEAUX

Liste des figures

Partie bibliographique

Figure 1.1 : L'axe hypothalamo-hypophysaire et ses facteurs de régulation	22
Figure 1.2 : Régulation hormonale de l'activité sexuelle chez le bouc	25
Figure 1.3 : Les voies de la stéroïdogénèse	26
Figure 1.4 : Structure de la testostérone	27
Figure 1.5 : Stéroïdogénèse dans les cellules de Leydig et aromatisation dans les cellules de Sertoli	27
Figure 2.1 : facteurs influencent l'activité sexuelle chez le mâle	29
Figure 2.2 : Variations saisonnières du volume de l'éjaculat et de sa concentration en spermatozoïdes chez cinq boucs alpins, $m \pm \text{sem.}$	31
Figure 2.3 : Variations saisonnières du poids testiculaire de bouc.	32
Figure 2.4 : La mesure de la circonférence scrotale	33
Figure 2.5 : Variations saisonnières du nombre de saillies dans des tests de 10 minutes chez des boucs alpins non entraînés	35
Figure 2.6 : Variations saisonnières de niveau de base et fréquence de la LH au cours de l'année	37
Figure 2.7 : Variations saisonnières de l'amplitude des pulses et concentrations moyenne de la LH au cours de l'année	37
Figure 2.8 : Variations saisonnières du niveau de testostérone dans le sang de bouc	38
Figure 2.9 : Variations saisonnières du poids testiculaire et comportement sexuel mesuré par la latence à l'éjaculation pendant 24 mois (2ans)	38
Figure 2.10 : Evolution de la durée du jour au cours de l'année	39
Figure 2.11 : La régulation photopériodique du cycle annuel de reproduction chez la brebis	41

Figure 2.12 : les voies nerveuses de la transmission de la photopériode de l'œil à la glande pinéale chez les mammifères	42
Figure 2.13 : Voies neuroendocriniennes transmettant l'information photopériodique à la glande pinéale : réponse de la glande pinéale : synthèse de la mélatonine.	43
Figure 2.14 : Voie de synthèse de la mélatonine dans la glande pinéale	45
Figure 2.15 : Patron de sécrétion de la mélatonine en fonction de la durée nocturne	47
Figure 2.16 : Contrôle de la photopériode sur le système nerveux central	50
Figure 2.17 : Schéma des différentes voies par lesquelles les stimuli alimentaires affectent l'activité testiculaire	60
Figure 2.18 : Relation entre l'âge ou le poids et le début de la période pubertaire	66
Figure 2.19 : Les différentes interactions entre les stimuli photopériodiques, sociaux et nutritionnels sur le contrôle de la fonction testiculaire chez le mâle des petits ruminants	69

Liste des tableaux :**Partie bibliographique**

Tableau 2.1 : Valeurs du périmètre scrotal chez le bouc	34
Tableau 2.2 : Apports alimentaires journaliers recommandés et capacité d'ingestion des boucs	55
Tableau 2.3 : Influences des carences alimentaires sur la reproduction chez le mâle	58

Partie expérimentale

Tableau 3.1 : Les dates de naissance et l'âge des chevreaux.	76
Tableau 4.1 : Variations mensuelles de la circonférence scrotale.	80
Tableau 4.2 : Variations mensuelles de comportement sexuel.	82
Tableau 4.3 : les variations mensuelles de la testostéronémie.	84
Tableau 4.4 : Comparaison de l'évolution de la testostéronémie entre boucs	86
Tableau 4.5 : la corrélation entre la circonférence scrotale, le comportement sexuel et la testostéronémie	87
Tableau 4.6 : les moyennes saisonnières de la circonférence scrotale.	90
Tableau 4.7 : les moyennes saisonnières du comportement sexuel.	93
Tableau 4.8 : les moyennes saisonnières de la testostéronémie.	94
Tableau 4.9 : Les moyennes mensuelles de la circonférence scrotale.	97
Tableau 4.10 : Les moyennes mensuelles du poids corporel.	98
Tableau 4.11 : Les moyennes mensuelles de la testostéronémie.	99
Tableau 4.12 : corrélation entre la testostéronémie de la circonférence scrotale et du poids corporel.	100
Tableau 4.13 : l'âge en jours des chevreaux à la puberté.	102
Tableau 4.14 : _tableau récapitulatif des caractéristiques d'acquisition de la puberté chez les chevreaux de race Arbia	103
Tableau 4.15 : Caractéristique de la semence récoltée	104

Liste des graphes

Partie expérimentale

Graphe 4.1: Variations mensuelles de la circonférence scrotale	81
Graphe 4.2: Comparaison entre les valeurs mensuelles de la circonférence scrotale.	81
Graphe 4.3: Variations mensuelles du comportement sexuel.	82
Graphe 4.4: Comparaison entre les valeurs mensuelles du comportement sexuel	83
Graphe 4.5: Variations mensuelles de la testostéronémie.	84
Graphe 4.6: Comparaison entre les valeurs mensuelles de la testostéronémie.	85
Graphe 4.7: Comparaison entre les valeurs mensuelles de la circonférence scrotale, le comportement sexuel et la testostéronémie.	87
Graphe 4.8 : La courbe de régression entre la circonférence scrotale et la testostéronémie.	88
Graphe 4.9 : La courbe de régression entre le comportement sexuel et la testostéronémie.	88
Graphe 4.10 : La courbe de régression entre la circonférence scrotale et le comportement sexuel.	89
Graphe 4.11 : Comparaison entre l'évolution de la durée du jour, la circonférence scrotale le comportement sexuel et la testostéronémie	90
Graphe 4.12: Les moyennes saisonnières de la circonférence scrotale.	91
Graphe 4.13: Comparaison des variations saisonnières de la circonférence scrotale.	92
Graphe 4.14: Les moyennes saisonnières du comportement sexuel.	93
Graphe 4.15: Comparaison des variations saisonnières du comportement sexuel.	94
Graphe 4.16: les moyennes saisonnières de la testostéronémie.	95
Graphe 4.17: Comparaison des variations saisonnières de la testostéronémie.	96
Graphe 4.18: Comparaison des moyennes saisonnières de la testostéronémie et la circonférence scrotale et la testostéronémie.	96
Graphe 4.19: Evolution mensuelle de la circonférence scrotale	97
Graphe 4.20: Evolution mensuelle du poids corporel.	98
Graphe 4.21: Evolution mensuelle de la testostéronémie.	99

Graphe 4.22: Evolution mensuelle de la testostéronémie de la circonférence scrotale et du poids corporel	100
Graphe 4.23 : La courbe de régression entre la circonférence scrotale, le poids corporel et la testostéronémie	102

Liste des photos

Partie expérimentale

Photo 3-1 : ruban métrique flexible	72
Photo 3- 2 : mesure de la circonférence scrotale	73
Photo 3-3 : femelle œstrogénisée et attachée	74
Photo 3.4 : Un pèse-personne analogique.	77
Photo 3- 5 : mesure de la circonférence scrotale	77

INTRODUCTION

INTRODUCTION

Les caprins représentent l'une des espèces les plus anciennement domestiquées par l'homme. En Algérie, comme dans le monde, ils sont exploités pour leur viande, leur production laitière et même pour leurs peau et poils. Les caprins apparaissent, pour certains, comme une espèce providentielle dans certaines parties du monde difficiles où ils jouent un rôle capital dans l'alimentation des populations. Ainsi, ils se sont révélés, particulièrement utiles à l'homme à travers tous les âges pour augmenter la production animale. Par rapport aux ovins, ils possèdent l'avantage de mieux résister au stress calorique et à la sécheresse et digèrent mieux les fourrages riches en cellulose [1].

En Algérie, et face à une demande en protéines animales sans cesse croissante, le recours à l'intensification et la diversification des productions animales devient une nécessité. L'élevage caprin, producteur de lait et de viande rouge, peut être une bonne alternative. En effet, le caprin suscite aujourd'hui un intérêt certain, soit comme alternative de diversification dans le cadre de filières laitières organisées, soit comme production support de programme de développement rural tant dans les pays industrialisés que dans les pays en voie de développement.

Aujourd'hui, le souci des acteurs du développement est d'apporter des améliorations à tous les aspects de cet élevage. Cependant, l'un des aspects le plus important et auquel il faut accorder une attention particulière est la reproduction.

Chez les animaux domestiques, la productivité peut être limitée par la saisonnalité de la reproduction surtout en système intensif [1].

Certaines races caprines manifestent d'importantes variations saisonnières de leur activité sexuelle qui se manifestent chez la femelle par l'existence d'une période d'anœstrus saisonnier, et chez le mâle, par une diminution de l'intensité du comportement sexuel et de la production spermatique, tant en quantité qu'en qualité, ce qui est à l'origine d'une diminution plus ou moins importante de la fertilité [2].

L'existence des variations de l'activité sexuelle au cours d'une année chez plusieurs races caprines dans le monde constitue une donnée fondamentale sur la physiologie de la reproduction [3].

En Algérie, la reproduction des caprins de races locales est très peu connue. Cependant, le choix des stratégies et des méthodes de reproduction qui peuvent contribuer à l'amélioration de la productivité des troupeaux caprins nécessite des connaissances approfondies de nos races.

Le mâle constitue en lui-même une option stratégique en raison de l'amélioration que peut apporter le facteur mâle, notamment par la maîtrise de l'insémination artificielle.

Dans cette perspective nous avons envisagé d'apporter notre contribution par une étude approfondie sur la reproduction de l'une des plus importantes races caprines locales en l'occurrence la race Arbia.

Dans cette étude plusieurs volets ont été envisagés pour la détermination de l'activité sexuelle des mâles caprins en se basant sur :

1- Les variations saisonnières de l'activité sexuelle des boucs en étudiant :

- a) La circonférence scrotale,
- b) Le comportement sexuel,
- c) La testostéronémie.

2- La détermination des caractéristiques de l'activité sexuelle du chevreau à la puberté en évaluant :

- a) La circonférence scrotale,
- b) Le poids corporel,
- c) La testostéronémie,
- d) La semence.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I

ACTIVITE SEXUELLE ET NEUROENDOCRINOLOGIE

CHAPITRE I : ACTIVITE SEXUELLE ET NEUROENDOCRINOLOGIE

L'équilibre des mécanismes contrôlant la reproduction repose sur une relation permanente entre le système nerveux central et les gonades assurée par les hormones gonadotropes et stéroïdiennes. Cependant différents facteurs externes interviennent pour modifier cet équilibre, notamment la saison pour l'espèce caprine. Chez le mâle, le système nerveux central, par l'intermédiaire de la LH-RH (Luteinizing Hormone-Releasing Hormone, ou GnRH), commande l'antéhypophyse qui, à son tour, sécrète les hormones gonadotropes LH (Luteinizing Hormone) et FSH (Follicule Stimulating Hormone), directement responsables de la stimulation des testicules [4].

1- L'AXE HYPOTHALAMO-HYPOPHYSAIRE

L'axe hypothalamo-hypophysaire joue un rôle majeur dans le fonctionnement hormonal en relation avec les facteurs internes et les stimuli du milieu extérieur. Ces facteurs, en modulant l'activité de l'hypothalamus et de l'hypophyse, permettent à la fonction de reproduction d'être en interaction avec l'environnement. En effet, l'hypothalamus est au carrefour de nombreux systèmes de contrôle d'homéostasie, tels la régulation la thermogenèse, le poids corporel ou encore le comportement alimentaire [5].

Le complexe hypothalamo-hypophysaire situé à la base du cerveau est formé de l'hypothalamus et de l'hypophyse antérieure (Figure 1.1) [6].

Le contrôle de l'activité des gonades fait intervenir les hormones gonadotropes : LH (Luteinizing Hormone) et FSH (Follicule Stimulating Hormone). Ces dernières sont synthétisées par les cellules de l'hypophyse antérieure.

➤ La LH est libérée dans le sang sous forme de pulses. Ces derniers sont caractérisés par leur amplitude et leur fréquence. Entre deux pulses successifs, une sécrétion basale est enregistrée. L'action de la LH est indirecte sur le processus de la spermatogenèse puisqu'elle stimule la sécrétion de la testostérone par les cellules de Leydig.

➤ La FSH est aussi sécrétée de façon pulsatile, mais avec un profil plus complexe. Elle assure le bon déroulement de la spermatogenèse en stimulant, d'une part, la production de la testostérone et, d'autre part, la synthèse de l'ABP par l'intermédiaire des cellules de Sertoli [7].

La sécrétion de ces deux hormones est régulée par une neuro-hormone : la GnRH (Gonadotrophin Releasing Hormone, appelée aussi gonadolibérine) produite par des neurones de l'hypothalamus. Cette dernière est libérée dans les vaisseaux sanguins du système porte irriguant l'hypophyse. La gonadolibérine agit, ainsi, de façon immédiate sur la sécrétion de la LH, c'est pourquoi les pulses de LH sont directement liés à la pulsativité de la GnRH. Toutefois, l'action de la GnRH sur la libération de FSH est moins marquée.

Les profils sécrétoires de GnRH, de LH et de FSH sont influencés par de nombreuses stimulations qui peuvent être d'origines nerveuses (stimuli visuel, olfactif, auditif) ou hormonales (rétrocontrôles, stress par les corticoïdes). Enfin, les gonadotrophines contrôlent l'activité des gonades : la gamétogénèse et la stéroïdogénèse.

L'axe hypothalamus-hypophysaire subit un contrôle par les hormones stéroïdiennes dont il régule la sécrétion. Ce phénomène est appelé rétrocontrôle ou rétroaction. De ce fait, les hormones stéroïdiennes (testostérone, progestérone

et œstradiol) exercent une régulation majeure sur la sécrétion de GnRH en réduisant la fréquence des pulses.

Néanmoins, à la fin de la phase folliculaire du cycle de la femelle, l'œstradiol induit une très forte stimulation de la sécrétion de GnRH et augmente la sensibilité hypophysaire [8].

Par ailleurs, l'œstradiol et l'inhibine agissent directement sur l'hypophyse et sont les principaux facteurs inhibiteurs de la sécrétion de FSH chez la femelle [5]. Chez le mâle, la testostérone et l'inhibine accomplissent ce même rôle.

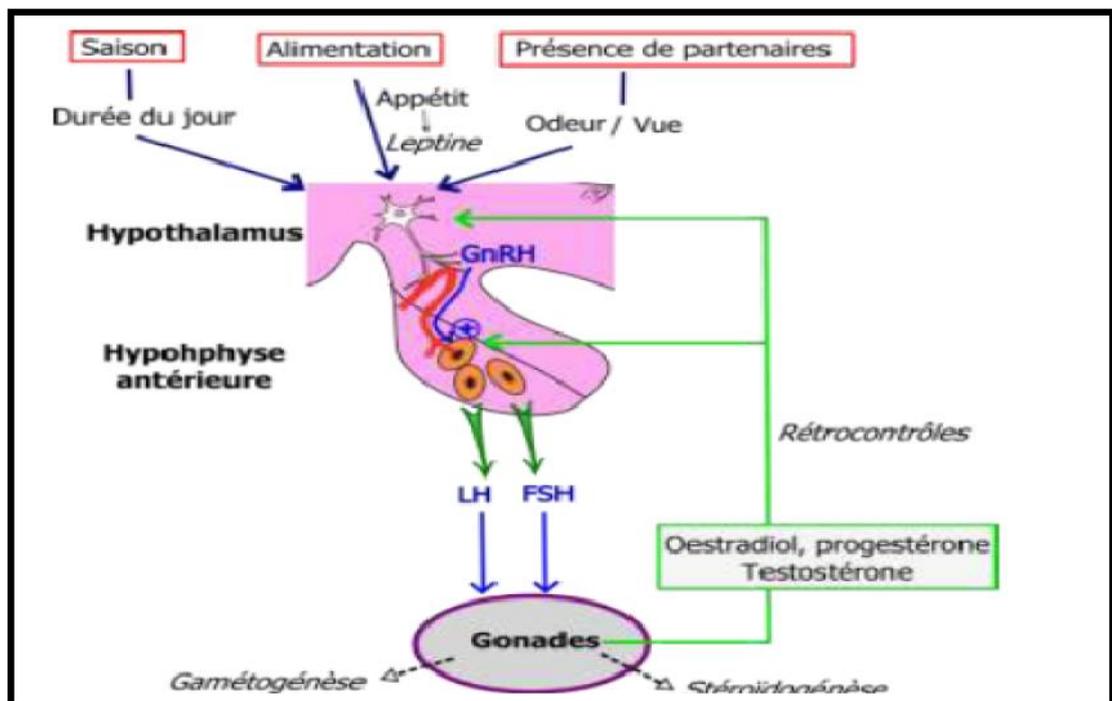


Figure 1.1: L'axe hypothalamo-hypophysaire et ses facteurs de régulation [6].

2- REGULATION HORMONALE DE LA FONCTION SEXUELLE DU BOUC :

Les principales hormones impliquées dans le contrôle de la fonction sexuelle du bouc sont d'origine testiculaire et hypothalamo-hypophysaire.

La testostérone est une hormone stéroïdienne synthétisée par les cellules de Leydig. Ces cellules sont constitutives du tissu interstitiel testiculaire. L'hormone mâle est maintenue à une concentration élevée dans le parenchyme testiculaire grâce à, sa liaison avec l'ABP (Androgen-Binding Protein). L'ABP est une protéine produite par les cellules de Sertoli [5]. Elle permet l'action des androgènes sur les cellules de Leydig et leur transport vers la lumière des tubes séminifères puis, vers l'épididyme.

La testostérone régule la fonction sexuelle à plusieurs niveaux [5]:

- la spermatogenèse et la maturation des spermatozoïdes dans l'épididyme,
- la stimulation des cellules de Sertoli ;
- la stimulation de la sécrétion des glandes annexes ;
- le développement et le maintien des caractères sexuels secondaires
- la libido.

La testostérone peut être transformée en œstradiol 17 dans les cellules de Sertoli par l'activité d'une aromatasase. Pendant le repos sexuel l'œstradiol exerce un fort rétrocontrôle négatif sur l'activité gonadique.

La LH stimule la synthèse de la testostérone car elle favorise le clivage de la chaîne latérale du cholestérol et amorce la synthèse des androgènes. Ces brusques changements de la concentration plasmatique de LH entraînent une stimulation rapide des cellules de Leydig du testicule qui répondent en libérant la testostérone dans le sang ; chaque pulse de LH est, donc, suivi d'un pulse de testostérone dont l'amplitude varie selon la situation physiologique du mâle. La

vitesse de disparition de la testostérone dans le sang est plus lente que celle de la LH. Lorsque la fréquence des pulses n'est pas très élevée, la testostérone revient à son niveau de base entre deux pulses [6] [9].

La FSH agit principalement sur les cellules de Sertoli et, donc, sur la production de l'inhibine et de l'ABP. Elle stimule la spermatogenèse, chez le mâle, et induit l'aromatation des androgènes en œstrogènes via l'aromatase du cytochrome p450 cyp19 [10]. D'autre part, la FSH est essentielle pour initier l'activité sexuelle à la puberté et après la période de repos saisonnier.

L'hypophyse antérieure libère la prolactine, une hormone contrôlant l'activité des cellules de Leydig. La prolactine augmente le nombre de récepteurs à LH sur ces cellules, ainsi, elle amplifie l'action de la LH sur la synthèse de la testostérone.

L'inhibine, hormone peptidique produite par les cellules de Sertoli, est impliquée dans la stimulation de la stéroïdogénèse. Elle exerce un rétrocontrôle négatif sur l'axe hypothalamo-hypophysaire en inhibant la libération de la FSH au niveau de l'hypophyse. D'autre part les stéroïdes agissent principalement sur la sécrétion et la libération de la LH (Figure 1.2) [11].

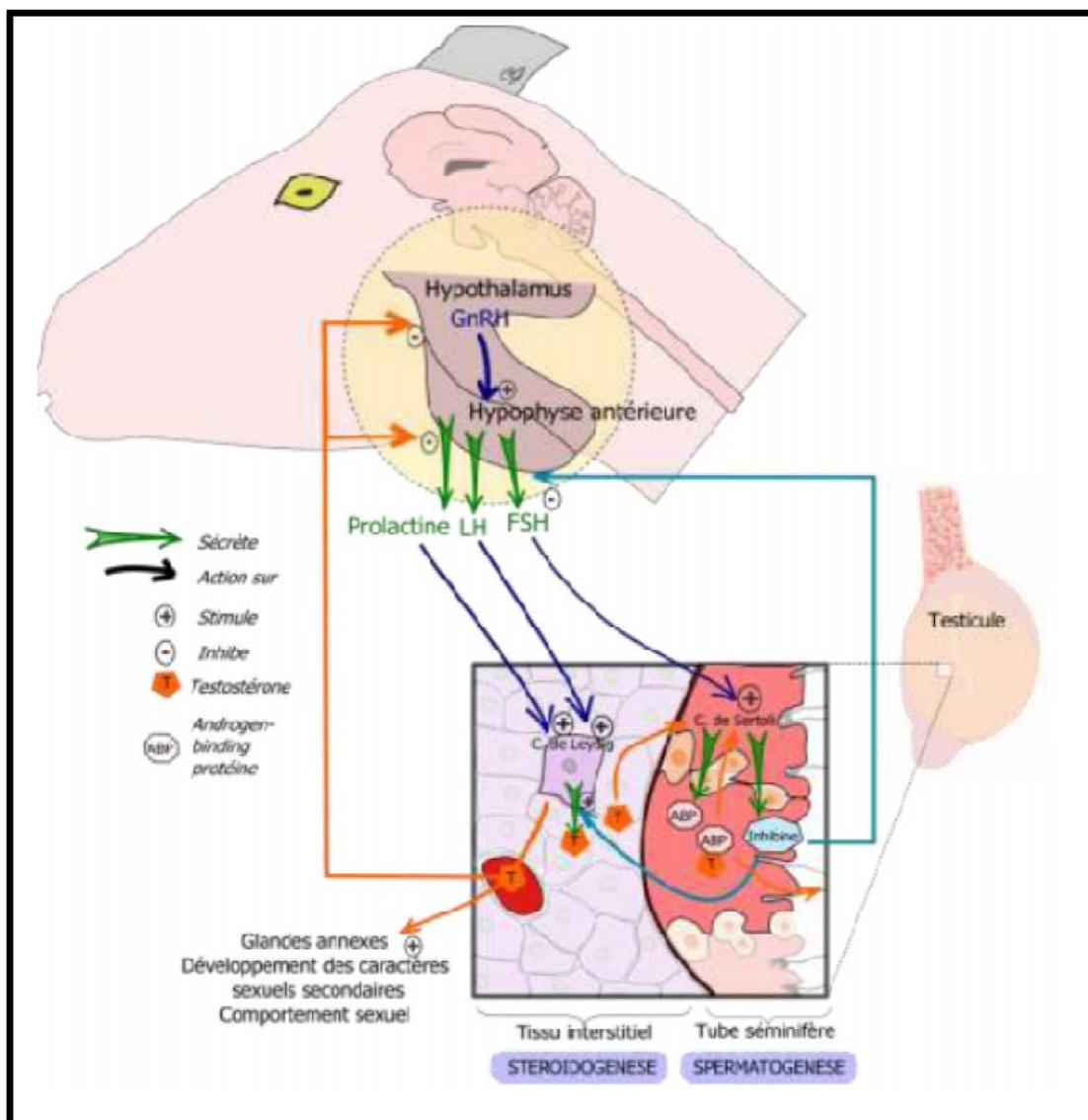


Figure 1.2 : Régulation hormonale de l'activité sexuelle chez le bouc [11].

3- BIOSYNTHESE DES STEROÏDES (figure 1. 3)

Chez le mâle, les stéroïdes sexuels à savoir la progestérone, la testostérone, et l'œstradiol sont tous synthétisés à partir du cholestérol qui provient, soit d'une synthèse locale par les cellules stéroïdogénèse, soit véhiculé sous la forme d'esters de cholestérol dans les cellules de Leydig [12].

Lors de la première réaction commune à tous les stéroïdes, le cholestérol est converti en prégnénolone par le complexe enzymatique cytochrome P-450_{sc} (side-chain cleavage). A partir de la prégnénolone, trois voies de synthèse sont, alors, possibles. L'une mène directement à la synthèse de la progestérone avec

l'intervention de la 3 β -hydroxystéroïde déshydrogénase (3 β -HSD) et l'isomérase. La seconde voie aboutit à la synthèse du cortisol avec l'activité successive de la 3 β -HSD/isomérase et de deux cytochromes P-450C21 et P-450C11. Dans la troisième et la dernière voie, la testostérone est obtenue après l'intervention d'un second cytochrome, le P-450C17 (17 α -hydroxylase/ 17 α -20 β lyase), qui réalise la conversion de la prégnénolone et de la progésterone en leurs dérivés 17 α -hydroxylés, et la coupure de la liaison C17_C21, pour donner la DHEA et l'androsténone respectivement. Par l'intervention de la 3 β -HSD accompagnée de l'isomérase puis de la 17 α -kétostéroïde réductase, l'androsténone est convertie en testostérone. Enfin, la conversion de la testostérone en œstradiol est assurée par le cytochrome P-450aro [13] [14].

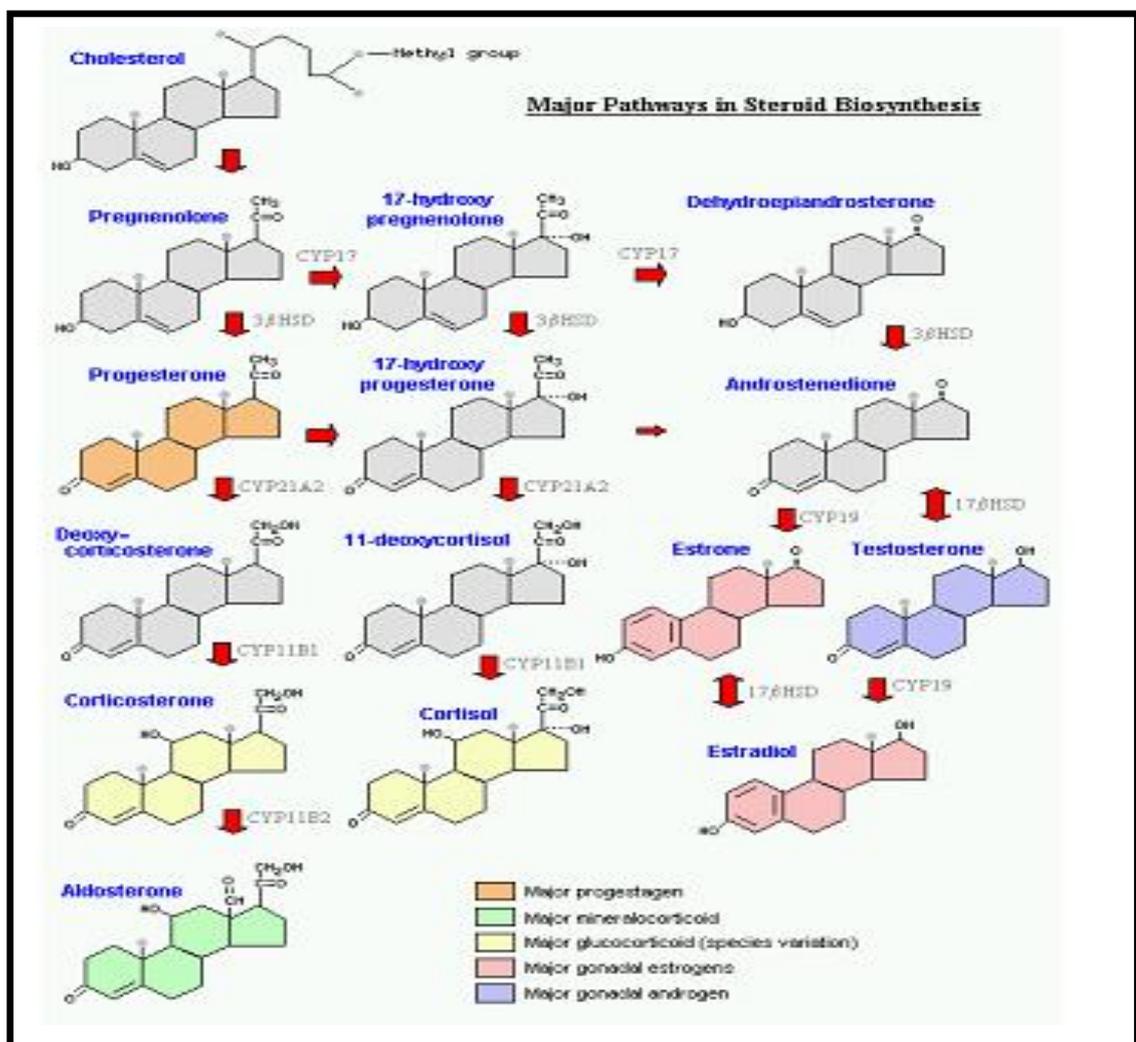


Figure 1. 3 : Les voies de la stéroïdogénèse [15].

4- LA STÉROÏDOGENESE TESTICULAIRE :

La stéroïdogénèse testiculaire est assurée par les cellules de Leydig. La testostérone est la plus importante représentante des hormones sexuelles masculines, qu'on appelle également androgène. Elle possède un groupe hydroxyle en position (3 sur le carbone 17) (Figure 1.4) [16]. Outre la testostérone, les testicules sécrètent de l'œstradiol, en quantité variable selon les espèces. La testostérone peut également être aromatisée par les cellules de Sertoli (Figure 1.5) [17].

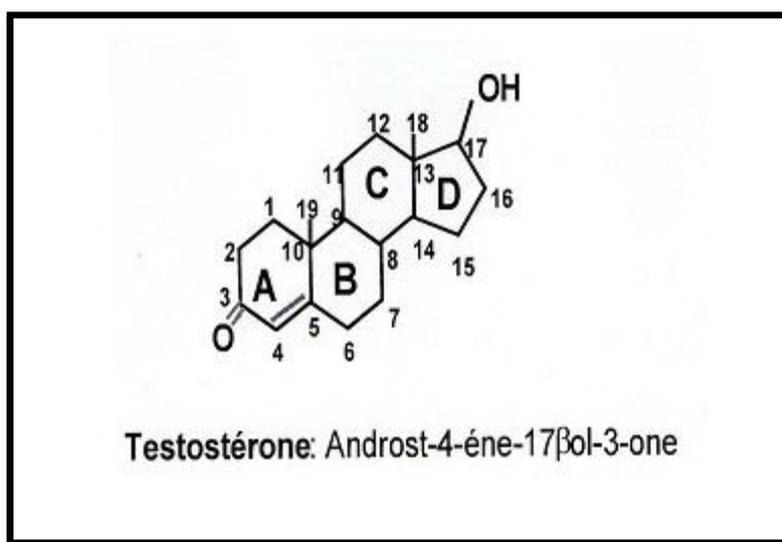
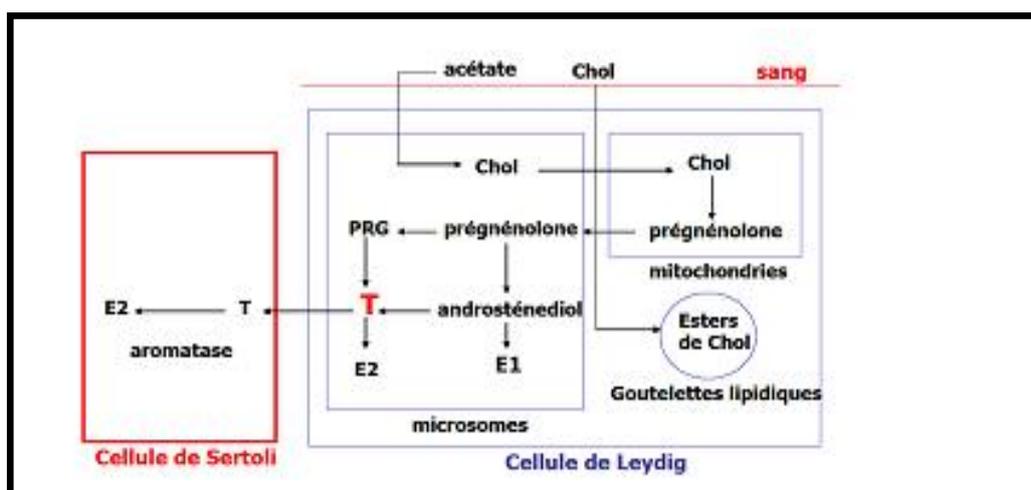


Figure 1.4 : Structure de la testostérone [16].



Chol: cholestérol, P: progestérone, T: testostérone, E2: œstradiol, E1: œstrone

Figure 1.5 : Stéroïdogénèse dans les cellules de Leydig et aromatisation dans les cellules [18].

5- ROLE DE LA TESTOSTERONE :

La testostérone traverse facilement la membrane cellulaire grâce à sa bonne liposolubilité et trouve au sein du cytoplasme des cellules cibles un récepteur protéique spécifique. L'action de l'hormone a lieu dans tous les tissus cibles par le biais d'un seul et même récepteur : le récepteur aux androgènes; les actions virilisantes et anabolisantes sont donc indissociables [18].

La testostérone exerce des actions extrêmement variées :

- Contrôle la différenciation de type mâle sur les organes génitaux embryonnaires,
- Détermine le comportement sexuel mâle et le développement des caractères sexuels secondaires,
- Stimule la synthèse de l'ABP, en synergie avec la FSH,
- Contrôle la spermatogenèse par action directe sur le tube séminifère,
- Contrôle la survie et la maturation épидидymaire des spermatozoïdes par stimulation des cellules épидидymaires,
- Contrôle l'activité sécrétoire des glandes annexes (ex : fructose par la vésicule séminale),
- Exerce un rétrocontrôle négatif sur l'hypothalamus pour la sécrétion de GnRH et sur l'antéhypophyse pour la sécrétion de LH,
- Exerce une action sur la croissance en favorisant l'anabolisme protéique, la croissance des tissus osseux et le développement des muscles [7] [19] [20] [21] [22].

CHAPITRE I : ACTIVITE SEXUELLE ET NEUROENDOCRINOLOGIE

L'équilibre des mécanismes contrôlant la reproduction repose sur une relation permanente entre le système nerveux central et les gonades assurée par les hormones gonadotropes et stéroïdiennes. Cependant différents facteurs externes interviennent pour modifier cet équilibre, notamment la saison pour l'espèce caprine. Chez le mâle, le système nerveux central, par l'intermédiaire de la LH-RH (Luteinizing Hormone-Releasing Hormone, ou GnRH), commande l'antéhypophyse qui, à son tour, sécrète les hormones gonadotropes LH (Luteinizing Hormone) et FSH (Follicule Stimulating Hormone), directement responsables de la stimulation des testicules [4].

1- L'AXE HYPOTHALAMO-HYPOPHYSAIRE

L'axe hypothalamo-hypophysaire joue un rôle majeur dans le fonctionnement hormonal en relation avec les facteurs internes et les stimuli du milieu extérieur. Ces facteurs, en modulant l'activité de l'hypothalamus et de l'hypophyse, permettent à la fonction de reproduction d'être en interaction avec l'environnement. En effet, l'hypothalamus est au carrefour de nombreux systèmes de contrôle d'homéostasie, tels la régulation la thermogenèse, le poids corporel ou encore le comportement alimentaire [5].

Le complexe hypothalamo-hypophysaire situé à la base du cerveau est formé de l'hypothalamus et de l'hypophyse antérieure (Figure 1.1) [6].

Le contrôle de l'activité des gonades fait intervenir les hormones gonadotropes : LH (Luteinizing Hormone) et FSH (Follicule Stimulating Hormone). Ces dernières sont synthétisées par les cellules de l'hypophyse antérieure.

➤ La LH est libérée dans le sang sous forme de pulses. Ces derniers sont caractérisés par leur amplitude et leur fréquence. Entre deux pulses successifs, une sécrétion basale est enregistrée. L'action de la LH est indirecte sur le processus de la spermatogenèse puisqu'elle stimule la sécrétion de la testostérone par les cellules de Leydig.

➤ La FSH est aussi sécrétée de façon pulsatile, mais avec un profil plus complexe. Elle assure le bon déroulement de la spermatogenèse en stimulant, d'une part, la production de la testostérone et, d'autre part, la synthèse de l'ABP par l'intermédiaire des cellules de Sertoli [7].

La sécrétion de ces deux hormones est régulée par une neuro-hormone : la GnRH (Gonadotrophin Releasing Hormone, appelée aussi gonadolibérine) produite par des neurones de l'hypothalamus. Cette dernière est libérée dans les vaisseaux sanguins du système porte irriguant l'hypophyse. La gonadolibérine agit, ainsi, de façon immédiate sur la sécrétion de la LH, c'est pourquoi les pulses de LH sont directement liés à la pulsativité de la GnRH. Toutefois, l'action de la GnRH sur la libération de FSH est moins marquée.

Les profils sécrétoires de GnRH, de LH et de FSH sont influencés par de nombreuses stimulations qui peuvent être d'origines nerveuses (stimuli visuel, olfactif, auditif) ou hormonales (rétrocontrôles, stress par les corticoïdes). Enfin, les gonadotrophines contrôlent l'activité des gonades : la gamétogénèse et la stéroïdogénèse.

L'axe hypothalamus-hypophysaire subit un contrôle par les hormones stéroïdiennes dont il régule la sécrétion. Ce phénomène est appelé rétrocontrôle ou rétroaction. De ce fait, les hormones stéroïdiennes (testostérone, progestérone

et œstradiol) exercent une régulation majeure sur la sécrétion de GnRH en réduisant la fréquence des pulses.

Néanmoins, à la fin de la phase folliculaire du cycle de la femelle, l'œstradiol induit une très forte stimulation de la sécrétion de GnRH et augmente la sensibilité hypophysaire [8].

Par ailleurs, l'œstradiol et l'inhibine agissent directement sur l'hypophyse et sont les principaux facteurs inhibiteurs de la sécrétion de FSH chez la femelle [5]. Chez le mâle, la testostérone et l'inhibine accomplissent ce même rôle.

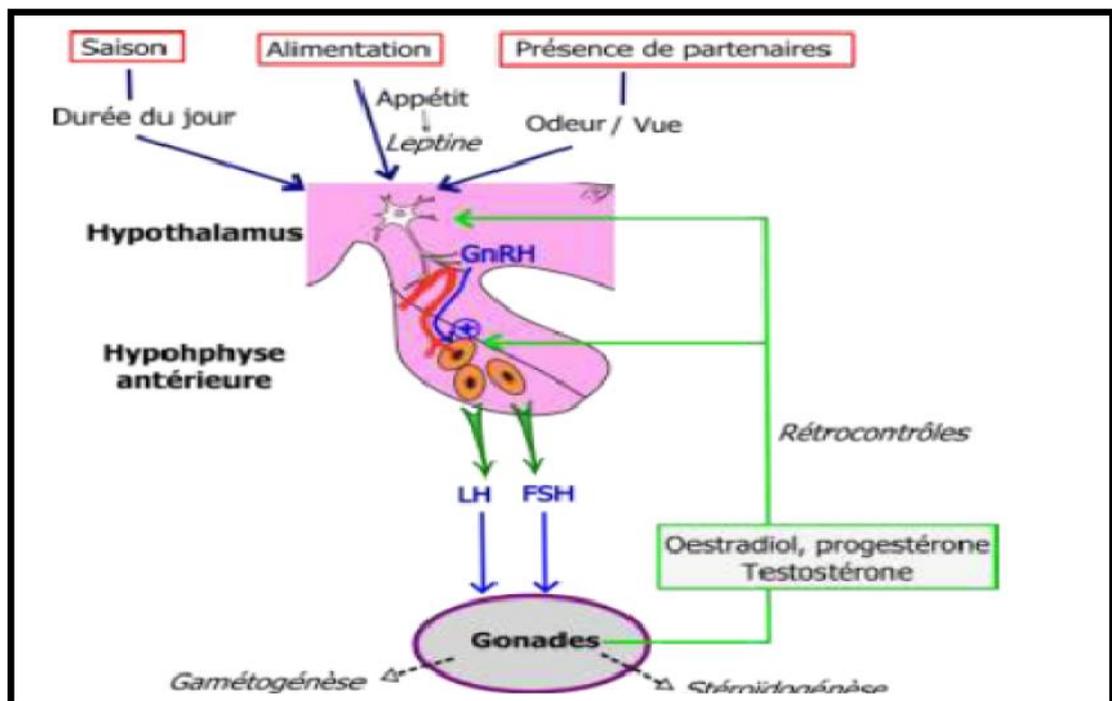


Figure 1.1: L'axe hypothalamo-hypophysaire et ses facteurs de régulation [6].

2- REGULATION HORMONALE DE LA FONCTION SEXUELLE DU BOUC :

Les principales hormones impliquées dans le contrôle de la fonction sexuelle du bouc sont d'origine testiculaire et hypothalamo-hypophysaire.

La testostérone est une hormone stéroïdienne synthétisée par les cellules de Leydig. Ces cellules sont constitutives du tissu interstitiel testiculaire. L'hormone mâle est maintenue à une concentration élevée dans le parenchyme testiculaire grâce à, sa liaison avec l'ABP (Androgen-Binding Protein). L'ABP est une protéine produite par les cellules de Sertoli [5]. Elle permet l'action des androgènes sur les cellules de Leydig et leur transport vers la lumière des tubes séminifères puis, vers l'épididyme.

La testostérone régule la fonction sexuelle à plusieurs niveaux [5]:

- la spermatogenèse et la maturation des spermatozoïdes dans l'épididyme,
- la stimulation des cellules de Sertoli ;
- la stimulation de la sécrétion des glandes annexes ;
- le développement et le maintien des caractères sexuels secondaires
- la libido.

La testostérone peut être transformée en œstradiol 17 dans les cellules de Sertoli par l'activité d'une aromatasase. Pendant le repos sexuel l'œstradiol exerce un fort rétrocontrôle négatif sur l'activité gonadique.

La LH stimule la synthèse de la testostérone car elle favorise le clivage de la chaîne latérale du cholestérol et amorce la synthèse des androgènes. Ces brusques changements de la concentration plasmatique de LH entraînent une stimulation rapide des cellules de Leydig du testicule qui répondent en libérant la testostérone dans le sang ; chaque pulse de LH est, donc, suivi d'un pulse de testostérone dont l'amplitude varie selon la situation physiologique du mâle. La

vitesse de disparition de la testostérone dans le sang est plus lente que celle de la LH. Lorsque la fréquence des pulses n'est pas très élevée, la testostérone revient à son niveau de base entre deux pulses [6] [9].

La FSH agit principalement sur les cellules de Sertoli et, donc, sur la production de l'inhibine et de l'ABP. Elle stimule la spermatogenèse, chez le mâle, et induit l'aromatisation des androgènes en œstrogènes via l'aromatase du cytochrome p450 cyp19 [10]. D'autre part, la FSH est essentielle pour initier l'activité sexuelle à la puberté et après la période de repos saisonnier.

L'hypophyse antérieure libère la prolactine, une hormone contrôlant l'activité des cellules de Leydig. La prolactine augmente le nombre de récepteurs à LH sur ces cellules, ainsi, elle amplifie l'action de la LH sur la synthèse de la testostérone.

L'inhibine, hormone peptidique produite par les cellules de Sertoli, est impliquée dans la stimulation de la stéroïdogénèse. Elle exerce un rétrocontrôle négatif sur l'axe hypothalamo-hypophysaire en inhibant la libération de la FSH au niveau de l'hypophyse. D'autre part les stéroïdes agissent principalement sur la sécrétion et la libération de la LH (Figure 1.2) [11].

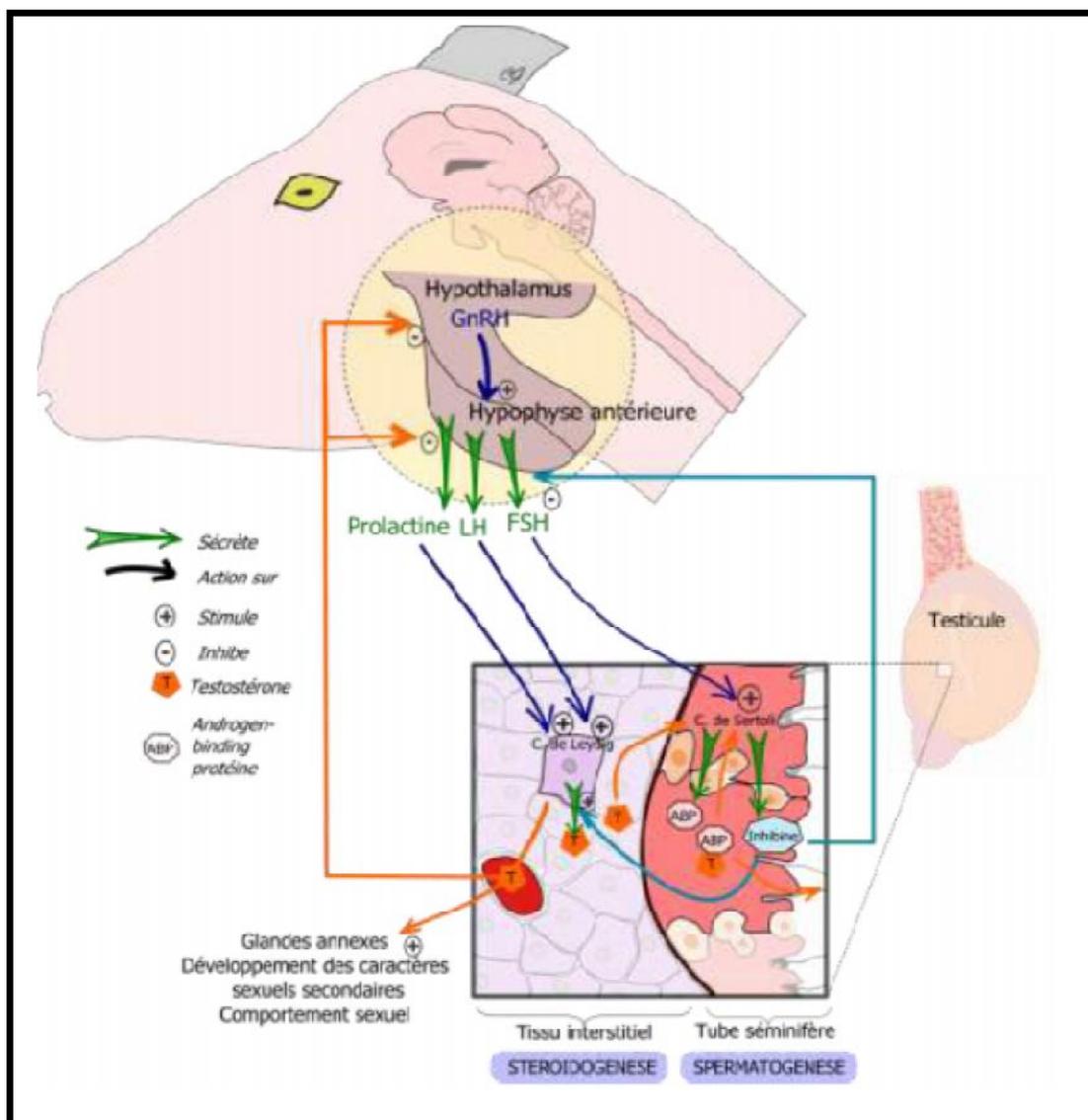


Figure 1.2 : Régulation hormonale de l'activité sexuelle chez le bouc [11].

3- BIOSYNTHESE DES STEROÏDES (figure 1. 3)

Chez le mâle, les stéroïdes sexuels à savoir la progestérone, la testostérone, et l'œstradiol sont tous synthétisés à partir du cholestérol qui provient, soit d'une synthèse locale par les cellules stéroïdogénèse, soit véhiculé sous la forme d'esters de cholestérol dans les cellules de Leydig [12].

Lors de la première réaction commune à tous les stéroïdes, le cholestérol est converti en prégnénolone par le complexe enzymatique cytochrome P-450_{sc} (side-chain cleavage). A partir de la prégnénolone, trois voies de synthèse sont, alors, possibles. L'une mène directement à la synthèse de la progestérone avec

l'intervention de la 3 β -hydroxystéroïde déshydrogénase (3 β -HSD) et l'isomérase. La seconde voie aboutit à la synthèse du cortisol avec l'activité successive de la 3 β -HSD/isomérase et de deux cytochromes P-450C21 et P-450C11. Dans la troisième et la dernière voie, la testostérone est obtenue après l'intervention d'un second cytochrome, le P-450C17 (17 α -hydroxylase/ 17 β -21 lyase), qui réalise la conversion de la prégnénolone et de la progésterone en leurs dérivés 17 α -hydroxylés, et la coupure de la liaison C17_C21, pour donner la DHEA et l'androsténone respectivement. Par l'intervention de la 3 β -HSD accompagnée de l'isomérase puis de la 17 α -kétostéroïde réductase, l'androsténone est convertie en testostérone. Enfin, la conversion de la testostérone en œstradiol est assurée par le cytochrome P-450aro [13] [14].

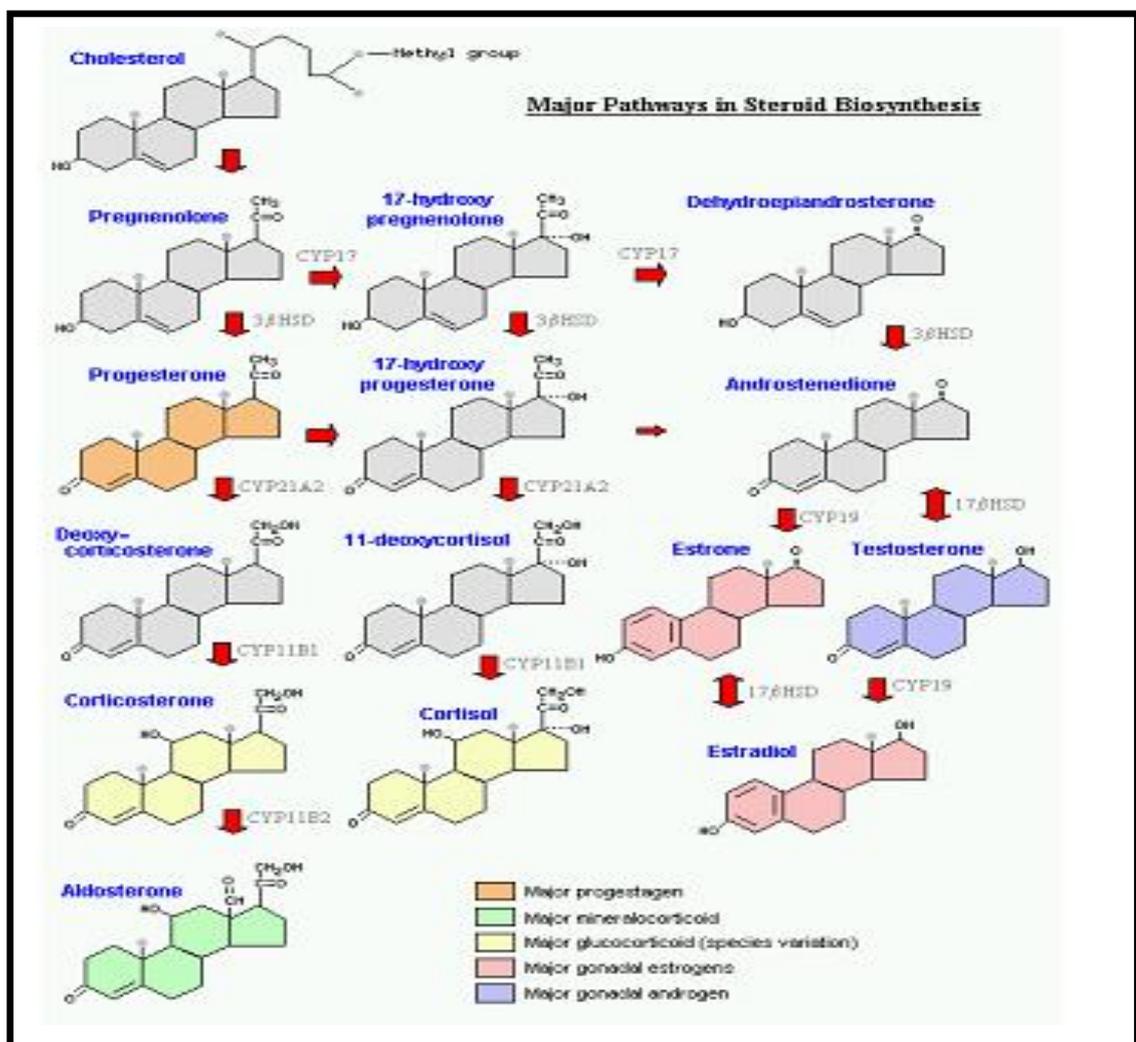


Figure 1. 3 : Les voies de la stéroïdogénèse [15].

4- LA STÉROÏDOGENESE TESTICULAIRE :

La stéroïdogénèse testiculaire est assurée par les cellules de Leydig. La testostérone est la plus importante représentante des hormones sexuelles masculines, qu'on appelle également androgène. Elle possède un groupe hydroxyle en position (3 sur le carbone 17) (Figure 1.4) [16]. Outre la testostérone, les testicules sécrètent de l'œstradiol, en quantité variable selon les espèces. La testostérone peut également être aromatisée par les cellules de Sertoli (Figure 1.5) [17].

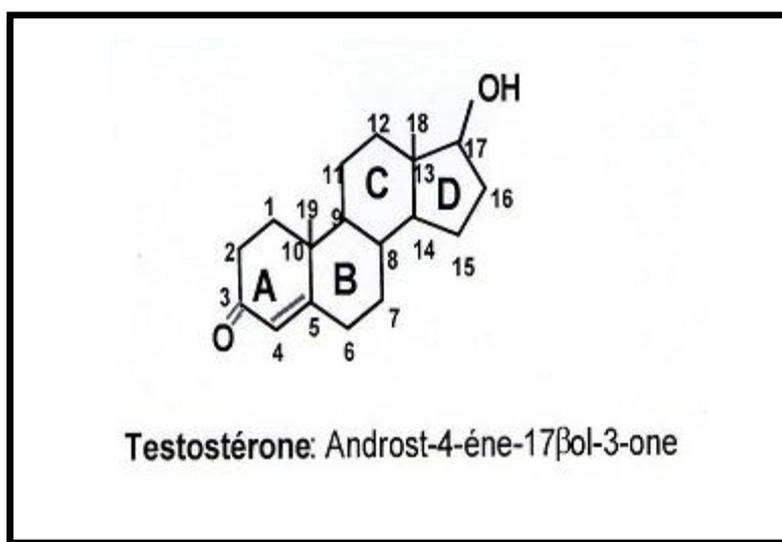
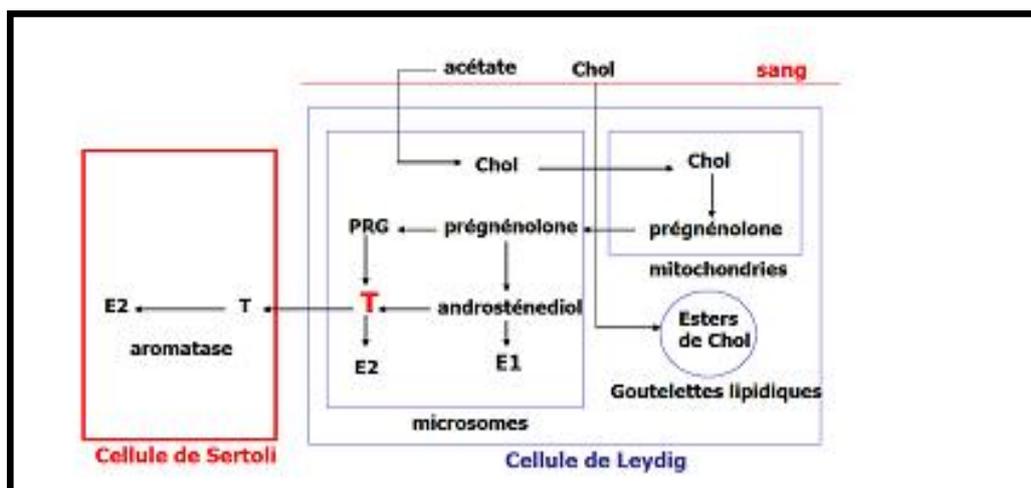


Figure 1.4 : Structure de la testostérone [16].



Chol: cholestérol, P: progestérone, T: testostérone, E2: œstradiol, E1: œstrone

Figure 1.5 : Stéroïdogénèse dans les cellules de Leydig et aromatisation dans les cellules [18].

5- ROLE DE LA TESTOSTERONE :

La testostérone traverse facilement la membrane cellulaire grâce à sa bonne liposolubilité et trouve au sein du cytoplasme des cellules cibles un récepteur protéique spécifique. L'action de l'hormone a lieu dans tous les tissus cibles par le biais d'un seul et même récepteur : le récepteur aux androgènes; les actions virilisantes et anabolisantes sont donc indissociables [18].

La testostérone exerce des actions extrêmement variées :

- Contrôle la différenciation de type mâle sur les organes génitaux embryonnaires,
- Détermine le comportement sexuel mâle et le développement des caractères sexuels secondaires,
- Stimule la synthèse de l'ABP, en synergie avec la FSH,
- Contrôle la spermatogenèse par action directe sur le tube séminifère,
- Contrôle la survie et la maturation épидидymaire des spermatozoïdes par stimulation des cellules épидидymaires,
- Contrôle l'activité sécrétoire des glandes annexes (ex : fructose par la vésicule séminale),
- Exerce un rétrocontrôle négatif sur l'hypothalamus pour la sécrétion de GnRH et sur l'antéhypophyse pour la sécrétion de LH,
- Exerce une action sur la croissance en favorisant l'anabolisme protéique, la croissance des tissus osseux et le développement des muscles [7] [19] [20] [21] [22].

CHAPITRE II

LES FACTEURS DE VARIATIONS DE L'ACTIVITE SEXUELLE DES CAPRINS

CHAPITRE II : FACTEURS DE VARIATIONS DE L'ACTIVITE SEXUELLE DES CAPRINS

L'existence des variations de l'activité sexuelle au cours d'une année a été rapportée chez plusieurs races caprines dans le monde. C'est une donnée fondamentale sur la physiologie de la reproduction des caprins dont la connaissance est très importante pour conduire la reproduction, que cela soit par saillie naturelle ou par insémination artificielle.

Pour contribuer à l'amélioration de la productivité des troupeaux caprins, le choix des stratégies et des méthodes de reproduction nécessitent la connaissance approfondie des variations de l'activité sexuelle [3].

Il est judicieux donc de connaître les différents facteurs susceptibles d'influencer l'expression de cette activité sexuelle. Ces variations plus ou moins importantes dépendent de : (Figure 2.1)

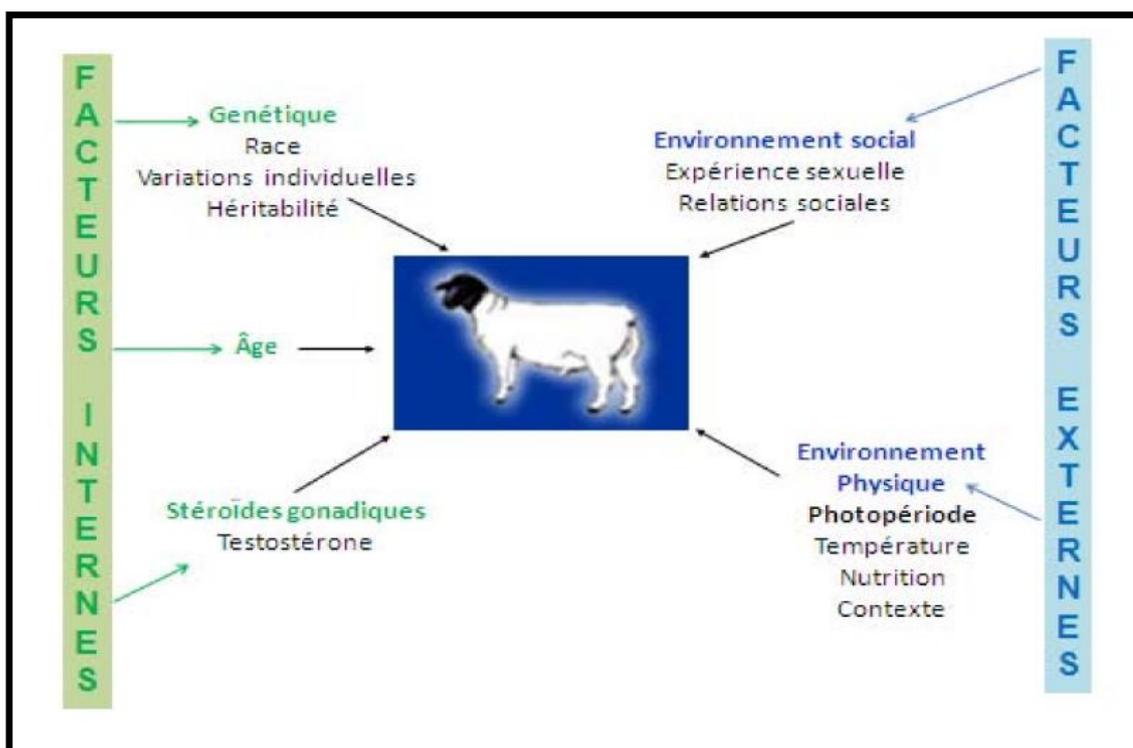


Figure 2.1: facteurs influencent l'activité sexuelle chez le mâle [23]

☞ Facteurs environnementaux physiques et sociaux principalement la photopériode, la saison, la température, l'alimentation, avec des interactions entre individus telles que la présence ou l'absence des mâles.

☞ Facteurs internes : le taux des hormones stéroïdes, les races, les différences intra raciales et individuelles.

1- FACTEURS ENVIRONNEMENTAUX :

L'animal est soumis, en permanence, aux aléas du milieu naturel, notamment par ses diverses composantes climatique, alimentaire et sociale, qui joue un rôle déterminant sur les performances de reproduction [24].

1.1 -La saison:

Dans les zones tempérées, l'un des principaux défis auxquels les êtres vivants sont confrontés est l'existence de saison avec les variations associées des facteurs climatiques. Certains processus physiologiques permettent de moduler les fonctions physiologiques de l'organisme en fonction de la saison [25].

Toutefois, la majorité des espèces animales ont un processus commun de mise en sommeil de la fonction de reproduction quand une fécondation pourrait entraîner des naissances à un moment défavorable à la survie des jeunes [26] [27].

La latitude influe sur l'importance de l'effet de la saison : les variations sont moins importantes lorsqu'on se rapproche de l'équateur. La durée de la saison sexuelle varie inversement avec la latitude. Dans les pays tempérés, les caprins manifestent d'importantes variations saisonnières de l'activité sexuelle. Dans les deux sexes, on observe une période d'activité sexuelle maximale, qui s'étend généralement d'août à janvier et une période d'activité minimale voire nulle qui s'étend de février à juillet [28].

Les variations se manifestent, chez le mâle, par une diminution de l'intensité du comportement sexuel et de la production spermatique, tant en quantité qu'en qualité, entraînant des baisses plus ou moins importantes de fertilité et de prolificité dans les troupeaux [29] [30].

Sous les latitudes élevées, la spermatogenèse ne cesse pas mais son rendement diminue : le nombre de spermatozoïdes produits par le testicule diminue à certaines saisons de l'année [31].

La production journalière de spermatozoïdes (la Daily Sperm Production) et la production maximale obtenue dans une éjaculation (Daily Sperm Output) varient donc en fonction de la saison [32]. Chez le bouc, la production spermatique journalière varie de $5,5$ à $14,5 \times 10^9$ spermatozoïdes avec de faibles variations saisonnières entre les races [33] [34].

Le volume de l'éjaculat, chez les races saisonnières, est élevé au cours de la saison sexuelle. Il diminue au printemps pour atteindre son minimum pendant l'été [3]. La concentration spermatique de l'éjaculat en spermatozoïde suit une évolution inverse (figure : 2.2) [36].

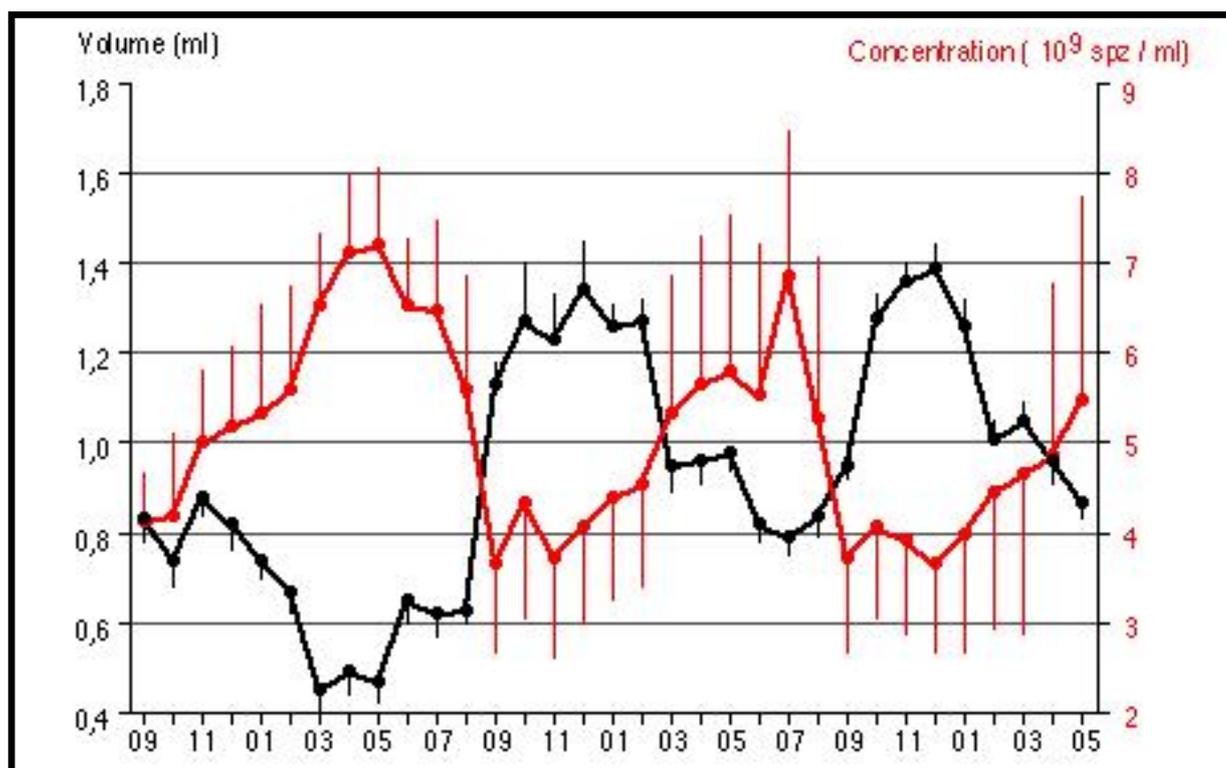


Figure 2.2 : Variations saisonnières du volume de l'éjaculat et de sa concentration en spermatozoïdes chez cinq boucs alpin, $m \pm sem$ [37].

Chez certains mâles, le pourcentage de spermatozoïdes anormaux peut atteindre plus de 70 %, certains mois de l'année, entraînant une stérilité

temporaire des animaux [36]. Chez le bouc, de faibles variations saisonnières du taux de spermatozoïdes présentant des anomalies morphologiques ont ainsi été observées (de 5 à 8% durant la saison sexuelle et de 10 à 18% en dehors de celle-ci)[38]. Toutefois, il se produit un changement saisonnier de la motilité des spermatozoïdes associé à une diminution sévère de leur fertilité [36].

C'est en saison sexuelle que la production de spermatozoïdes de qualité est optimale [32]. Pendant ce temps, le poids testiculaire, qui est le marqueur de l'activité sexuelle, est étroitement corrélé à l'activité spermatogénétique et à la synthèse de la testostérone. Ce poids testiculaire subit des variations simultanées à celles des femelles : une élévation arrivant à un maximum (de septembre à décembre) lors de l'œstrus des femelles, puis une diminution importante (de janvier à avril.), le reste de l'année. Chez les boucs alpins, le poids testiculaire varie de 110 à 115 grammes entre avril et juin à plus de 170 grammes entre octobre et novembre (figure : 2.3). Toutefois, contrairement aux femelles, l'activité sexuelle n'est pas nulle mais seulement fortement diminuée [1].

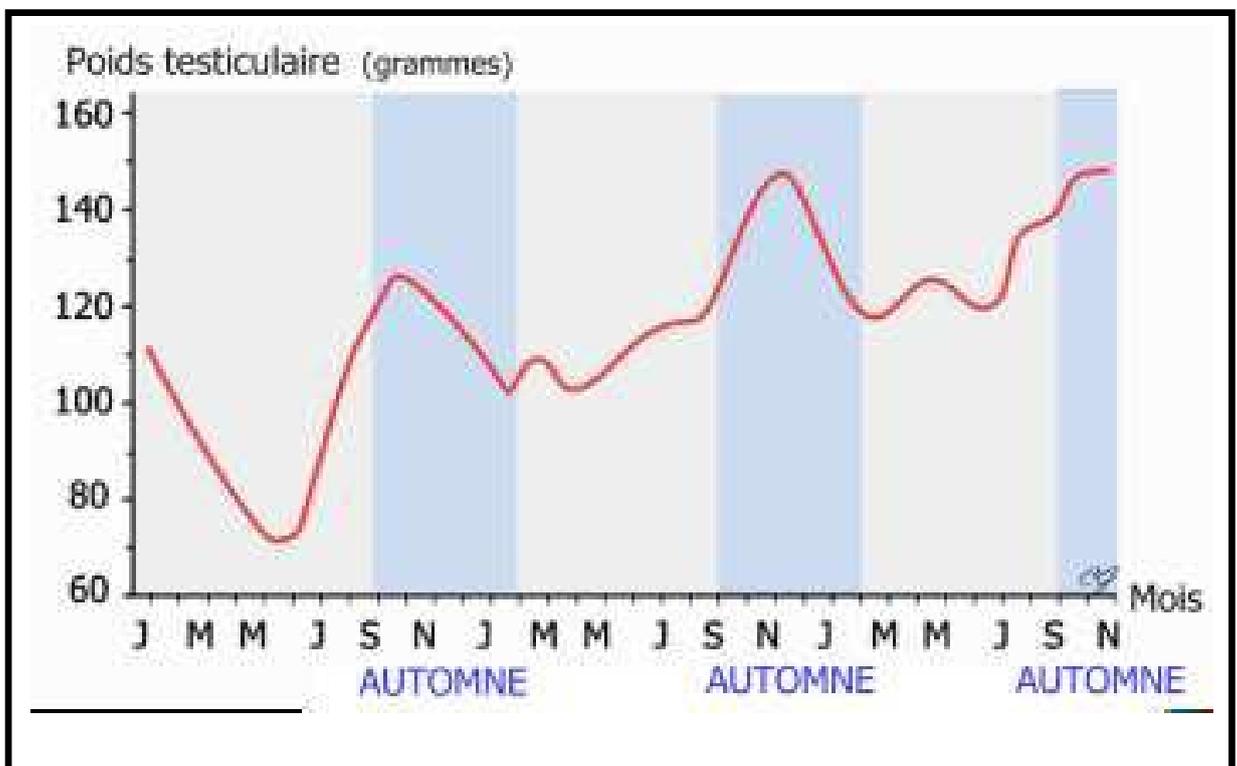


Figure 2.3 : Variations saisonnières du poids testiculaire de bouc [39]

Il est à noter une corrélation étroite entre le poids testiculaire et la circonférence scrotale de l'ordre de 0.89 [28].

1.1.1- La circonférence scrotale :

La circonférence scrotale est mesurée à l'aide d'un ruban métrique (figure 2.4) sur le plus grand diamètre du scrotum et sur un animal debout. Celle du bouc est étroitement corrélée au poids du corps, ainsi qu'au nombre total de spermatozoïdes présents dans l'éjaculat. (Tableau : 2.1).

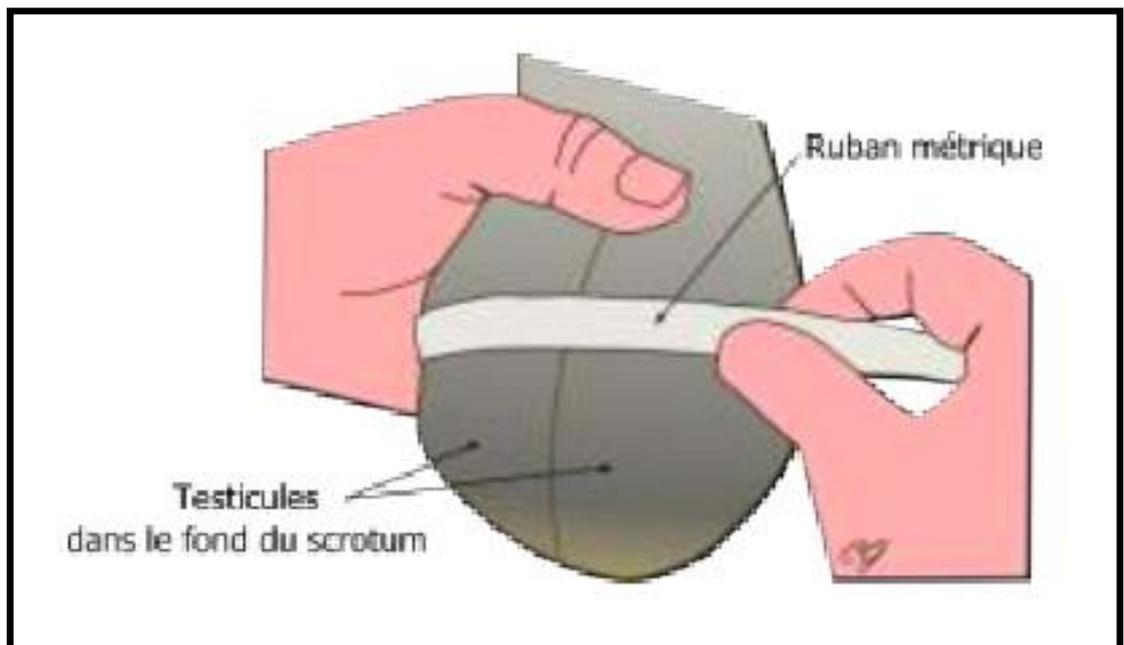


Figure 2.4: La mesure de la circonférence scrotale [40].

De même, chez le bouc cachemire australien, le poids testiculaire et la production de spermatozoïdes sont étroitement corrélés avec la circonférence scrotale ($r = 0,88$ et $r = 0,92$ respectivement).

Les mâles dont la circonférence scrotale est la plus grande ont :

- des testicules plus développés.
- un plus grand nombre de cellules de Sertoli.
- une plus grande quantité de spermatozoïdes produite [41]

[42].

La mesure de la circonférence scrotale est un paramètre important,

pratique et surtout indéniable qui est classiquement déterminatif du volume scrotal. Il est toutefois influencée par plusieurs facteurs dont les principaux sont : la saison, le poids corporel, la race, l'alimentation et l'environnement climatologique [43].

Tableau 2.1 : Valeurs du périmètre scrotal chez le bouc (Données évaluées à partir de 122 animaux d'animaux croisés) [44].

Poids du corps	Périmètre scrotal	
	Moyenne	Ecart
4,4	6,8	4,9-7,9
7,6	11,0	7,1-17,5
12,0	15,9	10,5-19,8
17,3	18,3	11,9-21,0
22,0	20,8	16,2-22,3
27,5	21,5	17,7-24,4
32,7	23,3	19,5-26,8
37,3	25,0	23,0-27,0
43,9	26,4	24,8-28,4

C'est aussi, selon de nombreux auteurs, un facteur prédictif de la fonction spermatogénétique du mâle [45] [46] [47] [48], et du moment de l'apparition de la puberté dont la valeur est supérieure à celle de l'âge ou du poids et cela quelque soit la race de l'animal [44] [49].

Cependant, la mesure de cette circonférence constitue la méthode indirecte la plus simple et la plus efficace pour l'estimation du volume testiculaire et de la production des spermatozoïdes.

Le coefficient de corrélation entre le périmètre scrotal et les performances de reproduction (âge au 1^{er} vêlage, fertilité) de la descendance femelle varie entre 0,66 - 0,97 [44] [49] [50] [51].

L'héritabilité de la circonférence scrotale est comprise entre 0,3 et 0,7

(moyenne 0,4) et est plus constante que les caractéristiques de l'éjaculat [44] [52] [53].

1.1.2- Le comportement sexuel :

Pendant le printemps, le comportement sexuel est moins intense. Il diminue chez le bouc en absence d'un entraînement régulier. Les montes et les saillies s'arrêtent chez presque tous les animaux pendant quelques semaines au moins au cours du printemps/été. Par contre, avec un entraînement régulier ces variations ne sont pas atténuées [36]. (Figure : 2.5).

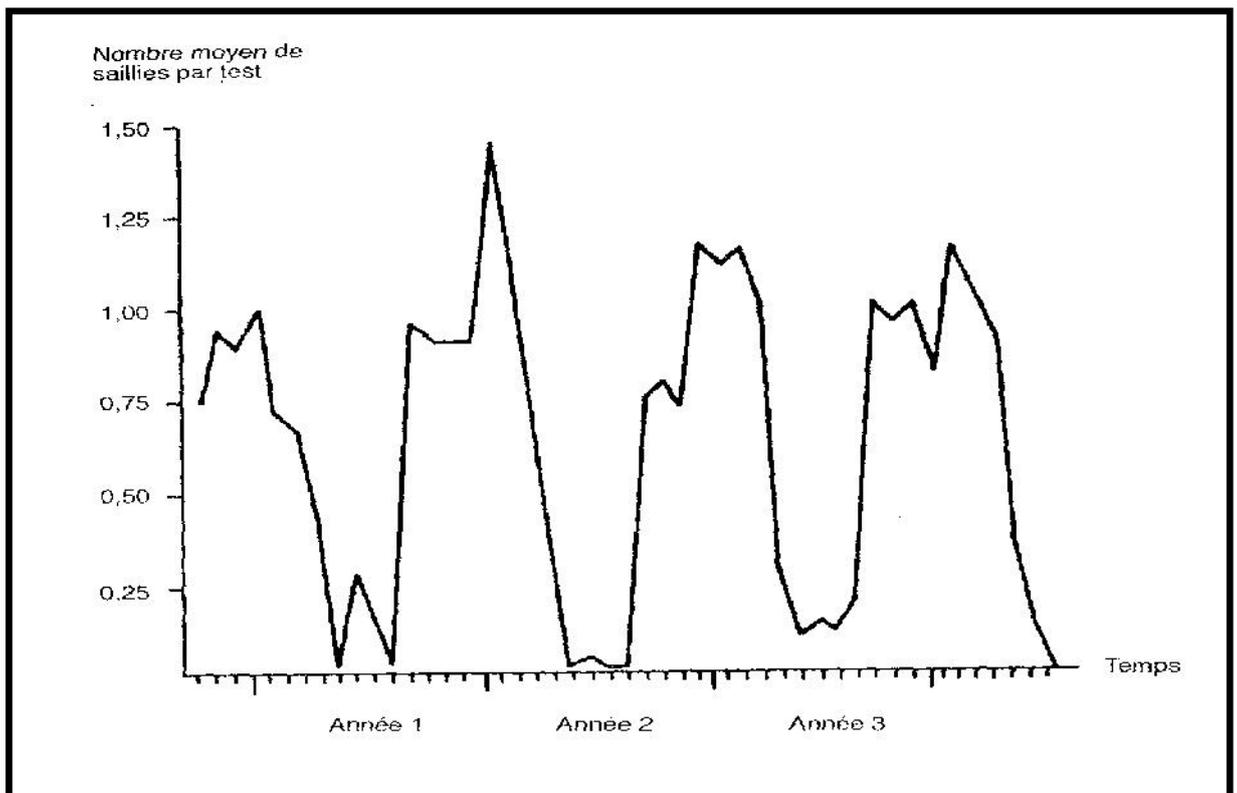


Figure 2.5 : Variations saisonnières du nombre de saillies dans des tests de 10 minutes chez des boucs alpins non entraînés [54].

1.1.3- Les glandes annexes :

Pelletier et Ortavant (1970) [55] ont observé une évolution saisonnière dans le poids des glandes séminales caractérisée par une augmentation graduelle à partir du mois de mars et l'atteinte d'un maximum au mois de juillet. Les valeurs restent élevées jusqu'au mois de septembre puis commencent à décroître pour atteindre des valeurs minimales en février.

Le volume des éjaculats des boucs des races Alpine et Poitevine est élevé

en automne et en hiver, c'est-à-dire pendant la saison sexuelle. Il diminue ensuite pour atteindre un minimum au printemps et en été, en période de repos sexuel. La concentration de spermatozoïdes dans l'éjaculat suit une tendance inverse [37] avec des variations saisonnières de la sécrétion du plasma séminal à partir des glandes annexes, lesquelles sont plus actives quand la concentration plasmatique de testostérone est élevée durant la saison sexuelle.

Le contenu des glandes séminales en fructose subit le même profil de variation : la quantité totale de fructose observée de juillet à décembre est le double de celle observée de janvier à juin.

1.1.4-Variation saisonnière de l'activité sécrétoire : (figure : 2.6 ; 2.7 et 2.8) L'hypophyse libère la LH d'une façon discontinue. De brusques épisodes sécrétoires, commandés par l'activité des neurones à LH-RH de l'hypothalamus, alternent avec des périodes de repos pendant lesquelles une sécrétion basale est enregistrée. Ces épisodes sécrétoires, appelés « pulses » sont caractérisés par leur amplitude, directement reliée à la quantité de LH libérée dans la circulation générale

Le brusque changement de la concentration plasmatique de la LH stimule rapidement les cellules de Leydig qui sécrètent alors la testostérone. Chaque pulse de testostérone suit une pulse de LH dont l'amplitude est en fonction de la stimulation physiologique du mâle. La sécrétion de FSH semble être continue plutôt qu'épisodique [9].

Les changements de sécrétion des hormones gonadotropes sont à l'origine d'une alternance entre périodes d'activité et d'inactivité sexuelle [55]. Chez le bouc alpin, le niveau de base de LH, la fréquence des pulses, leurs amplitudes et la concentration de LH sont faibles de janvier à mai. L'amplitude des pulses augmente régulièrement en juin, juillet et août, puis leur fréquence augmente brusquement en septembre tandis que leur amplitude diminue à cause de la réaction inverse entre fréquence et amplitude, mais aussi probablement sous l'influence de la testostérone sécrétée en grande quantité. Cette augmentation plasmatique de la LH et de la testostérone en août et en septembre est suivie

d'une diminution progressive de la concentration de la LH jusqu'en janvier, puis le cycle annuel recommence [6]. Des observations similaires sont rapportées pour le bouc Cachemire australien, avec 6 mois de décalage, dans l'hémisphère sud [34].

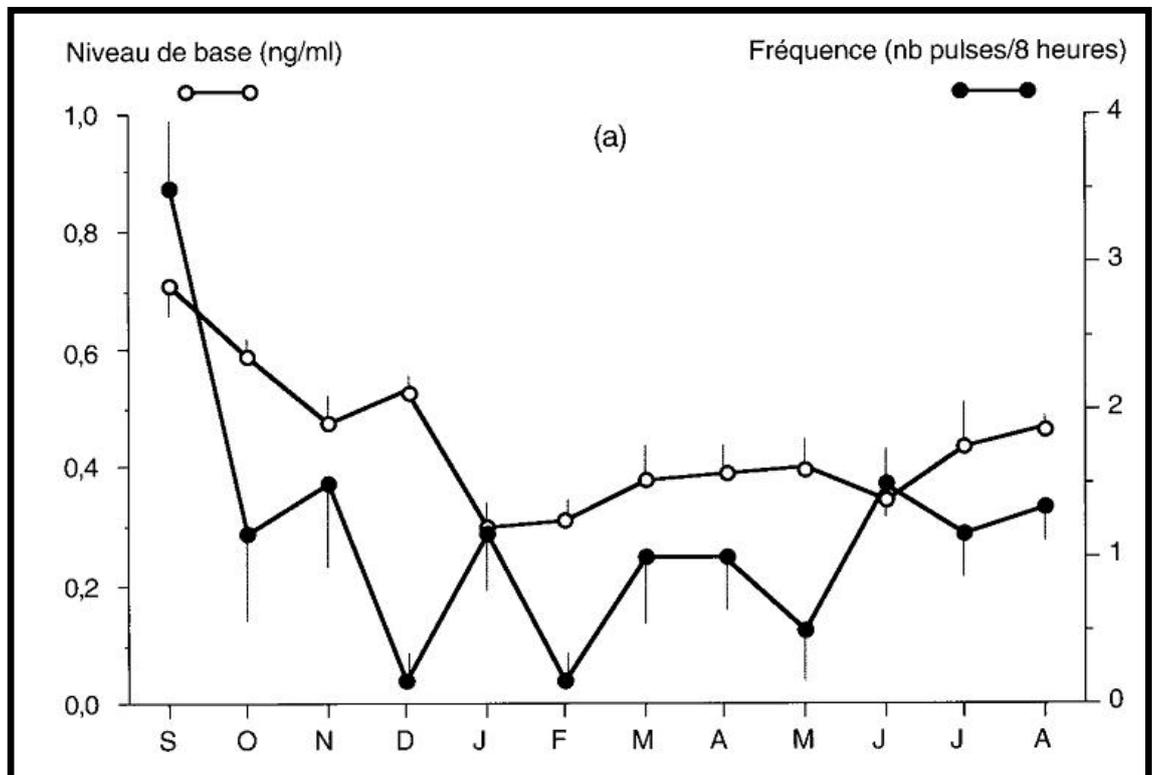


Figure 2.6 : Variations saisonnières de niveau de base et fréquence de la LH au cours de l'année [6].

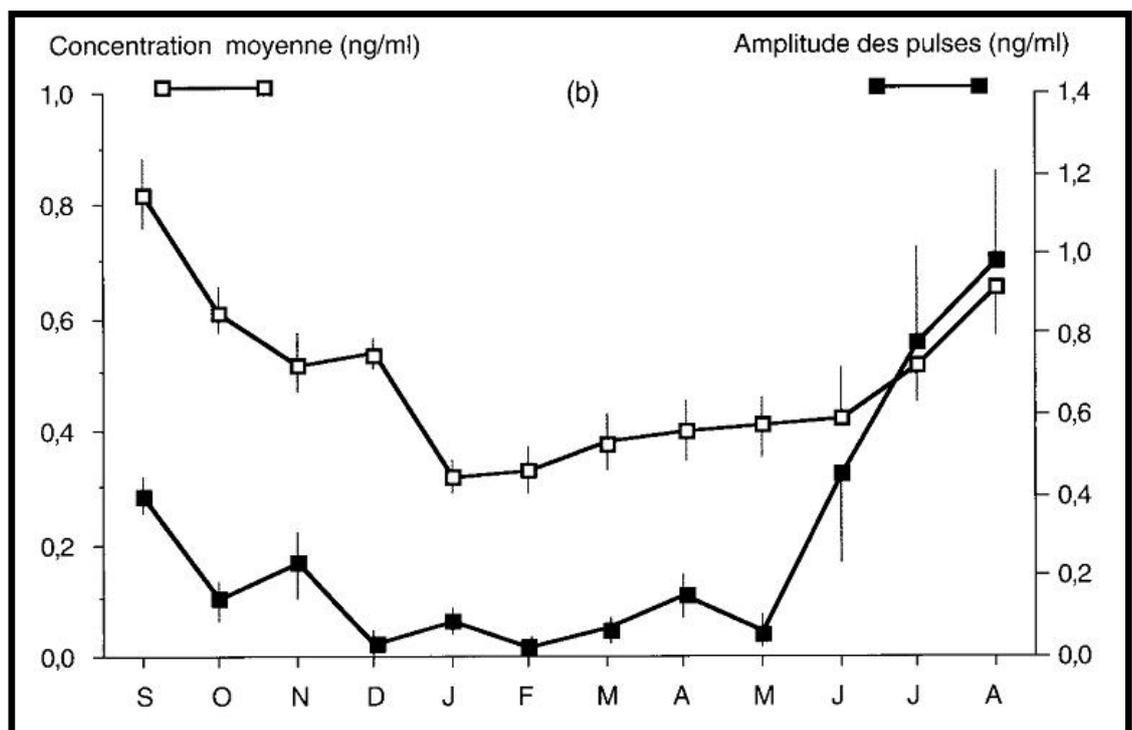


Figure 2.7 : Variations saisonnières de l'amplitude des pulses et concentrations moyenne de la LH au cours de l'année [6].

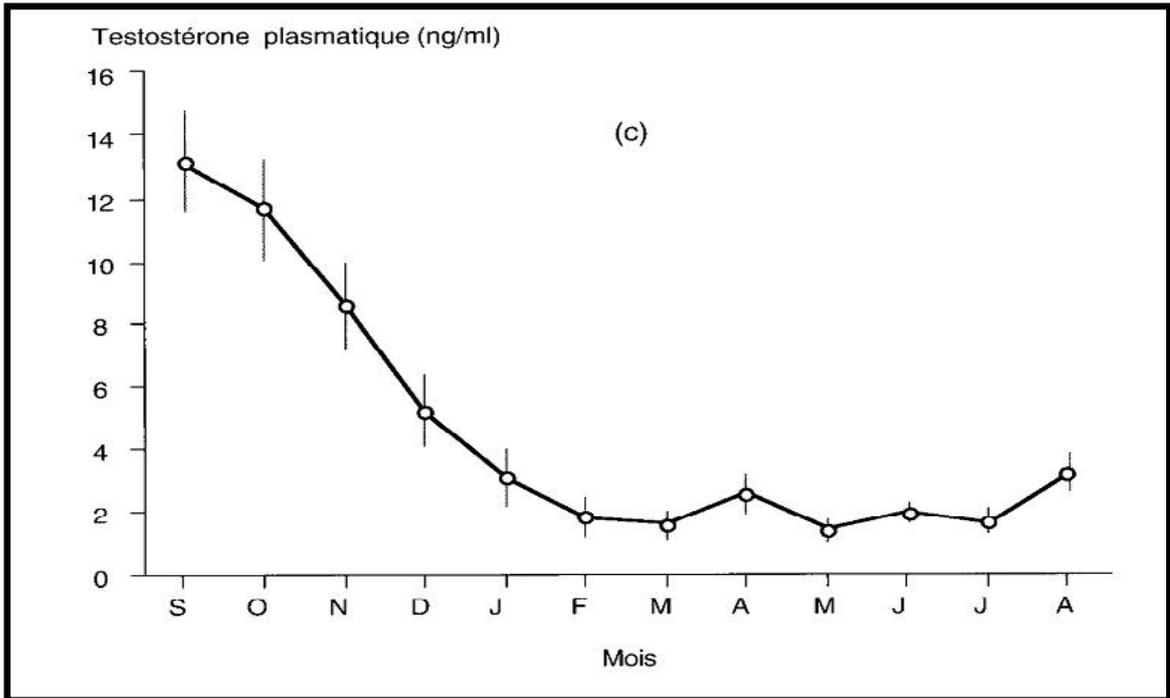


Figure 2.8 : Variations saisonnières du niveau de testostérone dans le sang de bouc [57].

Un parallélisme très étroit entre les niveaux endocriniens, les changements du poids testiculaire (reflet de l'activité spermatogénétique) et le comportement sexuel (figure: 2.9), confirme que c'est bien l'activité neuroendocrinienne qui commande les variations saisonnières d'activité sexuelle chez le bouc [6].

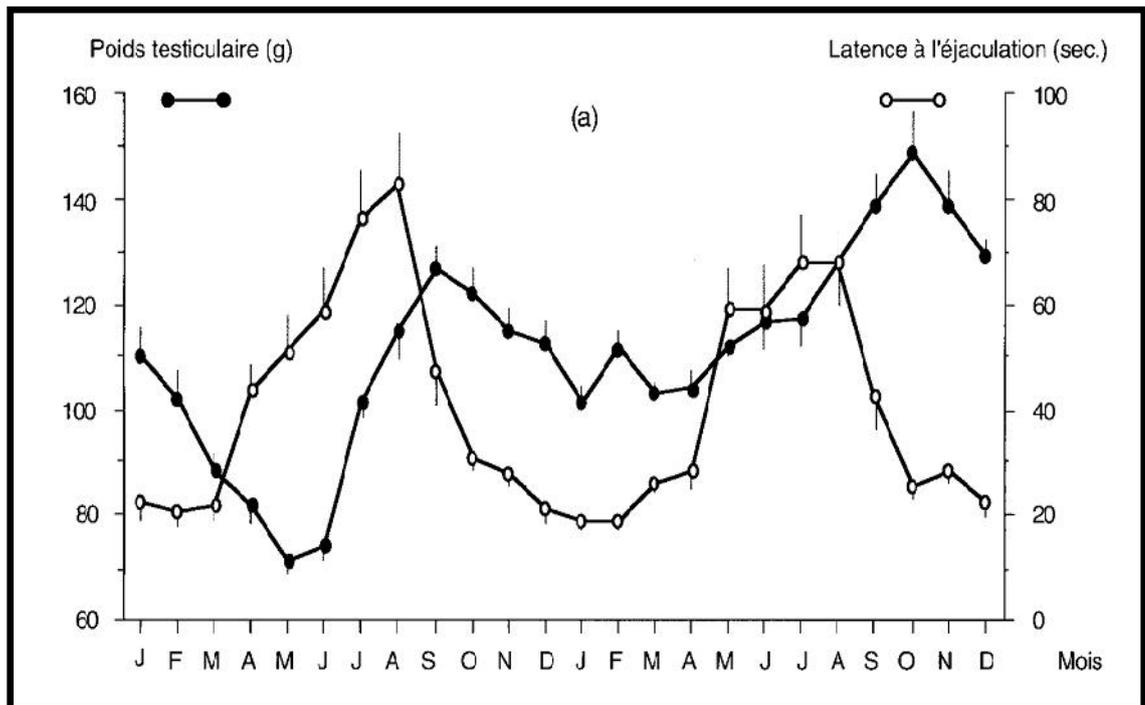


Figure 2.9 : Variations saisonnières du poids testiculaire et comportement sexuel mesuré par la latence à l'éjaculation pendant 24 mois (2ans) [6].

1.2- La photopériode :

La photopériode est, sans aucun doute, le signal environnemental le plus important pour synchroniser les changements physiologiques et la reproduction des caprins et ce, tant chez les mâles que chez les femelles. Depuis plusieurs années, de nombreux chercheurs ont clairement établi que l'activité sexuelle saisonnière des caprins était contrôlée, essentiellement, par les variations annuelles de la photopériode (figure 2.10) [58]. Ainsi, chez ces animaux saisonniers, la photopériode serait le facteur le plus fiable et le plus important comme un indicateur permettant aux animaux de réguler le moment de la transition entre les périodes d'œstrus et d'anœstrus. Ce phénomène naturel de reproduction s'intègre également dans un processus de survie et d'adaptation à l'environnement. En effet, la reproduction saisonnière favorise la mise bas à un moment idéal, habituellement au printemps, moment où le climat est plus propice et la nourriture abondante afin d'assurer la survie de la progéniture et de la mère.

Une bonne compréhension de ces phénomènes reproductifs endogènes permet de mieux contrôler la reproduction de ces animaux fortement saisonniers.

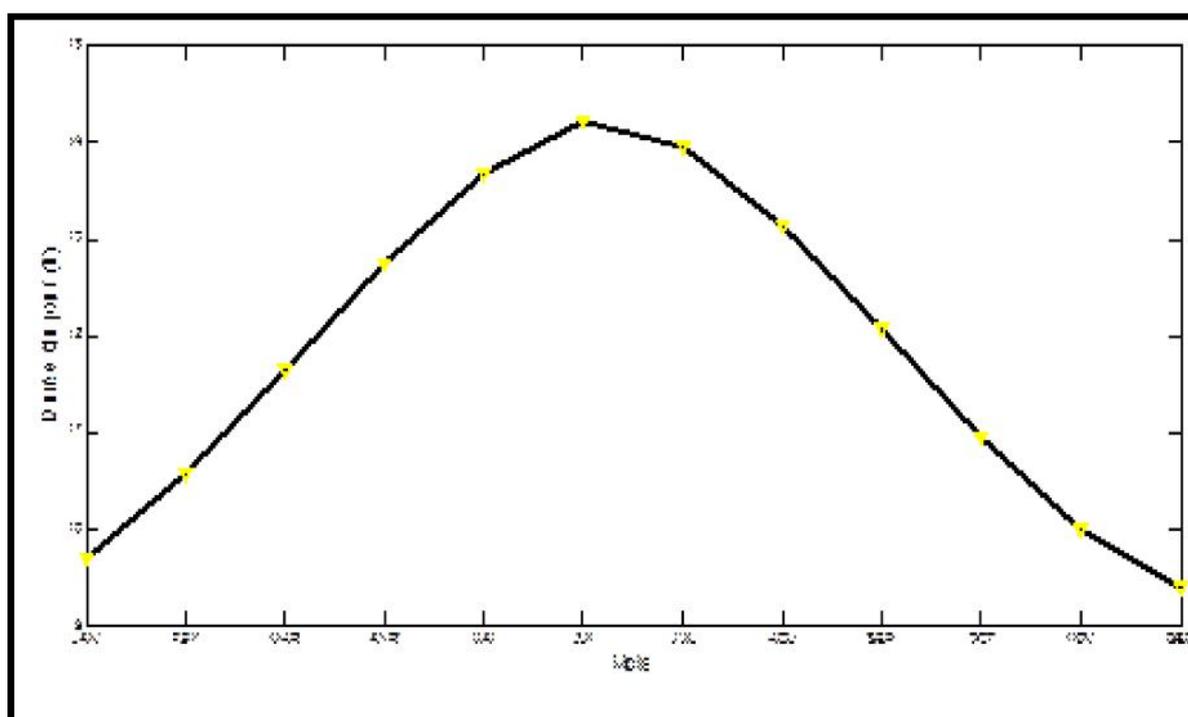


Figure 2.10 : Evolution de la durée du jour au cours de l'année [59].

Chez les boucs de races saisonnières, le comportement sexuel, le volume testiculaire et la production des spermatozoïdes sont influencés par les changements photopériodiques [60] [61] [62]. Sous le contrôle de ces changements, le poids des testicules leurs activités, endocrine et spermatogénique présentent des alternances de hauts et faibles niveaux. La testostérone commence à s'élever dès la quatrième semaine après le début des jours courts et diminue au cours de la deuxième semaine après le début des jours longs.

Ces variations sont sous la dépendance des changements journaliers de la durée d'éclairement (photopériode). Les jours courts sont stimulateurs de l'activité sexuelle, et les jours longs sont inhibiteurs (figure 2.11).

Jours longs : en général, plus de 12 heures d'éclairement quotidien sont considérés comme des jours longs. En réalité, la perception d'un jour long, est relative : un jour long est un jour plus long que le jour précédent [63].

Jours courts : en général, moins de 12 heures d'éclairement quotidien sont considérés comme des jours courts, mais en réalité, la perception d'un jour court est relative : un jour court est un jour plus court que le précédent.

Les jours longs (JL) ou croissants ont un effet inhibiteur sur l'axe hypothalamo-hypophyso-testiculaire. En effet, au printemps et en été, on observe une baisse de la sécrétion de testostérone, de FSH et de LH [64] [65], une augmentation importante des anomalies morphologiques des gamètes [66] ainsi qu'une chute considérable de la quantité de spermatozoïdes dans la semence [67].

Les jours courts (JC) sont par ailleurs stimulateurs de l'activité sexuelle chez les mâles. Ainsi, à l'approche de la saison automnale et durant la fin de saison estivale, on observe une stimulation de l'activité sexuelle chez les mâles. En effet, durant cette période de l'année, on note une hausse de la fréquence de sécrétion de LH et de testostérone ainsi qu'une augmentation de la croissance testiculaire [68].

Puisque la photopériode est l'entraîneur de la fonction de reproduction, les animaux sont donc, capables de mesurer le temps photopériodique (la durée du jour) par le système neuro-endocrinien grâce à un messager biochimique appelé mélatonine

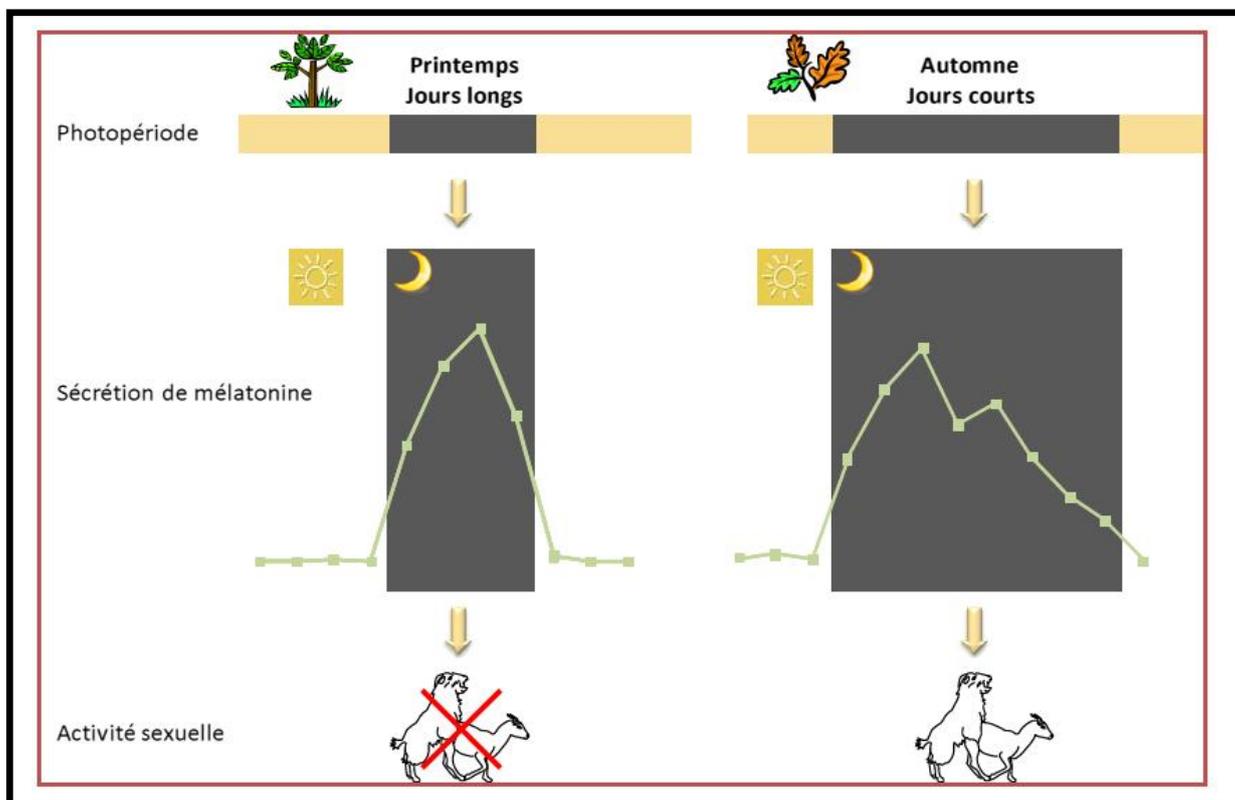


Figure 2.11 : La régulation photopériodique du cycle annuel de reproduction chez les caprins [69].

1.2.1- Le rôle de la photopériode :

1.2.1.1- Voies neuroendocriniennes de l'information photopériodique:

L'information photopériodique est perçue ou captée par les photorécepteurs de la rétine et transmise par voie nerveuse à la glande pinéale en plusieurs étapes : de la rétine aux noyaux suprachiasmatiques. L'information photopériodique est transmise par l'intermédiaire de la voie monosynaptique rétino-hypothalamique [70] [71] (Figure : 2.12). A partir de cette structure hypothalamique, le signal est transporté aux noyaux hypothalamiques paraventriculaires, puis dans une colonne de cellules intermédiolaterales situées dans la moelle thoracique et ensuite aux ganglions cervicaux supérieurs [72] [73]

[74] [75]. Enfin, le signal parvient à la glande pinéale par les neurones synaptiques post-ganglionnaires.

La lumière a un effet inhibiteur sur l'activité des neurones du noyau supra-chiasmatique [76], et par conséquent, la voie photoneuroendocrinienne n'est activée qu'au cours de la phase sombre du nyctémère. La glande pinéale est activée la nuit par un relais de fibres sympathiques.

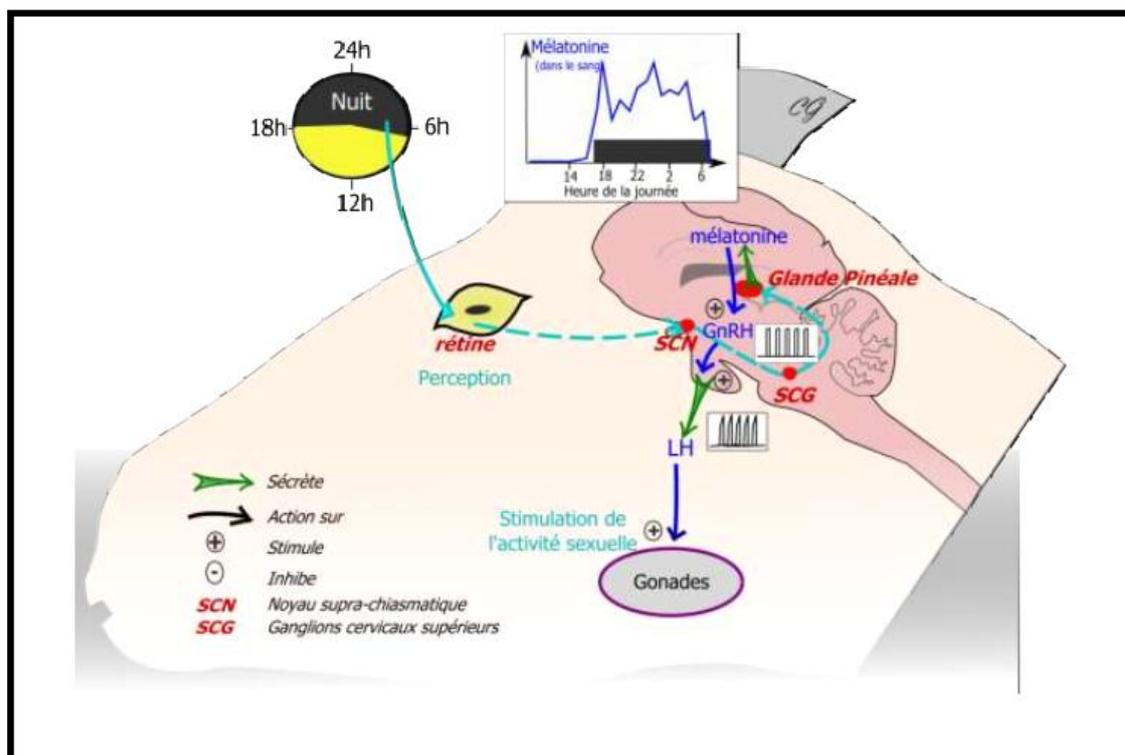


Figure 2.12 : les voies nerveuses de la transmission de la photopériode de l'œil à la glande pinéale chez les mammifères [77].

1.2.1.2- Intégration de l'information lumineuse par la glande pinéale :

A l'extrémité des fibres post-ganglionnaires sympathiques, la noradrénaline (NA) est libérée dans les espaces synaptiques épiphysaires. La NA interagit au niveau de la membrane du pinéaloocyte avec les récepteurs β -adrénergiques. Ces récepteurs sont couplés à l'adénylate cyclase grâce à des protéines Gs, la liaison de la noradrénaline à ces récepteurs conduit à une augmentation intracellulaire en AMPc [76]. Ce second messager stimule finalement la synthèse de la N-acétyltransférase, enzyme qui catalyse la transformation de sérotonine en mélatonine. La glande pinéale n'émet pas de projections nerveuses, son influence sur les fonctions physiologiques met donc en jeu un facteur endocrinien. La

principale hormone sécrétée par la glande pinéale est la mélatonine et c'est elle qui traduit les effets de la photopériode sur la fonction de reproduction [78] (figure 2.13).

. A ce niveau, le cycle lumière est traduit en rythme circadien de sécrétion de mélatonine. L'effet majeur de la mélatonine est de modifier la fréquence de libération de LH -RH (luteinising hormone - releasing hormone) et par conséquent celle de la LH et l'activité gonadique (alternance entre activité et repos sexuel).

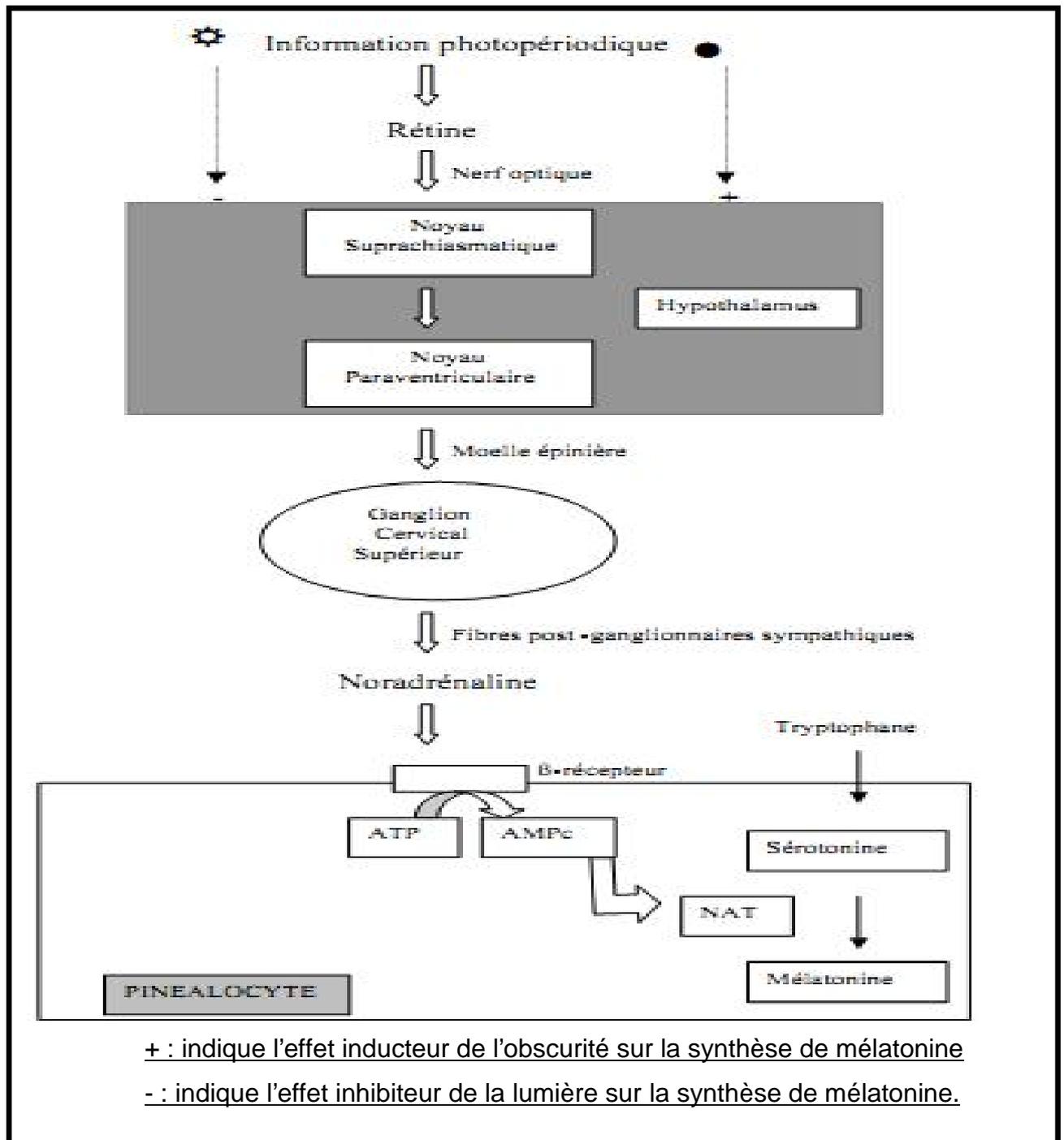


Figure 2.13: Voies neuroendocriniennes transmettant l'information photopériodique à la glande pinéale : réponse de la glande pinéale : synthèse de la mélatonine [76].

1.2.2- La mélatonine :

1.2.2.1- Biochimie :

Découverte en 1958 par Aaron B. Lerner, la mélatonine ou N-Acétyl-5-Méthoxytryptamine est un indol d'un poids moléculaire de 232 Kilo Daltons synthétisé principalement dans l'épiphyse.

C'est une hormone naturellement présente dans l'organisme de tous les mammifères et est très répandue dans le monde vivant, c'est un informateur quasi universel pour les êtres vivants du rythme nuit / jour [79].

1.2.2.2- Déterminisme et mécanisme de la synthèse de mélatonine

1.2.2.2.1. Synthèse de mélatonine dans le pinéaloocyte : (Figure 2.14)

La mélatonine est synthétisée dans les pinéaloocytes à partir d'un précurseur, le tryptophane sous l'effet d'enzymes dont l'activité est commandée par la perception jour/nuit [80]. Le tryptophane est véhiculé par voie sanguine et est tout d'abord transformé en 5-hydroxytryptophane par la tryptophane hydroxylase, puis en 5-hydroxytryptamine ou sérotonine grâce à l'action d'une enzyme décarboxylase. La sérotonine s'accumule dans les pinéaloocytes pendant la journée.

Le début de la nuit est suivi par une augmentation rapide de la libération de noradrénaline au niveau de la glande pinéale par les terminaisons des neurones provenant des ganglions cervicaux supérieurs. La noradrénaline se lie à la fois à des récepteurs adrénergiques α_1 et β_1 ce qui provoque une augmentation d'AMPc [81]. La participation exacte de ces deux types de récepteurs reste à établir. Ils pourraient agir en synergie ou la stimulation des récepteurs α_1 pourrait potentialiser l'activation des récepteurs β_1 [81]. L'AMPc active une protéine kinase qui, à son tour, stimule l'activité de la NAT. Chez le mouton, des travaux récents suggèrent l'existence d'un mécanisme de régulation de la sécrétion de mélatonine indépendant de la NAT et qui serait dépendant du calcium [82].

La conversion de sérotonine en mélatonine est corrélée à la phase nocturne et comprend deux étapes catalysées par deux enzymes :

- la N-acétyltransférase : NAT permet la transformation de sérotonine en N-acétylsérotonine. Cette enzyme est soumise à de nombreux mécanismes de régulation transcriptionnels et post-transcriptionnels qui permettent à l'enzyme d'être activée la nuit par la présence d'un coenzyme : l'AMPc. Ainsi la transformation de sérotonine (synthétisée le jour) en N-acétylsérotonine ne se fait qu'au cours de la nuit [83]. La NAT est l'enzyme limitant la synthèse de la mélatonine.

- L'hydroxy-indole-O-méthyltransférase ou HIOMT catalyse la transformation de N-acétylsérotonine en N-acétyl-5-méthoxytryptamine ou mélatonine.

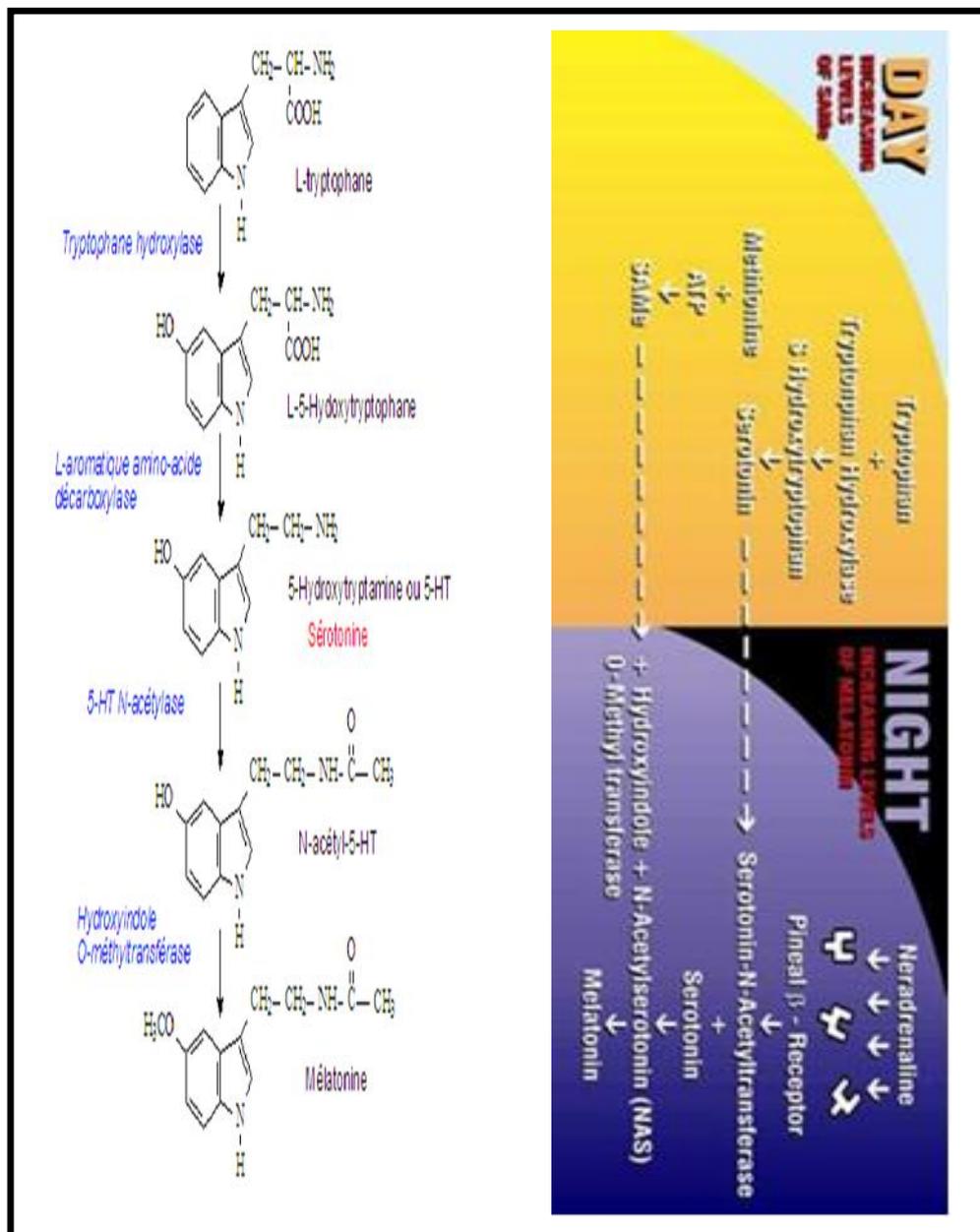


Figure 2.14 : Voie de synthèse de la mélatonine dans la glande pinéale [27].

1.2.2.2 Déterminisme de la synthèse de mélatonine par l'épiphyse :

La lumière est le principal facteur qui détermine la sécrétion de mélatonine. En effet, une fois captée par la rétine, la lumière inhibe le message amorcé par le noyau suprachiasmatique qui conduit l'information photopériodique à la glande pinéale et qui permet la sécrétion de mélatonine. Ainsi, dans les différentes classes de vertébrés, la mélatonine est produite pendant la phase obscure du nyctémère [84].

D'autres facteurs tels que l'âge, le stress, les hormones, les médicaments ou la malnutrition [85] peuvent intervenir pour contrôler le rythme de sécrétion de mélatonine, mais leur rôle est largement moins important que celui joué par la lumière.

La synthèse et la sécrétion de cette hormone se fait uniquement pendant les périodes nocturne. C'est grâce à la durée de cette sécrétion que les mammifères sont capables de mesurer la durée de la nuit et donc celle du jour [86].

la sécrétion de cette hormone réagit rapidement aux variations lumineuses, c'est-à-dire un peu comme un interrupteur On/Off. En effet, des études ont montré que dès la fermeture des lumières, la concentration de MEL augmente progressivement. Cette augmentation des niveaux de mélatonine débute dans les 2 à 10 minutes suivant le début de la période d'obscurité et demeure à des niveaux de concentration nocturne jusqu'à l'ouverture des lumières [87]. Durant la nuit, la concentration de MEL plasmatique peut atteindre 100 à 300 pg/ml, tandis que durant la journée, ces concentrations chutent précipitamment et sont généralement sous 30 pg/ml [88].

Suite à l'ouverture des lumières, les concentrations de mélatonine plasmatique chutent rapidement, pour revenir à des concentrations diurnes en seulement 5 à 10 minutes [87]. Le patron nocturne de sécrétion de MEL a été observé dans plusieurs études tant en conditions artificielles que naturelles [89] [90] [91] [92] [93]. La lumière du jour a ainsi un effet inhibiteur direct sur la sécrétion de MEL [94]. Par ailleurs, notons que la durée de sécrétion de

MEL est directement proportionnelle à la durée de la nuit [91] [95] [96]. Ainsi, lorsque les nuits sont longues (période de JC – automne et hiver) la sécrétion de MEL est longue et c'est la durée de sécrétion de cette hormone qui permettrait aux animaux de reconnaître la durée du jour (rythme circadien) et ainsi reconnaître la saison de reproduction (rythme circannuel) [97].

Toutefois, l'animal, en l'absence d'information photopériodique, exprime un rythme endogène de reproduction. Et, dans les conditions naturelles, le rôle principal de la photopériode semble être de synchroniser ce rythme interne : c'est le rythme circannuel de reproduction [29] [78].

La MEL est ainsi considérée comme un messenger permettant au système nerveux central d'interpréter le signal photopériodique externe. Puisque les concentrations circulantes de MEL reflètent les variations nocturnes de l'environnement, on peut observer des changements saisonniers importants de sécrétion de cette hormone. Les caractéristiques de sécrétion de MEL varient donc avec les variations annuelles de la photopériode. La glande pinéale et la MEL font donc partie du chemin neuroendocrinien contrôlant le système reproductif des animaux saisonniers, tel les caprins [58] (figure 2.15).

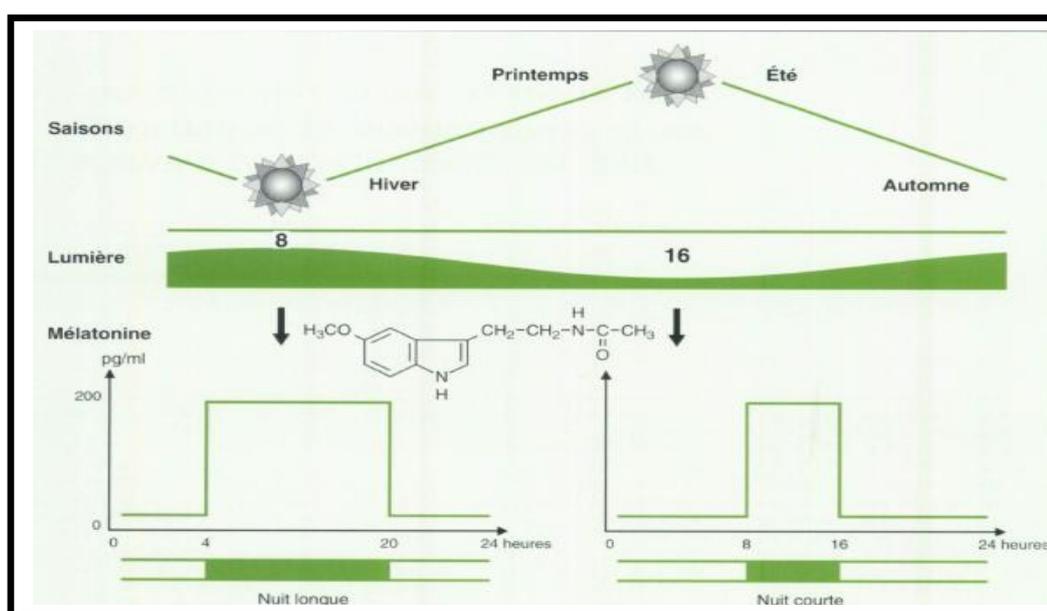


Figure 2.15 : Patron de sécrétion de la mélatonine en fonction de la durée nocturne [98].

Chez le bouc et le bélier des latitudes tempérées, l'effet de la durée quotidienne d'éclairement se traduit par des variations saisonnières de sécrétions endocrines et exocrines impliquées dans la reproduction, du poids des testicules, du diamètre testiculaire, du comportement sexuel, de la composition du plasma séminal et de la qualité et la quantité des éjaculats (fécondance du sperme) [99] [100] [101] [102] [103].

Le rôle de la photopériode a été mis en évidence dans de nombreuses expériences qui montrent que la période de l'activité sexuelle peut être déplacée dans le temps en modifiant le régime photopériodique sans changer les autres facteurs de l'environnement. Par exemple, l'inversion des cycles photopériodiques annuels cause un décalage de six mois de la saison sexuelle et la réduction, à six mois du cycle photopériodique, provoque l'apparition de deux saisons sexuelles par an [104] [105].

1.2.2.3- Mécanismes d'action de la photopériode sur la reproduction : régulation de la sécrétion de LH :

Les variations de l'activité sexuelle résultent de changements de sécrétion des hormones gonadotropes, LH (hormone lutéinisante) et FSH (hormone folliculo-stimulante) [56]. La saison influence la fréquence des épisodes de libération de LH (sécrétion pulsatile) qui est la caractéristique la plus importante de la sécrétion de cette hormone, par deux mécanismes complémentaires : l'un est dépendant des stéroïdes gonadiques, l'autre est indépendant de ceux-ci [106] (figure 2.16) :

- Un effet indirect de la lumière sur la saisonnalité : un changement de sensibilité au rétrocontrôle négatif de l'œstradiol.

Des boucs Cashmere australiens castrés, porteurs d'un implant sous-cutané qui libère une quantité constante d'œstradiol 17 β , manifestent une variation saisonnière de LH parallèle à celle d'animaux entiers, alors que les boucs castrés sans implant d'œstradiol ne montrent aucun changement au cours de l'année [107].

Chez la brebis ou le bélier castré, la sécrétion pulsatile de LH est plus faible pendant la saison de repos sexuel que pendant la saison sexuelle (1 vs 2 pulses par heure chez la brebis castrée [106], [108], [109]). Cette différence de sécrétion de LH entre saisons de repos et d'activité sexuels est très fortement accrue en présence d'œstradiol ou de testostérone [106], [56], [110]. Ainsi, chez la brebis ovariectomisée traitée avec un implant d'œstradiol délivrant des taux analogues à ceux observés en milieu de phase folliculaire, on observe 1 pulse toutes les 12 à 24 heures pendant la saison d'anoestrus contre 1 pulse toutes les 30 minutes pendant la saison sexuelle [56]. Par conséquent, les changements de sensibilité à l'œstradiol chez la femelle et à la testostérone chez le mâle sont le principal mécanisme responsable de la saisonnalité de la reproduction. Ces variations de sensibilité à l'œstradiol sont à l'origine d'un modèle expérimental très largement utilisé : la brebis ovariectomisée et traitée avec un implant sous-cutané délivrant une quantité constante d'œstradiol. Les concentrations plasmatiques de LH qui sont mesurées chez cet animal reflètent les modifications de sensibilité à l'œstradiol et sont parfaitement corrélées aux variations d'activité ovulatoire chez la femelle entière [56]. La fréquence des pulses de LH (Hormone Lutéinisante) de l'hypophyse est plus faible au printemps qu'en automne [111]. L'interruption de la cyclicité ovarienne à la fin de la saison sexuelle résulte de l'inhibition photopériodique de la sécrétion de LH.

Les variations saisonnières de la LH sont commandées par des modifications de l'intensité de la rétroaction négative des stéroïdes, particulièrement de l'œstradiol : l'intensité de la rétroaction négative exercée par l'œstradiol sur la sécrétion de LH est aussi saisonnière. En effet, la mélatonine module le rétrocontrôle de l'œstradiol : elle le renforce au cours des jours longs. Par conséquent la production de LH est moindre [58].

- Un effet direct de la photopériode mis en évidence chez des brebis ovariectomisées. Chez ces animaux, l'intervalle entre les pulses de LH est de 70 minutes en juillet (en anoestrus) et de 40 minutes en novembre (en œstrus) [109]. La mélatonine, messagère de la variation photopériodique module l'intensité de la libération de la gonadolibérine. La diminution de la photopériode, corrélée à l'augmentation de la sécrétion de mélatonine, stimule la libération de GnRH [112].

La photopériode agit donc sur la reproduction en modifiant directement la pulsativité de LH et en modifiant la sensibilité du système nerveux central au rétrocontrôle négatif de l'œstradiol.

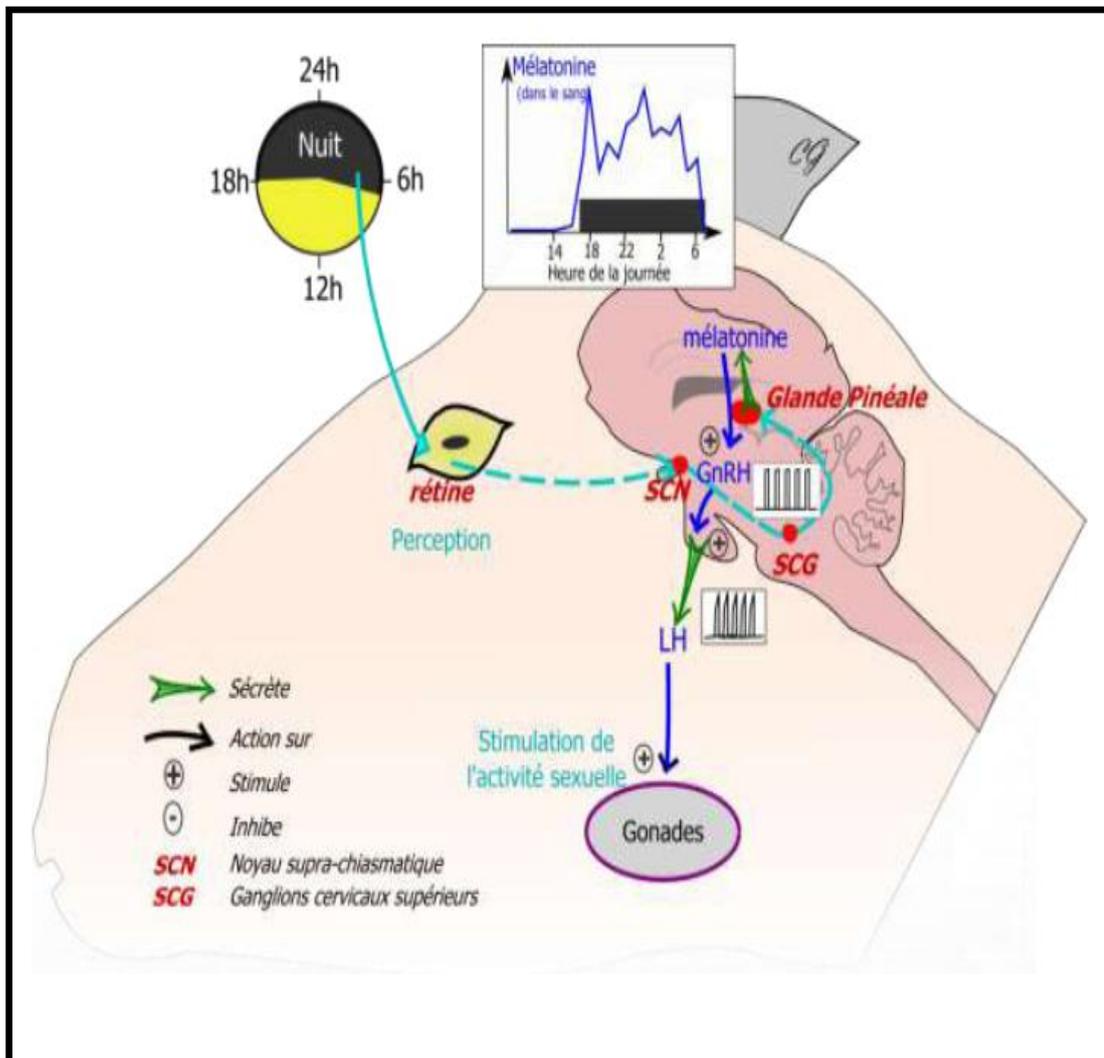


Figure 2.16 : Contrôle de la photopériode sur le système nerveux central [6].

1.3- La température :

Parmi les facteurs les plus importants de l'environnement, susceptibles d'agir sur la fonction de reproduction des petits ruminants originaires des zones tempérées, la température est classée en deuxième position après la lumière. [113].

Un animal soumis à une charge thermique importante est dans l'incapacité d'évacuer la chaleur produite qui est alors stockée dans son corps. Cette élévation de la température interne va perturber le bon fonctionnement de son métabolisme. Ce fait affectera à coup sûr, en premier lieu, la fonction de reproduction, la production laitière et enfin de la production de viande [114]

Normalement, sous les latitudes moyennes et élevées, l'environnement thermique n'est pas l'entraîneur principal de l'activité sexuelle. Toutefois, en climat chaud subtropical saharien et tropical, la température est susceptible de limiter les aptitudes de reproduction, Ainsi, le volume et la concentration de spermatozoïdes dans l'éjaculat en période de haute température[115] particulièrement dans les races importées des zones tempérées et nordiques [116].

1.3.1- Effets de l'élévation de la température ambiante :

L'élévation de la température ambiante causant un stress thermique a fait l'objet de nombreuses études qui montrent qu'elle altère les fonctions reproductives des mammifères domestiques aussi bien chez le mâle que chez la femelle. Il existe, probablement, plusieurs voies par lesquelles le stress thermique fait chuter la fertilité : effet directe de la température sur les spermatozoïdes, une altération de la balance hormonale chez les animaux et une action à travers le système nerveux central ou non [117].

La réduction de la fertilité, en milieu chaud, est étroitement associée à une élévation de la température corporelle et testiculaire.

Chez le mâle, le maintien de la température testiculaire basse dépend de la chaleur évacuée à travers les parois scrotales et à travers les tissus adjacents des testicules [117].

Quand le flux sanguin diminue, la thermorégulation des testicules est dégradée. Chez les ovins, après un court traitement de chauffage du scrotum à 37°C ou 40°C ou après le premier jour du stress thermique de l'animal entier à 32°C, une augmentation initiale du flux sanguin est suivie d'une réduction importante quelques jours après la fin du traitement. Après une semaine du traitement à 32°C, les parois des artères spermatiques, dans la région médiane du

plexus pampiniforme, s'épaississent et la lumière artérielle diminue [117].

D'autre part, le contenu testiculaire en PGF₂ de ces ovins augmente. Les niveaux élevés de cette hormone sont responsables d'effets négatifs sur la fonction spermatogénétique et ce par une contraction de l'artère spermatique dans la région du plexus pampiniforme réduisant ainsi le flux sanguin vers les testicules.

1.3.2- Effets du stress thermique :

1.3.2.1- Sur la libido :

Quand la température ambiante augmente, le nombre maximum d'éjaculats obtenu en une heure diminue. L'effet de la température sur la libido ne se manifeste pas immédiatement après le traitement, mais à partir de la deuxième semaine avec la chute maximale de la libido à la troisième semaine. A six semaines post-traitement, la récupération n'est pas encore visible [118].

1.3.2.2- Sur les testicules :

Le poids testiculaire est un bon indicateur de la fertilité des mâles. Plus le testicule est volumineux plus il contient des canaux séminifères dans lesquels s'élaborent les spermatozoïdes et donc il devrait produire plus de spermatozoïdes [119] [120].

Le poids testiculaire diminue progressivement avec la durée et l'intensité du stress. Cette diminution étant réversible après le temps de récupération [121].

L'élévation de la température engendre des altérations dans l'épithélium séminifère conduisant à une dégénérescence à des différents degrés.

1.3.2.3- Sur la qualité spermatique :

La spermatogenèse est un processus se déroulant à une température inférieure de 3 à 5°C par rapport à la température corporelle. Lors d'un état fébrile ou d'une température extérieure durablement haute, la spermatogenèse est alors affectée [36]. Chez le bélier, les températures élevées supérieures à 29-30°C affectent négativement la qualité de la semence, avec une diminution de la

motilité et du pourcentage des cellules mobiles et un accroissement du pourcentage des spermatozoïdes anormaux [122].

Les anomalies apparaissent, généralement, au niveau de la tête (acrosome endommagé, tête piriforme, spermatozoïde sans queue) mais également par la présence de gouttelettes cytoplasmiques et de flagelles recourbés.

Les effets nocifs des fortes températures sur la spermatogenèse résultent d'une augmentation de la température testiculaire qui sera à l'origine de dégénérescences spécifiques avec l'apparition d'anomalies à des stades critiques précis du cycle spermatogénétique [113].

Dans les tubes séminifères, les principaux effets observés sont des anomalies cytologiques avec altération du cycle mitotique des spermatogonies et la disparition des spermatocytes primaires au stade pachytène [123].

Au cours de l'élévation de la température ambiante jusqu'à 40-40,5°C, la polypnée, provoquée par la stimulation des récepteurs thermiques situés dans la peau du scrotum, diminue régulièrement la température corporelle [124].

Les spermatozoïdes anormaux apparaissent dans l'éjaculat au cours de la seconde semaine post-traitement. La réduction du nombre total des spermatozoïdes se produit quelques jours plus tard (à 20 jours du traitement). Les anomalies cellulaires et la motilité ont une influence sur la fertilité de la semence. La diminution de la fécondité débute au cours de la deuxième semaine et dure jusqu'à la troisième et la quatrième semaine post-traitement [36].

Le retour progressif à une qualité et une fécondabilité normale nécessite, chez le bélier, 50 à 60 jours. Il dépend de la durée et de l'intensité du stress.

Les effets de la température peuvent être produits expérimentalement par chauffage du scrotum ou de l'animal en chambre climatique pendant quelques heures ou quelques jours. Il suffit que les animaux soient exposés quelques heures à 29°C pendant trois jours ou à 30°C pendant deux jours consécutifs pour que la proportion des spermatozoïdes anormaux augmente [66]. Au contraire, ces

températures ne sont suivies d'aucun effet lorsqu'elles ne durent qu'un seul jour. Une exposition très courte mais intense (6 heures à 41°C) peut être suffisante pour engendrer une dégénérescence des spermatozoïdes [113].

A des températures de 41°C, le pourcentage d'anomalies spermatiques augmente au fur et à mesure qu'augmente la durée de traitement [118].

La sensibilité des mâles au stress thermique varie fortement avec la race. Il semble que les ruminants, originaires des climats chauds, sont les mieux adaptés à la chaleur et particulièrement les caprins ; parmi ces derniers, seule la race créole a fait l'objet d'une étude sur l'influence du stress thermique. Aucune sensibilité aux fortes températures n'a pu être constatée car des boucs, maintenus à l'ombre (température maximum du corps noir 30°C) ou au soleil (42°C) pendant plusieurs mois, produisent du sperme de qualité identique (motilité, pourcentage des spermatozoïdes mobiles et pourcentage des spermatozoïdes anormaux).

Une variabilité intra-race existe aussi, concernant la sensibilité au stress thermique ; ce qui suggère un support génétique [113].

En effet, la température ambiante n'agit pas, d'une manière uniforme, sur tous les animaux : certains sont très sensibles aux variations thermiques, d'autres, au contraire, paraissent peu affectés et continuent à produire une semence de bonne qualité [24].

1.4- L'alimentation : (figure : 2.17)

Avec une alimentation permettant une croissance normale des jeunes, chaque étape marquante du développement se produit à un âge et pour un poids moyen caractéristique. Le développement de la fonction de reproduction est donc étroitement lié au poids corporel [24] [125] [99].

1.4.1- Apports alimentaires recommandés :

Le tableau ci-dessous représente les apports alimentaires recommandés pour les boucs reproducteurs.

Tableau 2.2 : Apports alimentaires journaliers recommandés et capacité d'ingestion des boucs [126].

Poids vif (Kg)	Stade physiologique	Apports recommandés				Capacité d'ingestion	
		UFL	PDI (g)	Ca (g)	P (g)	MS (Kg)	UFL
60	Entretien	0.87	50	4.0	3.0	1.33	1.89
	Lutte	1.00	53	4.6	3.4		
90	Entretien	1.21	67	5.5	4.5	1.74	2.22
	Lutte	1.39	77	6.3	5.1		
100	Entretien	1.43	78	6.5	5.5	2.01	2.44
	lutte	1.65	90	7.5	6.3		

Hors de la période de reproduction, la ration distribuée aux boucs doit simplement couvrir leurs besoins d'entretien.

Durant la période de lutte, les apports alimentaires doivent être majorés en moyenne de 15 à 20% selon le poids vif de l'animal. Cette suralimentation commence six semaines avant le début de la période de saillie et se prolonge 4 à 5 semaines après sa fin pour permettre et assurer la reconstitution des réserves corporelles [127].

Les besoins en minéraux (calcium et phosphore) sont à peu près couverts par les teneurs des fourrages, et des céréales. A cause des lithiases urinaires, la teneur de la ration en phosphore ne doit pas dépasser 2.5g par kg de MS; c'est pour cette raison que la quantité de céréales distribuée ne devrait pas dépasser 500g par jour [128]. Pour les oligo-éléments (dont le zinc indispensable tout au long de la spermatogenèse), il est recommandé de mettre à la disposition des animaux, des pierres à lécher à teneur garantie en oligo-éléments, spéciales petits ruminants [127].

Il existe une corrélation très significative entre le poids testiculaire et le poids vif mais également entre le poids testiculaire et la condition corporelle. Il

existe, par conséquent, des corrélations significatives entre la production spermatique journalière (DSO) et la condition corporelle [36].

Il existe également des variations saisonnières du poids testiculaire et de la production spermatique chez les mâles, de la même population, maintenus en bâtiment et recevant une alimentation constante, [129].

Chez les boucs australiens de la race cachemire, la reprise saisonnière de l'activité sexuelle, en fin d'été et à l'automne, s'accompagne d'une augmentation du poids vif, de la circonférence scrotale, de l'intensité de l'odeur sexuelle, de la concentration plasmatique de la testostérone, ainsi que d'une diminution de la nourriture ingérée [130].

Si, sous le climat tempéré, l'alimentation n'est qu'un modulateur de la fonction de reproduction, l'effet de la pluviométrie semble être le principal entraîneur de la reproduction des petits ruminants locaux, sous le climat tropical.

Par ailleurs, en milieu tropical, le manque de disponibilité alimentaire induit une période d'anœstrus et peut, alors, raccourcir la saison sexuelle. Après la saison de pluie, l'alimentation étant plus abondante, l'activité sexuelle reprend assez vite [131].

En effet, l'alimentation agit sur le système nerveux central. Ainsi, l'apport d'une ration riche en énergie provoque une augmentation de la FSH et de la taille des testicules ; une augmentation de la fréquence des pulses de LH (effets observés six semaines après le début de la transition alimentaire) [132].

L'axe hypothalamo-hypophysaire est sensible à l'adéquation entre la disponibilité alimentaire et les réserves énergétiques corporelle. La leptine, molécule reflétant les réserves adipeuses stimule la sécrétion de LH et FSH [132].

Une sous-alimentation entraîne, chez le jeune impubère, d'importants effets dépressifs. Un retard dans l'établissement de la spermatogenèse et dans l'entrée

en activité des glandes annexes est dû aux restrictions alimentaires. Ces effets peuvent être réversibles [133] [99].

La sous-alimentation affecte beaucoup plus le développement du tissu interstitiel que l'évolution des lignées germinales. Il semble, donc, que cette mauvaise alimentation agirait directement sur l'hypophyse d'où la diminution des teneurs en gonadotropines entraînant par la suite des troubles testiculaires [96]. Cependant, la libido des mâles peut être sévèrement affectée. Elle diminue à partir de 5 à 10 semaines après le début de la sous-alimentation et cet effet persiste tant que celle-ci se poursuit [36].

L'alimentation est un paramètre touchant la production de spermatozoïdes par l'intermédiaire de l'axe hypothalamo-hypophysaire mais pas seulement. En effet, certains facteurs agissant directement sur le testicule et son activité ont été mis en évidence [132]. Des déficits de certaines vitamines (A, B et E), aminoacides ou en minéraux (Sélénium et Zinc) semblent être impliqués dans des cas d'inefficacité de ce processus [134].

Chez l'adulte, le changement du régime alimentaire ne modifie pas la qualité des gamètes mais affecte la taille du testicule, le poids de l'épididyme et, par conséquent, la production des spermatozoïdes [24].

La sous-nutrition sévère (400grammes de poids vif en moins par semaine pendant 30 semaines) entraîne une diminution constante du poids testiculaire, de la concentration et du nombre total des spermatozoïdes de l'éjaculat. Certaines vitamines paraissent indispensables aux différentes étapes de la spermatogenèse.

En effet, la carence en vitamine A engendre des lésions dégénératives des spermatozoïdes tandis que la carence en vitamine E s'accompagne de lésions dégénératives des spermatides et des spermatozoïdes (tableau : 2.3).

Tableau 2.3 : Influences des carences alimentaires sur la reproduction chez le mâle [135].

Carences alimentaires	Comportement sexuel	Caractères du sperme
Carence en protéines -chez le jeune -chez l'adulte	Absent ↓ Libido	Azoospermie ↓ Vitalités des spermatozoïdes ↑ Anomalies morphologiques
Carence en phosphore	↓ Libido	↓ Motilités des spermatozoïdes
Carence en zinc	Retard de puberté	azoospermie
Carence en cuivre		↓ Motilité Carences liées à la carence en zinc
Carence en cobalt	Retard de puberté	
Carence en manganèse	Retard de puberté ↓ Libido	
Avitaminose A -chez le jeune -chez l'adulte	↓ Retard de puberté Libido	- oligospermie ↓ - Motilité ↑ - Anomalies morphologiques
Avitaminose D	↓ Retard de puberté Libido	
Avitaminose E	Normal	

Il est nécessaire de mentionner que les déficits en certains éléments, comme les minéraux et les oligo-éléments, sont susceptibles d'affecter les performances reproductives des mâles [136].

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 [137].

Au contraire, un régime alimentaire de haut niveau distribué à des jeunes mâles accélère l'apparition de la puberté à un poids plus élevé.

La distribution à des jeunes mâles d'un surplus alimentaire très tôt permet d'obtenir une gonade plus développée à un âge égal. La qualité du sperme est d'autant plus basse que les testicules sont plus légers, donc, on peut penser qu'à un âge identique, les animaux bien nourris produisent une meilleure semence [24].

Les effets bénéfiques sur les performances de reproduction d'un flushing bien conduit sont quantitativement bien connus. Ils semblent passer par l'intermédiaire d'une augmentation de l'activité de la LH, plutôt que par une réponse accrue des testicules à la LH.

Les excès énergétiques ont une influence néfaste sur la fertilité. Un dépôt de graisse peut être à l'origine d'une stérilité temporaire [32].

Les variations saisonnières de l'activité gonadotrope peuvent être modifiées par le régime alimentaire. Ainsi, chez des boucs Cachemire australiens recevant une ration à base de luzerne, l'activité pulsatile de LH augmente plus tôt et avec plus forte amplitude que chez les boucs maintenus avec une ration de pangola (herbe tropicale à faible teneur en matières azotées). En début de saison sexuelle, 7 pulses de LH sont observés en 8 heures chez les premiers, contre 2 seulement chez les seconds. Le nombre de pulses de testostérone, le poids testiculaire, l'activité des glandes sébacées et la "note d'odeur" des boucs sont également augmentés par le haut régime alimentaire [107].

Des boucs soumis à de tels régimes alimentaires contrastés possèdent un pouvoir d'induction différent de l'activité ovulatoire des femelles par "effet bouc". Il y a significativement plus de chèvres qui ovulent après la mise en contact avec des boucs soumis au régime haut, qu'après la mise en contact avec ceux recevant un régime alimentaire bas (71 vs 38% au jour 5 après l'introduction du mâle, respectivement) [107].

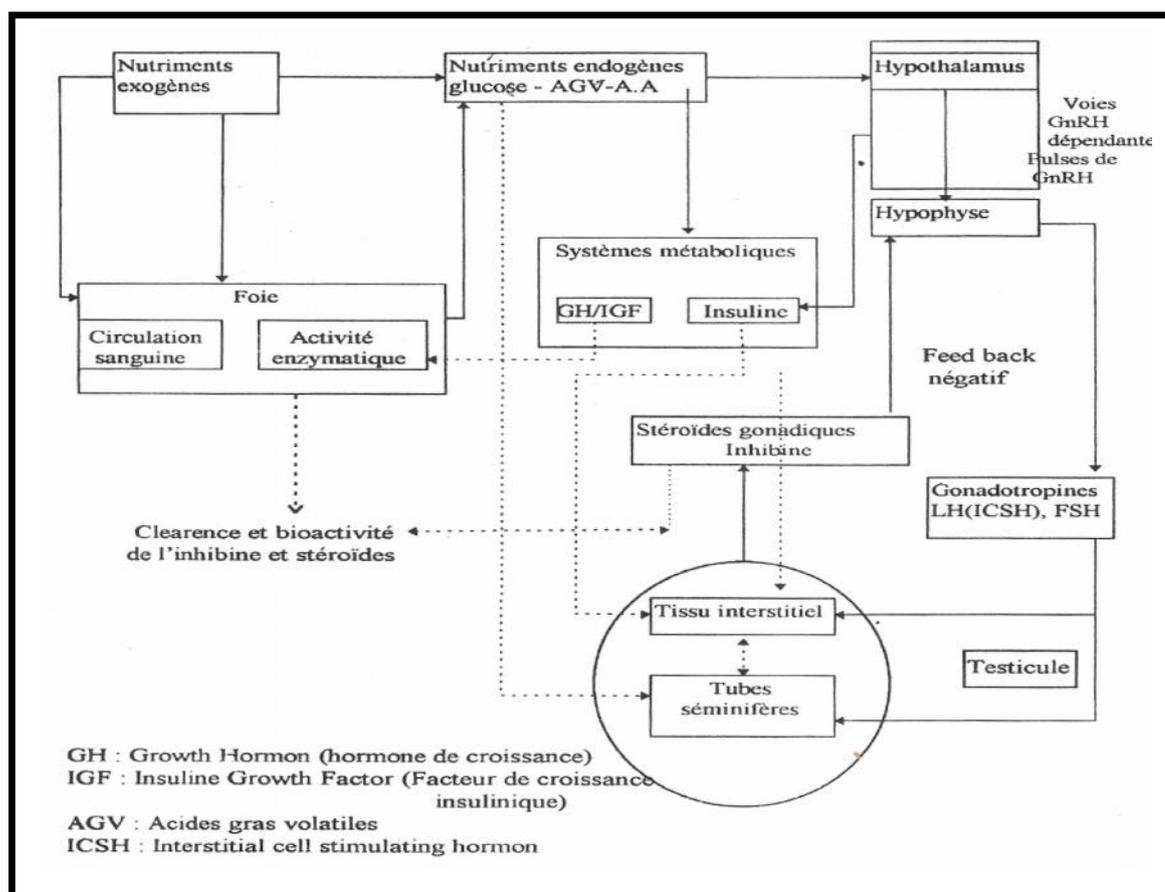


Figure 2.17: Schéma des différentes voies par lesquelles les stimuli alimentaires affectent l'activité testiculaire [138].

1.5- 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 [139]. La présence permanente d'autres animaux du même sexe ou du sexe opposé peut modifier les capacités de reproduction des mâles en moyen ou en long terme [140].

1.5.1- Isolement social du mâle reproducteur :

En condition d'élevage intensif, l'isolement des sexes s'effectue au sevrage, il peut se produire soit 48 heures soit 3 mois après la naissance.

Les jeunes boucs, particulièrement ceux qui vont subir les collectes de semence, sont élevés séparément. Dans l'espèce caprine, les jeunes mâles, destinés à être testés sur descendance, sont classiquement élevés dans des box individuels à partir du sevrage et même pendant leur vie de reproducteur. Une telle conduite d'élevage est préférable à l'élevage en groupe de mâles et est sans conséquence néfaste sur leur comportement sexuel. Elle ne modifie ni le début de l'activité des saillies, ni l'efficacité sexuelle et n'altère pas la production spermatique adulte quantitative ou qualitative [141].

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 impossibilités de collecte [32].

1.5.2- Présence des partenaires du même sexe :

Dans l'espèce caprine, l'élevage des mâles en groupe, pendant la période pré pubertaire, est néfaste au comportement sexuel ultérieur des boucs, particulièrement ceux dont la semence est récoltée au vagin artificiel.

La privation d'un contact hétérosexuel pour environ 3 mois peut avoir des effets importants sur l'activité sexuelle ultérieure des mâles. L'élevage des boucs en groupes unisexués, entre l'âge de 3 mois et la puberté, contribue à l'apparition d'un comportement seulement avec stimuli provenant d'autres mâles et réaliser des montes avec impossibilité d'éjaculation.

La motivation et l'efficacité sexuelles des mâles peuvent être modifiées par la compétition et la hiérarchie existantes dans le groupe. Les mâles dominés ne saillissent pas en présence des dominants. Ces types de relations peuvent poser

de sérieux problèmes si les mâles dominants sont stériles ou si les mâles dominés sont intéressants génétiquement [142].

1.5.3- Présence permanente des partenaires du sexe opposé :

Dans l'espèce caprine, les problèmes du comportement, lors des collectes de semence au vagin artificiel, résultent de l'élevage des mâles en groupes et en ségrégation sexuelle. Ces inconvénients peuvent être réduits par la présence des femelles parmi des jeunes mâles pendant la période pré-pubère.

La réunion des jeunes mâles (avant l'âge d'un mois) est synonyme d'une moindre crainte interindividuelle et d'une tolérance plus grande qu'après la réunion tardive. Elle aboutit à une meilleure efficacité à servir le vagin artificiel et à une meilleure qualité spermatique.

Les boucs, élevés par des brebis et non pas par des chèvres, depuis la naissance, choisissent, à l'âge adulte et de manière durable "au moins 4 ans", des brebis et non pas des chèvres comme partenaire sexuel [143].

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 [141].

A l'âge adulte, la présence permanente d'une femelle parmi le groupe des mâles peut constituer une stimulation de leur activité sexuelle. Si les mâles ont eu précédemment une expérience de saillie en lutte naturelle ou en récolte au vagin artificiel, cette stimulation tardive n'est pas indispensable.

Dans la plupart des cas, la présence d'une femelle, dans un groupe de mâles pendant quelques semaines, stimule les reproducteurs inhibés.

Les modalités d'action des femelles sur le déclenchement du comportement sexuel des jeunes mâles ne sont pas connues avec précision. Les expériences montrent que la présence des femelles ovariectomisées a un effet bénéfique même sur le comportement sexuel ultérieur des jeunes mâles. Cela indique l'indépendance du rôle stimulant de la femelle de son état physiologique ou de son comportement sexuel. Néanmoins, la présence de femelles, sexuellement expérimentées, apparaît préférable. L'induction d'une réceptivité sexuelle artificielle chez celles-ci (par traitement hormonal) est une stimulation importante et un moyen d'apprendre l'activité copulatoire pour ces jeunes [142].

1.6- Etat de santé des boucs et production spermatique :

Il existe deux aspects différents de la relation entre la santé des animaux et la production spermatique :

- le premier concerne l'influence des maladies des reproducteurs sur sa production ultérieure du sperme. L'augmentation de la température corporelle, suite à une infection, entraîne, généralement, l'apparition des spermatozoïdes anormaux dans la semence du mâle dans les semaines qui suivent l'infection ; même si la température corporelle a diminué depuis plusieurs jours.

Toute température corporelle supérieure à 39,5°C indique qu'un état fébrile est passant et on doit s'attendre à l'apparition des spermatozoïdes anormaux dans les semaines suivantes [36]. Chapelet et Thibier (1976) ; Petrenkov (1978) ; cités par Ould Saïdi [144] ont observé que le piétin et les abcès des pieds entraînent, presque toujours, une dégénérescence spermatique sévère. La stérilité partielle ou totale peut résulter d'épididymite ou d'abcès provoqués par des coups de tête entre mâles.

- le second concerne la possibilité des reproducteurs mâles à transmettre les maladies infectieuses par leurs semences.

1.7- Stade physiologique des boucs :

1.7.1- Puberté et âge des animaux :

La puberté correspond aux poids et l'âge où l'animal devient apte à produire des gamètes fécondants dès que les premiers signes de l'activité sexuelle sont visibles [139] [145].

La puberté chez le mâle correspond au moment où des spermatozoïdes fertiles sont libérés dans l'éjaculat. Des changements morphologiques peuvent être notés chez le mâle quelques semaines avant l'apparition des spermatozoïdes fertiles dans l'éjaculat : des changements de la conformation corporelle, une augmentation de l'agressivité envers les autres mâles, une augmentation de la libido ainsi qu'une croissance rapide du pénis et des testicules [146].

Le facteur essentiel du déclenchement de la puberté est la mise en route du complexe hypothalamo-hypophysaire et serait de moins en moins bloqué par le rétrocontrôle négatif des stéroïdes sexuels (testostérone) qui s'exerce sur lui. Ainsi, il se produit, sous l'action de FSH et LH, une maturation des cellules de Leydig puis une augmentation de la sécrétion de la testostérone.

L'imprégnation de l'organisme par la testostérone provoque :

- le développement des caractères sexuels primaires et secondaires ;
- la stimulation des cellules de Sertoli et le déclenchement de la spermatogenèse qui se fait d'une manière progressive, à la fois, sur le plan qualitatif et quantitatif.

Cette puberté coïncide avec la phase de développement corporel pendant laquelle les gonades sécrètent des hormones en quantité suffisante pour entraîner une accélération de la croissance des organes génitaux et l'apparition des caractères sexuels secondaires. Les modifications hormonales associées à la puberté engendrent des modifications comportementales qui seront de plus en plus remarquables avec le temps [28].

L'âge de la puberté est variable selon les espèces, mais l'espérance de vie également. La partie de la vie qui précède l'apparition de la période féconde est inférieure au 1/10 de l'espérance de vie chez de très nombreux mammifères.

En dehors de la mise en route de l'axe hypothalamo-hypophysaire due à des facteurs génétiques, l'âge de la puberté dépend de facteurs tels que le climat, l'hygiène et la nutrition.

Le début de la puberté dépend du poids corporel et de la masse adipeuse, lorsque le jeune animal atteint un certain niveau du développement somatique (un seuil), le système nerveux central est informé grâce à la leptine. Cette dernière joue un rôle dans le maintien de la fonction de gonadotrope. Mais, il faut également que cette Perception de l'état doit être continue [147].

La puberté intervient alors que la croissance n'est pas totalement achevée : La copulation et l'éjaculation de spermatozoïdes viables se produisent à l'âge de 4 à 6 mois, période pendant laquelle, le poids du jeune bouc représente 40 à 60% du poids vif de l'adulte [19] (figure 2.18).

Cette relation étroite entre croissance et puberté permet de définir dans une population un âge moyen à la puberté lié à un poids moyen et à une taille moyenne.

Mais la valeur moyenne observée dans une population donnée n'est pas une valeur absolue permettant de connaître les conditions d'apparition de la puberté chez tous les individus de la même espèce. On observe en effet des différences entre diverses populations. Elles permettent de mettre en lumière l'existence de facteurs capables de modifier les conditions d'apparition de la puberté. L'alimentation se révèle comme le facteur universellement le plus déterminant, une mauvaise alimentation ayant toujours pour effet de retarder la puberté. Des facteurs génétiques et des facteurs de l'environnement (saison : lumière et température, interactions sociales) interviennent également mais ils sont plus ou moins efficaces selon l'espèce considéré et ne peuvent s'étudier sérieusement que si les facteurs alimentaires ne sont pas en cause [5].

Deux facteurs varient avec la saison, la durée d'éclaircissement et la température (à condition bien entendu que les variations saisonnières de la quantité et de la qualité de la nourriture disponible n'aient pas à être prise en considération).

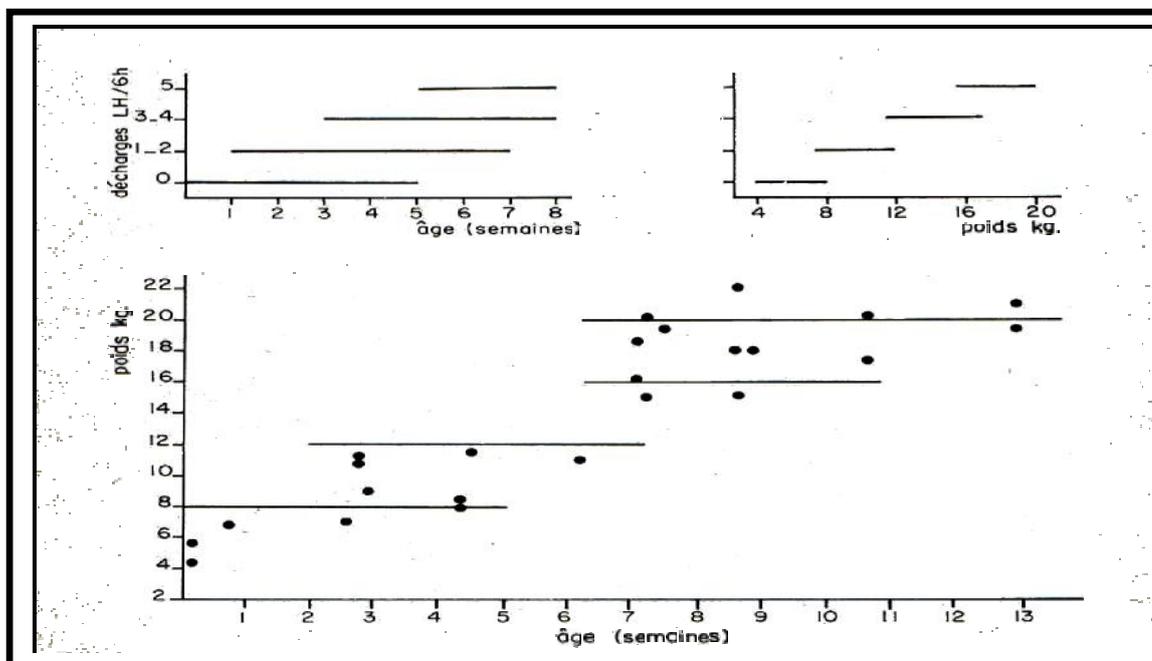


Figure 2.18 : Relation entre l'âge ou le poids et le début de la période pubertaire [148]

La taille testiculaire peut être utilisée, intra-race, comme un prédicteur précis du début de la puberté. Les études de Tiombiano [149] montrent qu'il existe une corrélation positive entre le poids du taurillon pendant la puberté et les mensurations testiculaires. Parmi celles-ci, la circonférence scrotale est la plus fortement corrélée au poids vif ($r = 0,47$, $p < 0,01$).

Le poids testiculaire du bouc, à la naissance, varie de 2 à 30 grammes. A ce moment, le testicule est constitué de tubes séminifères contenant les cellules de soutien qui deviendront, plus tard, les cellules de Sertoli, et les gonocytes d'où partiront les divisions spermatogoniales.

Les premiers cycles spermatogénétiques débutent pendant la phase de croissance rapide du testicule. Celle-ci a lieu après la période impubère qui dure de quelques semaines à quelques mois selon les races, la saison de naissance et

le régime alimentaire. La période impubère est caractérisée par une augmentation lente du poids testiculaire. Les premiers spermatozoïdes apparaissent dans la lumière des tubes séminifères pendant la phase de croissance rapide, et la puberté (première éjaculation) est atteinte durant la fin de cette phase.

Après quoi, le testicule commence une troisième phase d'évolution : la deuxième période de croissance lente de son poids. Chez les races photopériodiques, le poids testiculaire maximum est atteint pendant la deuxième année de vie et dépend du régime alimentaire et de la saison.

Le développement anatomique des organes d'évacuation est sous le contrôle de la sécrétion de la testostérone par les testicules. Le gland du pénis et l'appendice filiforme sont complètement adhérents au prépuce chez le mâle immature.

Dès l'âge de quelques semaines, chez le mâle, les premières manifestations du comportement sexuel apparaissent incluant des montes orientées préférentiellement vers les femelles. Le jeu sexuel n'a aucun rapport avec la puberté qui se manifeste vers l'âge de 4 à 6 semaines ni avec le futur comportement sexuel du reproducteur [150].

Les premières éjaculations sont de mauvaise qualité : la concentration spermatique est faible, le taux des spermatozoïdes morts et/ou anormaux est élevé et la motilité des cellules vivantes est faible. Une période de 3 à 10 semaines supplémentaires est nécessaire à l'accroissement de la quantité et de la qualité des spermatozoïdes éjaculés.

Il existe une variation importante entre les différentes races, quant à l'âge et le poids vif auxquels la puberté est atteinte [151].

2- FACTEURS GENETIQUES :

Les effets des facteurs environnementaux sont modulés par la race et les individus. Par conséquent, le facteur génétique a une influence sur l'activité sexuelle et gamétogénétique des boucs.

2.1- Qualité de la semence :

L'existence des différences raciales a été mise en évidence pour la plupart des caractéristiques spermatiques (volume et concentration en spermatozoïdes de l'éjaculat, anomalies spermatiques, pourcentage des cellules vivantes) et pour la production spermatique quotidienne.

Ainsi, il existe des variations, entre mâles, dans le pourcentage des spermatozoïdes anormaux. Dans les races saisonnières, quelques mâles produisent, au printemps, un pourcentage élevé de spermatozoïdes anormaux près de 100% tandis que d'autres ne le produisent qu'à 15%. L'héritabilité de ce caractère est plus ou moins élevée 0,42, celle du volume est près de 0,43 et celle de la concentration est de 0,07 [53].

2.2- Taille testiculaire :

Beaucoup d'études portent sur les variations génétiques entre races concernant le développement testiculaire. Les races les plus prolifiques ont tendance à avoir un développement testiculaire plus précoce et plus rapide que les races moins prolifiques.

L'héritabilité de ce caractère est assez élevée 0,5 [53].

2.3- Comportement sexuel :

Il n'existe que peu d'études sur les bases génétiques du comportement sexuel. Des différences raciales ont été mises en évidence dans le nombre de saillies par mâle ainsi que dans le temps de latence avant la collecte. Il existe, également, d'importantes variations intra-races pour ce caractère qui présente, en général, une bonne répétabilité. L'héritabilité de la capacité de saillie est voisine de 0,3 chez les béliers en lutte naturelle [152].

3- DIAGRAMME RECAPITULATIF :

Interactions entre les facteurs photopériodiques, sociaux et nutritionnels et leurs effets sur la fonction testiculaire du bouc. (Figure 2.19).

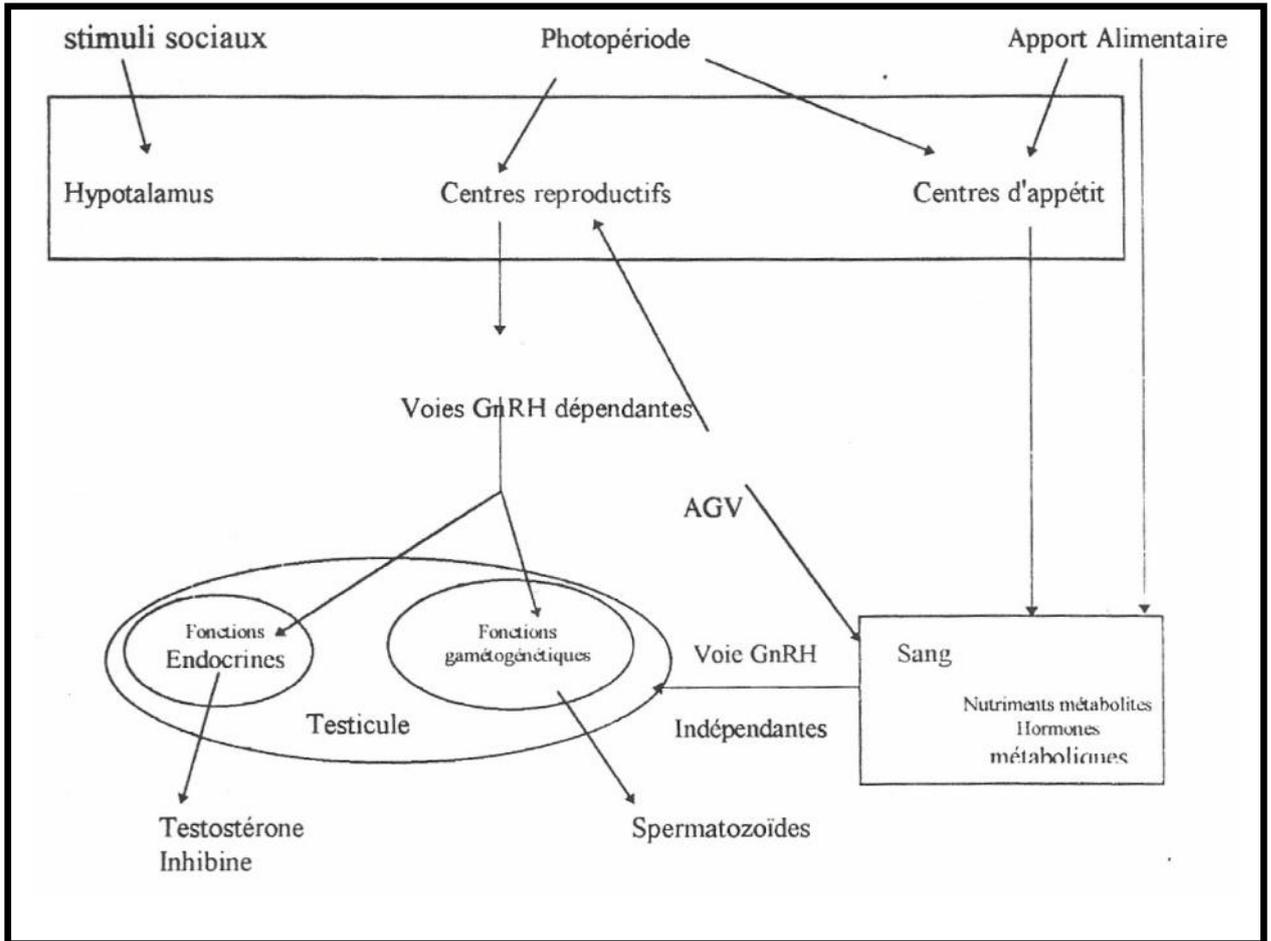


Figure 2.19 : Les différentes interactions entre les stimuli photopériodiques, sociaux et nutritionnels sur le contrôle de la fonction testiculaire chez le mâle des petits ruminants [153].

PARTIE EXPERIMENTALE

Matériels et méthodes

PARTIE EXPERIMENTALE

I- MATERIELS ET METHODES

Notre étude comporte deux parties distinctes dont, la première s'intéresse à l'étude de l'activité sexuelle du bouc de race Arbia, tandis que la deuxième porte une importance aux chevreaux de la même race en vue de déterminer leurs caractéristiques reproductives à l'âge de la puberté.

LA PARTIE A :

Cette partie est consacrée à l'étude de la fonction de reproduction du bouc de race Arbia en étudiant, d'une part, deux paramètres cliniques à savoir la circonférence scrotale et le comportement sexuel et d'autre part, un paramètre interne qui est la testostéronémie.

De ce fait, une période d'une année a été consacrée pour l'étude de chacun des paramètres cités ci-dessus.

1-Localisation:

Cette étude s'est déroulée au niveau de la ferme expérimentale de l'université Ibn-khaldoun de TIARET. Cette ville se trouve sur les Hauts plateaux à une altitude de 1086 mètres, une latitude de 35° 15' nord et une longitude de 1°26' est. Le climat est semi-aride, caractérisé par un hiver froid et humide et un été chaud et sec.

A Tiaret, la photopériode journalière varie de 9h 34min dans le solstice de l'hiver, à 14h 23min dans le solstice de l'été, ce qui fait une différence de 4h 49min [58].

2- Milieu et animaux:

Pour cette étude, 09 boucs de race Arbia âgés de 4ans au début de l'expérimentation et une chèvre ont été utilisés. Les animaux ont subi un examen général et un examen clinique spécial de l'appareil génital avant leur identification et leur introduction au bâtiment. Ils ont reçu un traitement antiparasitaires injectable à base d'ivermectine 1% et buvable à base d'albendazol 2,5%, ainsi qu'une vaccination contre l'entérotoxémie.

Les boucs ont été maintenus en bâtiment pendant toute la durée de l'expérimentation et ont reçu une alimentation constante à base d'orge concacée à raison de 500 g/J/animal, du fourrage et de l'eau à volonté. Un supplément vitaminique et minéral a été incorporé dans la ration.

Une période de 6 mois a précédé l'expérimentation pour l'adaptation des boucs à leur nouveau milieu : structure du groupe, conditions d'élevage et opérateurs.

3- Etude de la race :

La chèvre Arbia est la population arabo-maghrébine la plus répondeuse. On la rencontre dans les plateaux et les régions septentrionales du Sarah. Cette race se caractérise par un rendement en lait supérieur à celui de la race kabyle. Sa taille moyenne est de « 70 cm » pour le mâle, et de « 63 cm » pour la femelle, leurs poids respectifs sont de « 50 Kg » et de « 35 kg ».

Le corps est allongé avec un dessus droit et rectiligne, le chanfrein est droit, le poiles de « 10-17 cm ». La tête munie de cornes moyennement longues dirigées vers l'arrière, et des oreilles assez longues, la mamelle est de forme carrée, et fixée en haut, bien attachée , et possède de petits trayons [154].

4- Les mensurations :

4.1-La circonférence scrotale :

La circonférence scrotale des boucs mise à l'expérimentation a été mesurée une fois par semaine à l'aide d'un ruban métrique flexible (**photo : 3.1**).



Photo 3.1 : ruban métrique flexible

Les testicules sont maintenus dans le fond des bourses scrotales à l'aide d'une main d'un co-opérateur. Le ruban métrique est appliqué sur la partie la plus grande du périmètre scrotale des gonades sans serrer et d'une manière à assurer un simple contact entre le ruban métrique et les testicules. La valeur, ainsi, obtenue correspond au périmètre scrotal (photo: 3.2).



Photo 3.2 : mesure de la circonférence scrotale

4.2- Le comportement sexuel :

Pour l'étude du comportement sexuel, Ahmad et Noakes, (1995) [155] ont adapté une technique mise au point chez les bovins [156] qui consiste en l'exposition d'un mâle, à des tests de durée limitée (10minutes pour chaque animal) avec une femelle œstrogénisée attachée (photo : 3.3) et à relever la fréquence d'apparition des différents comportements exprimés : flairage, approche, chevauchement et éjaculation ainsi, leurs latences d'apparition.



Photo 3-3 : femelle œstrogénisée et attachée.

A partir de ces observations, un score de 0, 5 et 10 points est donné comme suit:

- un mâle ne montrant aucun intérêt pour la femelle, recevra un score de 0,
- un mâle qui chevauche la femelle 2 fois mais sans saillir recevra un score de 5,
- un mâle qui s'accouple 02 fois et montre toujours un intérêt pour la femelle recevra un score de 10.

4.3-Le dosage de la testostérone :

Afin d'étudier l'évolution de la testostéronémie, les boucs subissaient des prélèvements sanguins chaque quinze jours pendant toute la durée de l'expérimentation. Un total de 216 prélèvements ont été analysés.

Les prélèvements sanguins ont été effectués deux heures après l'aube, à partir de la veine jugulaire dans des tubes héparinés de 5ml. Ils sont placés immédiatement dans une glacière et transportés vers le laboratoire pour être centrifugés à 3000tr/min pendant 5min.

Le sérum est retiré et conservé en duplicata à -20°C jusqu'au moment de l'analyse. Cette dernière a été faite par radio-immunologie au centre national de recherche nucléaire à Draria en utilisant un kit RIA (IMMUNOTECH A BECKMAN COULTER COMPANY: RIA Testosterone, direct REF: 1119). La valeur minimale détectée par ce dernier est de 0,1ng/ml.

LA PARTIE B

L'étude s'est déroulée dans la ferme expérimentale de l'université Ibn-khaldoun de TIARET sur une période de 21 semaines, de juin à octobre, en considérant que cette dernière se caractérise par une augmentation de l'activité sexuelle des boucs adultes.

Des paramètres de la fonction de reproduction du mâle ont été étudiés pour déterminer l'âge de la puberté chez le chevreau de race Arbia à savoir, le poids corporel, la circonférence scrotale, le comportement sexuel, la testostéronémie et la semence.

1- Milieu et animaux:

Le lot expérimental était composé de 05 chevreaux de race Arbia âgés entre 18 et 22 semaines au début de l'expérimentation et une chèvre adulte (tableau 3.1).

Après leur identification, un examen général des animaux, suivi d'un examen clinique spécial de l'appareil génital sont effectués.

Les animaux ont reçu un traitement à base d'antiparasitaires injectable à base d'ivermectine 1% et buvable à base d'albendazol 2,5% ainsi qu'une vaccination contre l'entérotaxémie.

Les chevreaux ont été maintenus en bâtiment pendant toute la durée de l'expérimentation et ont reçu une alimentation constante à base d'orge concacée à

raison de 300 g/J/animal, du fourrage et de l'eau à volonté. L'apport vitaminique a été assuré par un complément sous forme de poudre incorporée dans la ration alors que les minéraux ont été apportés par des pierres à lécher.

Tableau 3.1 : Les dates de naissance et l'âge des chevreaux.

Chevreaux	Date de naissance	L'âge en semaines au début de l'expérimentation
C1	26/01/2012	22 (5.5mois)
C2	10/02/2012	20 (5mois)
C3	03/02/2012	21 (5.25mois)
C4	17/02/2012	19 (4.75mois)
C5	23/02/2012	18 (4,5mois)

2- Les mensurations :

2.1- Le poids corporel :

Les pesées des chevreaux ont été effectuées d'une façon hebdomadaire à l'aide d'un pèse-personne analogique (photo 3.4) de la manière suivante: on mesure le poids d'un opérateur ensuite, le poids du même opérateur portant un chevreau. Finalement, on fait une déduction entre les valeurs de la seconde et de la première pesée, la valeur ainsi obtenue correspond au poids du chevreau.



Photo 3.4 : Un pèse-personne analogique.

2.2-La circonférence scrotale :

La circonférence scrotale des chevreaux mise à l'expérimentation a été mesurée de la même manière que pour les boucs (voir ci-dessus).

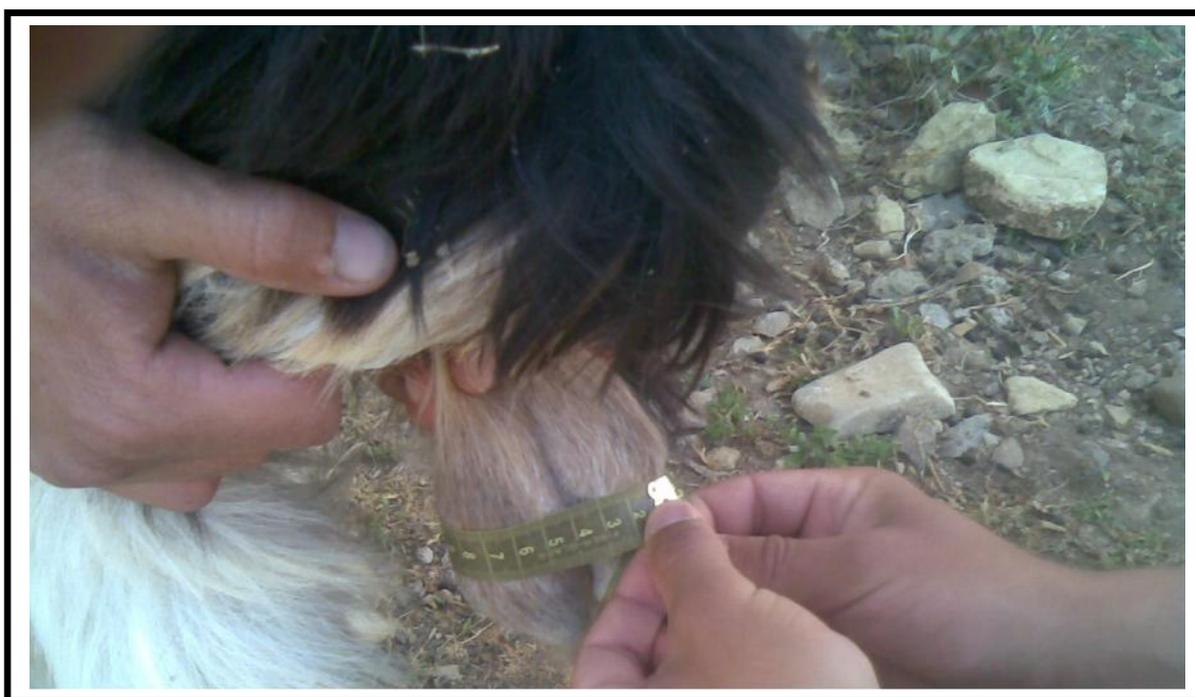


Photo 3- 5 : mesure de la circonférence scrotale

2.3- Le comportement sexuel et la récolte de la semence à la puberté: :

La détermination du début de l'activité sexuelle chez les chevreaux pré-pubères a été basée sur la détection des premières manifestations comportementales. Cette dernière, d'une durée de 30 minutes, consiste à des observations hebdomadaires des différents composants du comportement sexuel en l'occurrence le chevauchement, l'intromission et l'éjaculation qui se traduit par le coup de rein.

2.4- le dosage de la testostérone :

L'étude de la testostéronémie a été faite de la même manière que pour les boucs.

Spermiogramme :

L'examen de la semence a été effectué en utilisant un vagin artificiel. La récolte de la semence était tentée après qu'on ait déterminé que le chevreau faisait un chevauchement et une éjaculation. Ceci est possible par l'observation des éléments du comportement sexuel, en l'occurrence, le coup de rein.

Une fois la semence récoltée, le volume de l'éjaculat a été déterminé directement par lecture des graduations du tube de récolte. La couleur et la consistance de la semence ont été seulement appréciées à partir de ce dernier. Le tube de récolte était mis dans un bain marie et envoyé, immédiatement, au laboratoire en vue d'analyser la semence.

Au niveau du laboratoire, trois paramètres ont été évalués, à savoir :

- la concentration : a été déterminée en utilisant un hématimètre de type Malassez. Cette technique consiste en une dilution préalable du sperme (1 pour 400) dans une solution susceptible de disperser et de tuer les spermatozoïdes (sérum physiologique formolé).
- Le pH : a été déterminé en utilisant un papier pH mètre. Une goutte de sperme était déposée sur ce dernier, et la valeur du pH a été appréciée par comparaison du virage de la couleur par rapport à un standard.

- Le pourcentage des spermatozoïdes mobiles : une goutte de sperme a été diluée dans un volume de sérum physiologique. Une goutte de ce mélange était déposée entre lame et lamelle. Le pourcentage des spermatozoïdes mobile a été déterminé en examinant au moins 4 champs de la lame.

Résultats

II- RESULTATS

Partie A

Cette première partie a été consacrée pour l'étude de l'activité sexuelle des boucs de race Arbia en étudiant trois paramètres de reproduction à savoir, la circonférence scrotale, le comportement sexuel et la testostéronémie. Les résultats obtenus, par mois et par saison, seront présentés ci-dessous, de même que les relations qui peuvent exister entre eux d'une part et avec la photopériode, d'autre part.

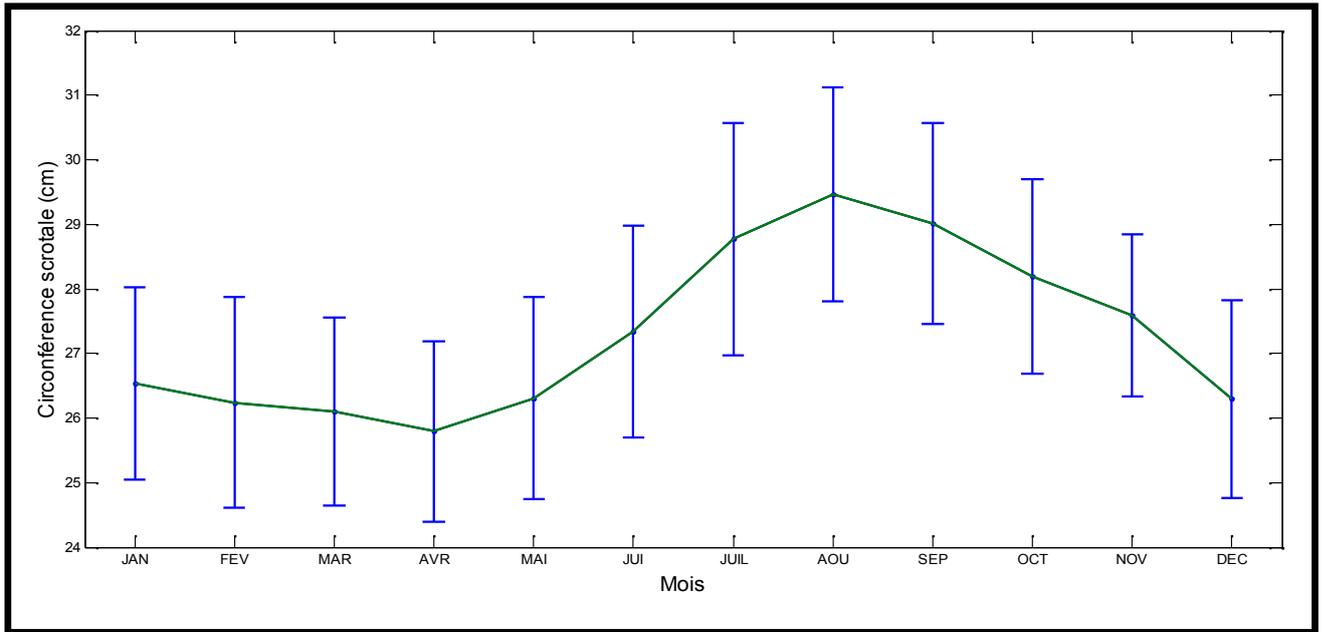
1- Les variations mensuelles :

1-1 Evolution de la circonférence scrotale :

Elle commence à augmenter de manière sensible à partir du mois de Juin pour atteindre des valeurs maximales au mois d'Aout (29.46 ± 1.65 cm), puis elle diminue progressivement pendant les mois de septembre, Octobre et de Novembre. La circonférence scrotale prend des valeurs légèrement diminuées au mois de Décembre (26.29 ± 1.52 cm) pour atteindre des valeurs minimales au cours de la période allant de Février à Mai (26.23 ± 1.63 cm et 25.79 ± 1.39 cm, respectivement). (Tableau: 4.1; Graphe : 4.1).

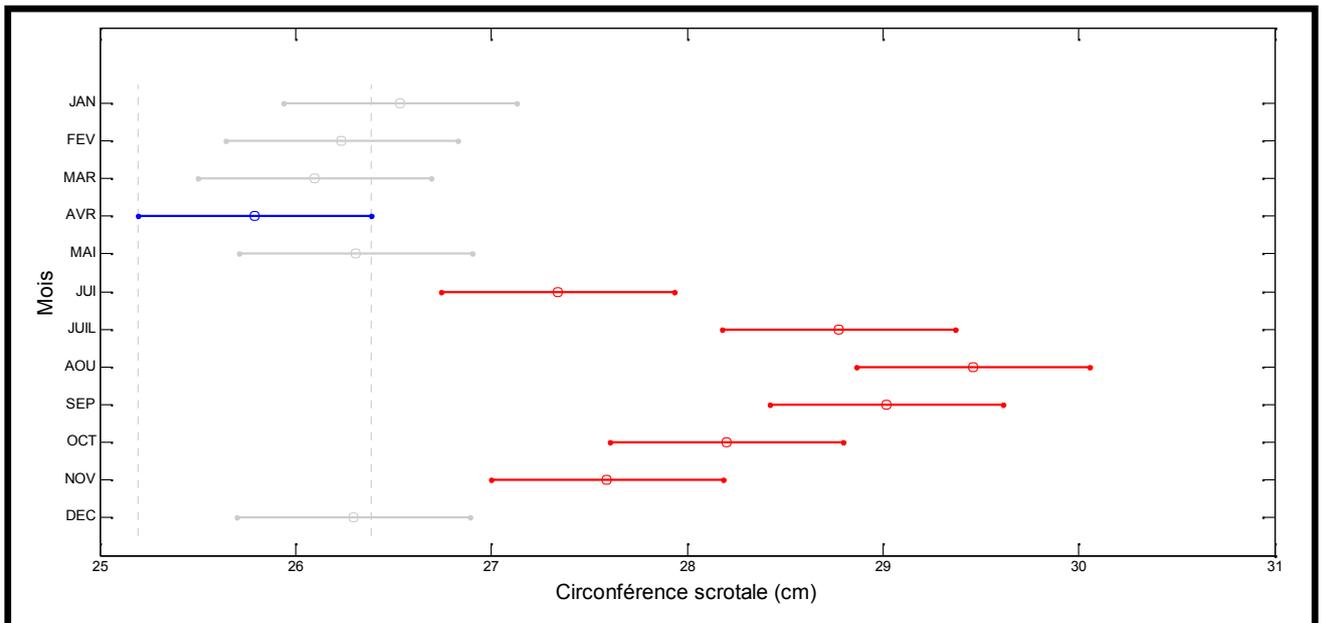
Tableau 4.1 : Variations mensuelles de la circonférence scrotale.

Mois	Jan	Fév	Mar	Avr	Mai	Juin	Jui	Aou	Sep	Oct	Nov	Dec
Moyenne mensuelle	26.53	26.23	26.09	25.79	26.30	27.34	28.77	29.46	29.01	28.20	27.59	26.29
Ecart type	1.49	1.63	1.45	1.39	1.56	1.63	1.79	1.65	1.56	1.50	1.26	1.52



Graphe 4.1: Variations mensuelles de la circonférence scrotale.

L'étude statistique des différences mensuelle de la circonférence scrotale révèle l'existence d'une différence significative entre les mois ($1.90398e-39$) avec ($p= 0.001$) en particulier entre le mois d'Avril et les mois de Juin à Novembre (graphe 4.2).

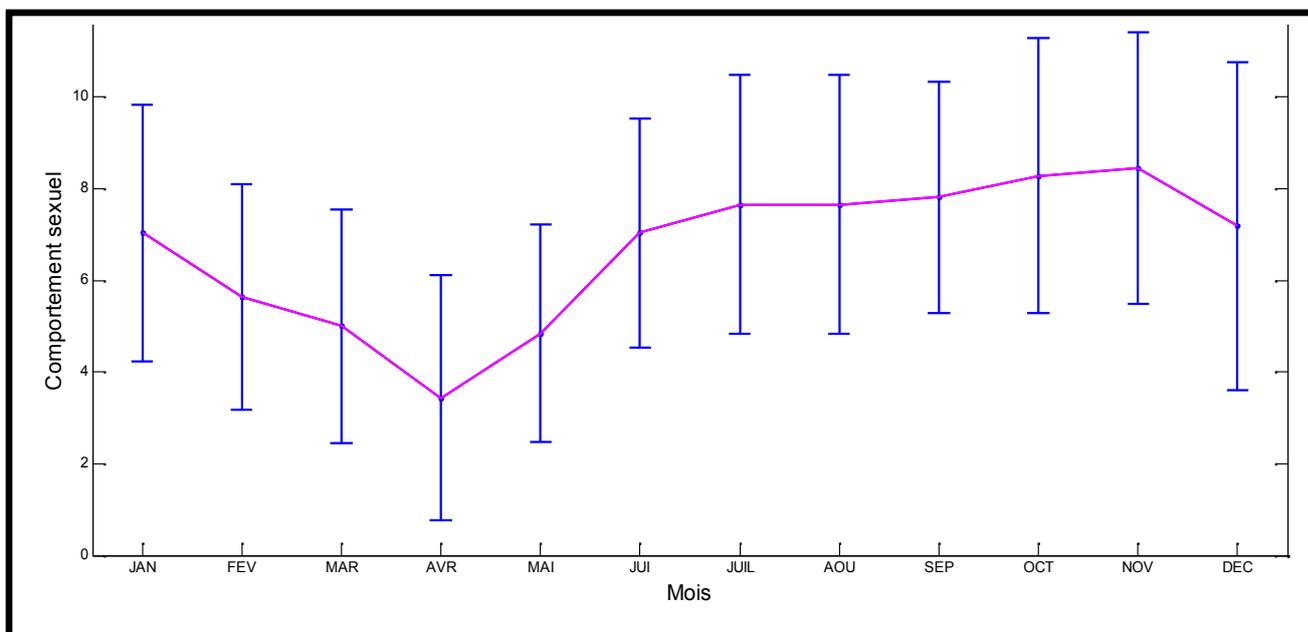


Graphe 4.2: Comparaison entre les valeurs mensuelles de la circonférence scrotale.

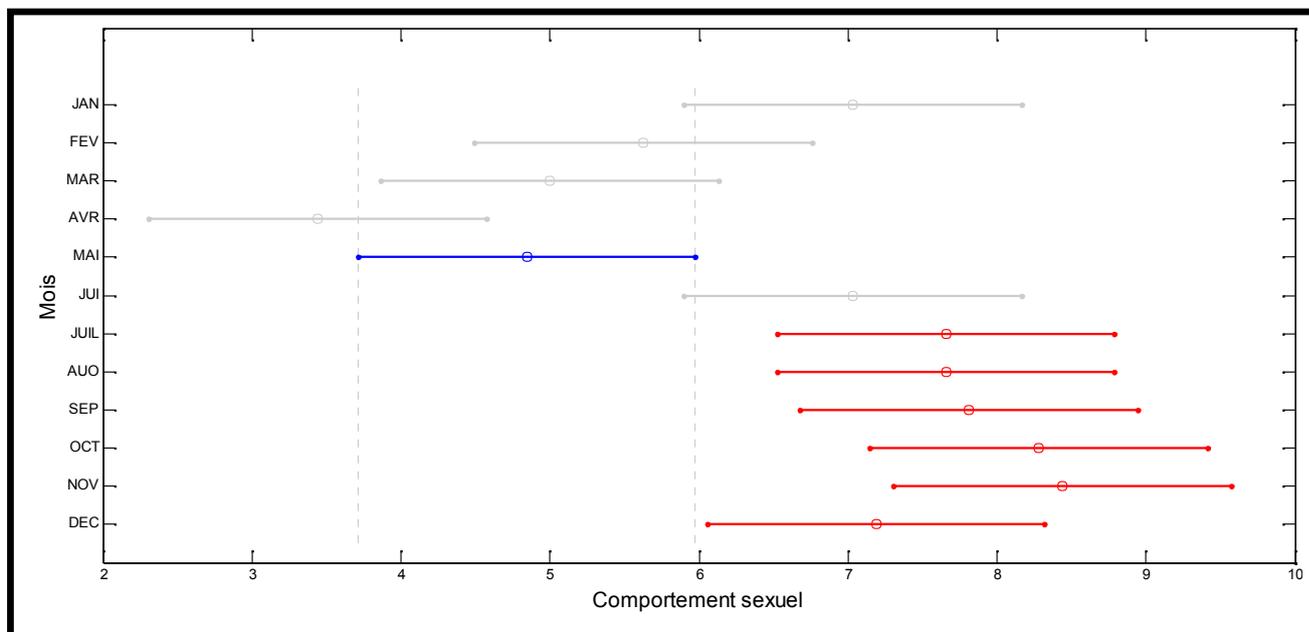
1-2 Evolution du comportement sexuel :**Tableau 4.2 :** Variations mensuelles de comportement sexuel

Mois	Jan	Fév	Mar	Avr	Mai	Juin	Jui	Aou	Sep	Oct	Nov	Dec
Moyenne mensuelle	7.03	5.63	5	3.44	4.84	7.03	7.66	7.66	7.81	8.28	8.43	*7.19
Ecart type	2.79	2.45	2.54	2.67	2.37	2.49	2.83	2.83	2.52	3.007	2.69	3.57

Le comportement sexuel varie, lui aussi, au cours de l'année chez ces mêmes boucs étudiés. Il est passé du score de $4,84 \pm 2,37$ enregistré au mois de Mai pour atteindre la valeur de $7,03 \pm 2,49$ au mois de Juin, puis se stabilise autour du score de $7,81 \pm 2,52$ jusqu'au mois de Septembre. Cette dernière culmine au mois d'Octobre et Novembre ($8,28 \pm 3,007$, $8,43 \pm 2,69$, respectivement). Une légère diminution est observée pour les mois de Décembre et Janvier ($7,19 \pm 3,57$ et $7,03 \pm 2,79$ respectivement). Des valeurs minimales sont enregistrées pendant la période allant de Février à Mai ($5,63 \pm 2,45$ et $4,84 \pm 2,37$, respectivement) (Tableau : 4.2; Graphe : 4.3).

**Graphe 4.3:** Variations mensuelles du comportement sexuel.

L'étude statistique des différences mensuelles du comportement sexuel révèle l'existence d'une différence significative entre les mois ($1.98735e-16$) avec ($p= 0.001$) en particulier entre le mois mai et les mois allant de Juillet à Décembre (graphe 4.4).



Graphe 4.4: Comparaison entre les valeurs mensuelles du comportement sexuel.

Des constats ont été relevés tout au long de l'étude, et méritent d'être signalés, à savoir :

- La latence à la deuxième éjaculation augmente de façon nette à partir du mois de Janvier et jusqu'au mois d'Avril, elle coïncide avec la diminution de la circonférence scrotale et une baisse du comportement sexuel pour la plupart des boucs étudiés.

- Le sperme qui est de consistance laiteuse et de couleur blanchâtre entre les mois de Février et Mai, devient de plus en plus crémeux à partir du mois de Juin, et à ce moment, la couleur vire du blanc vers le jaune (voire annexe).

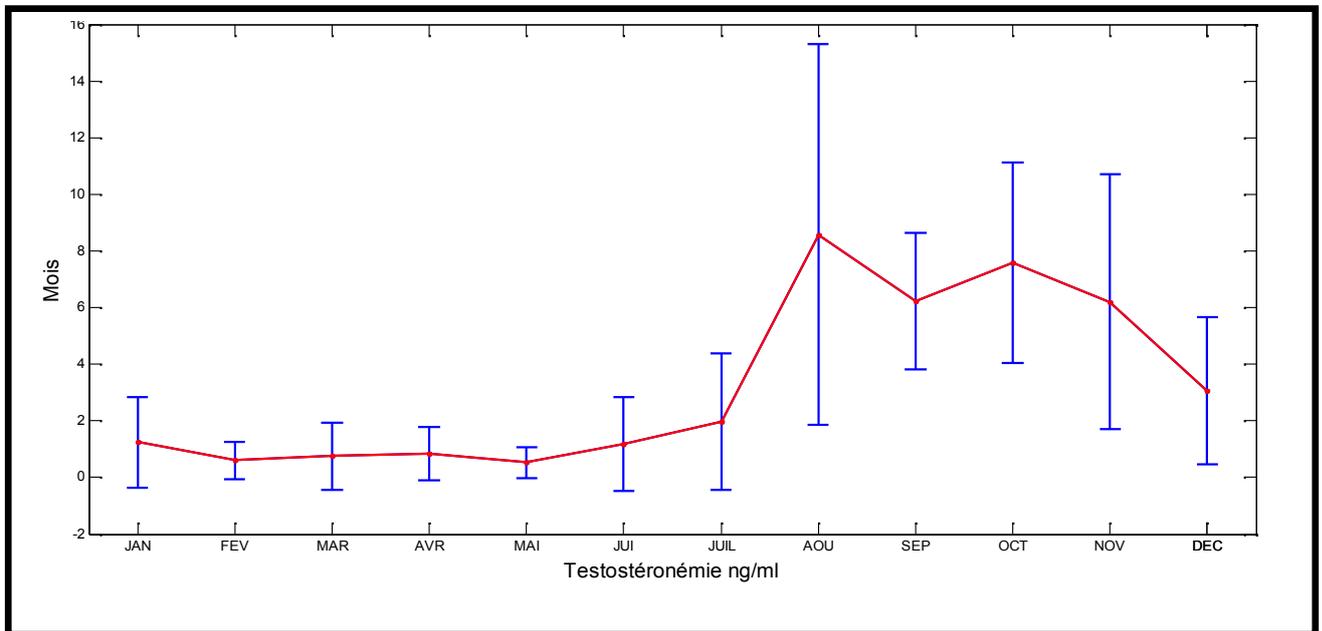
- L'odeur particulière des boucs devient forte à partir du mois de Juin, elle s'ajuste à l'augmentation du comportement sexuel et de la circonférence scrotale. Cette odeur devient très marquée durant l'été (voire annexe).

1-3 Evolution de la testostéronémie :

Elle commence à augmenter de manière sensible à partir du mois de Juin pour atteindre des valeurs maximales au mois d'Août (8.57 ± 6.72 ng/ml), puis elle se stabilise pendant les mois de Septembre, Octobre et Novembre. La testostéronémie prend des valeurs légèrement diminuées au mois de Décembre (3.07 ± 2.60 ng/ml) pour atteindre des valeurs minimales pour la période allant de Janvier à Mai (1.24 ± 1.59 ng/ml et 0.52 ± 0.54 ng/ml, respectivement) (Tableau 4.3; Graphe 4.5).

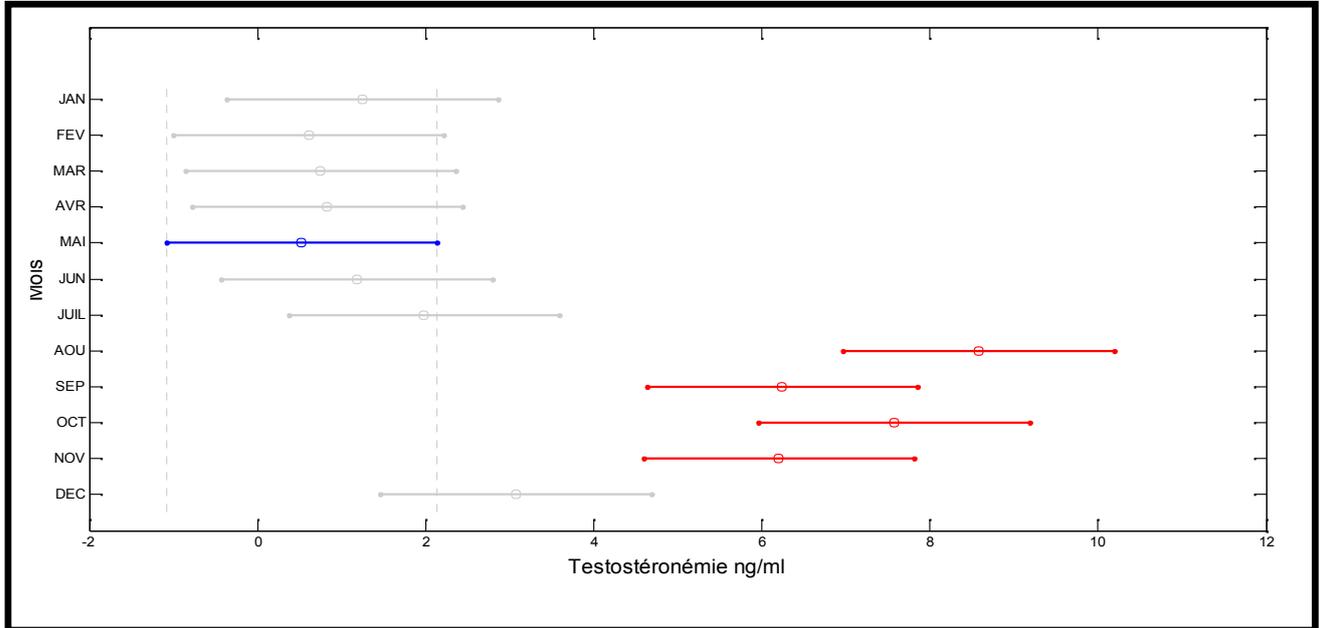
Tableau 4.3: les variations mensuelles de la testostéronémie.

Mois	Jan	Fev	Mar	Avr	Mai	Juin	Jui	Aou	Sep	Oct	Nov	Dec
Moyenne mensuelle	1.24	0.61	0.75	0.83	0.52	1.18	1.98	8.57	6.23	7.57	6.2	3.07
Ecart type	1.59	0.66	1.2	0.93	0.54	1.64	2.41	6.72	2.41	3.54	4.49	2.60



Graphe 4.5: Variations mensuelles de la testostéronémie.

L'étude statistique des différences mensuelles de la testostéronémie révèle l'existence d'une différence significative entre les mois ($7.15533e-26$) ($p= 0.001$), en particulier, entre le mois de Mai et les mois d'Août à Novembre (graphe 4.6).



Graphe 4.6: Comparaison entre les valeurs mensuelles de la testostéronémie.

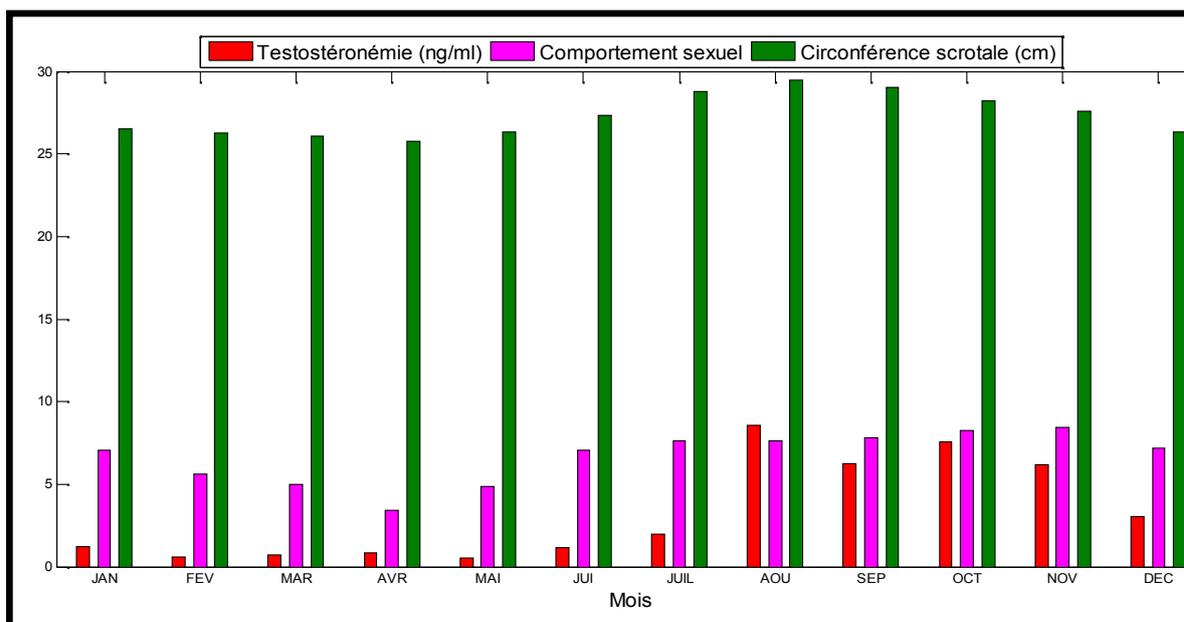
L'étude comparative intra-groupe montre que chaque bouc exprime les mêmes variations, autrement dit, la même évolution de la testostéronémie que les autres au cours de toute la durée de l'expérimentation. Aucune différence significative n'a été observé entre les sujets du groupe et ceci est démontré par la valeur de P qui est inférieure même à 0.01, quelque soit la combinaison entre ces derniers (tableau 4.4).

Tableau 4.4 : Comparaison de l'évolution de la testostéronémie entre boucs.

	B1	B2	B3	B4	B5	B6	B7	B8	B9
B1	1.0000 1.0000								
B2	0.8313 0.0000	1.0000 1.0000							
B3	0.7194 0.0001	0.7582 0.0000	1.0000 1.0000						
B4	0.7585 0.0000	0.9065 0.0000	0.7210 0.0001	1.0000 1.0000					
B5	0.6594 0.0005	0.8031 0.0000	0.6968 0.0002	0.6824 0.0002	1.0000 1.0000				
B6	0.6957 0.0002	0.7470 0.0000	0.7010 0.0001	0.9048 0.0000	0.6118 0.0015	1.0000 1.0000			
B7	0.8014 0.0000	0.6975 0.0002	0.6130 0.0014	0.6402 0.0008	0.7875 0.0000	0.6607 0.0004	1.0000 1.0000		
B8	0.6855 0.0002	0.7715 0.0000	0.7131 0.0001	0.7762 0.0000	0.6260 0.0011	0.6209 0.0012	0.4616 0.0232	1.0000 1.0000	
B9	0.7963 0.0000	0.7706 0.0000	0.8509 0.0000	0.7287 0.0001	0.7280 0.0001	0.7045 0.0001	0.7266 0.0001	0.7367 0.0000	1.0000 1.0000

1-4 Comparaison entre la circonférence scrotale, le comportement sexuel et la testostéronémie :

La comparaison entre les variations annuelles de la circonférence scrotale, du comportement sexuel et celles de la testostéronémie a révélé que ces trois paramètres ont une évolution similaire au cours de l'année. Cependant, il existe un décalage entre leur pic. Le pic de la testostéronémie est atteint pendant la troisième semaine d'Août, celui de la circonférence scrotale est atteint au cours de la quatrième semaine d'Aout, tandis que le pic du comportement sexuel survient au cours de la deuxième semaine d'Octobre (graphe 4.7).

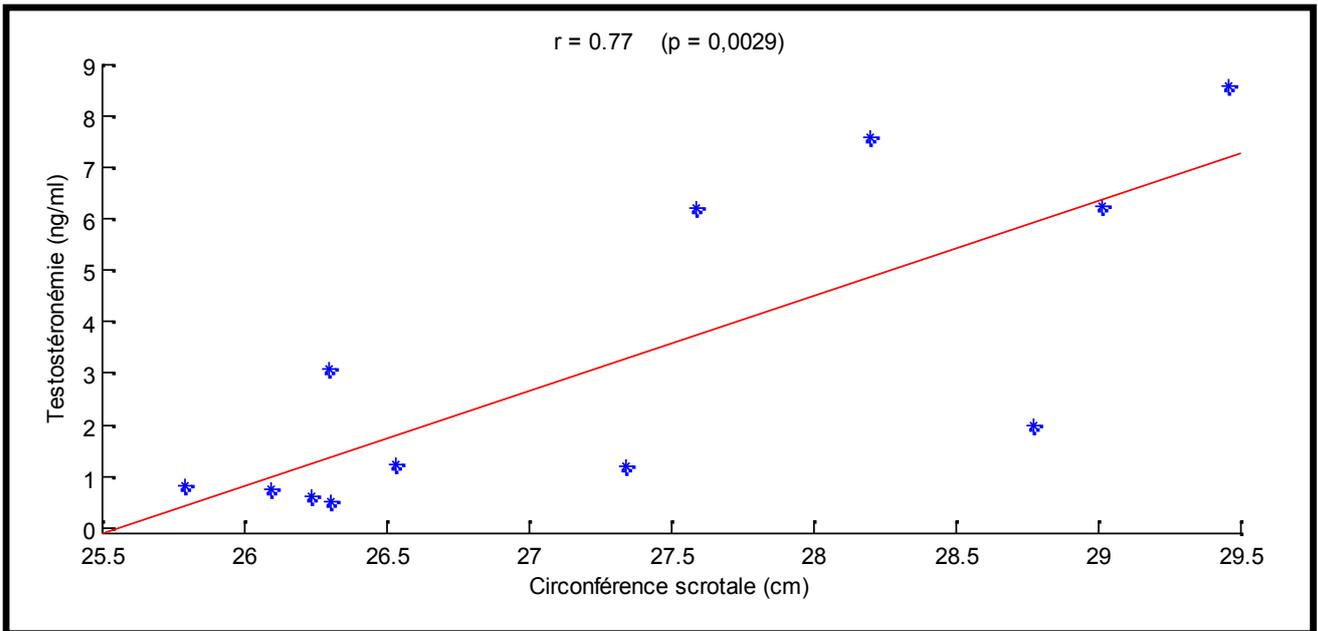


Graph 4.7: Comparaison entre les valeurs mensuelles de la circonférence scrotale, le comportement sexuel et la testostéronémie.

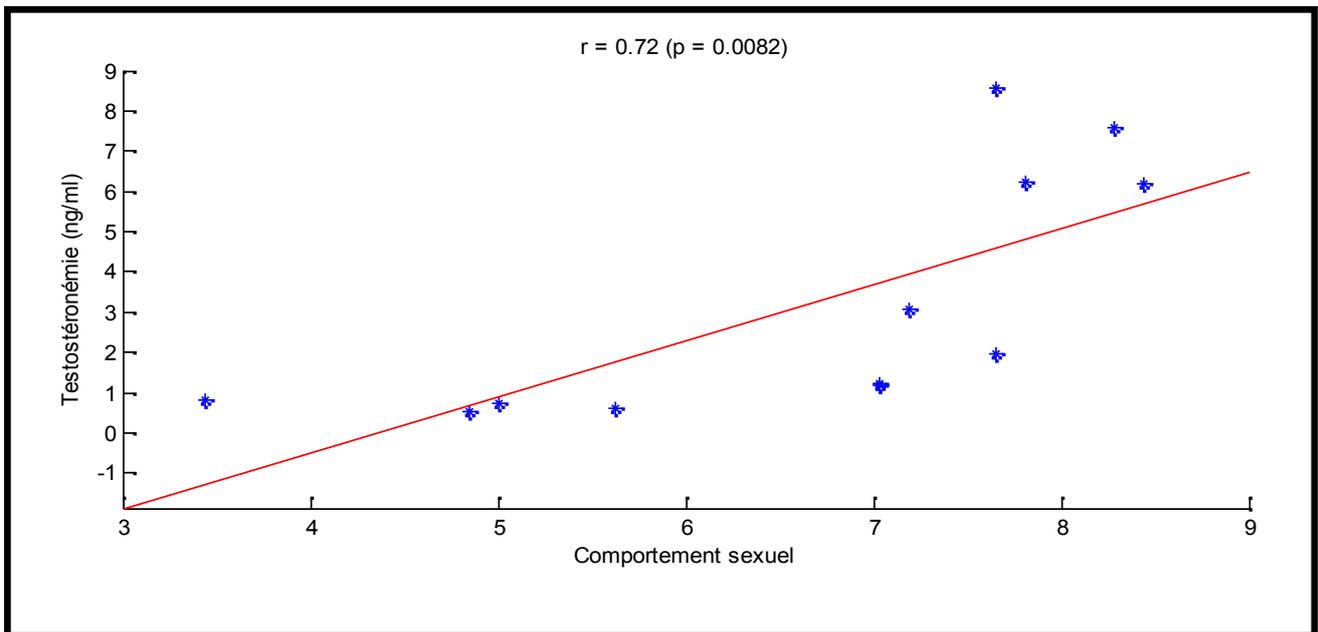
Cette évolution similaire est argumentée statistiquement par l'existence d'une corrélation hautement significative entre les trois paramètres étudiés, à savoir, la circonférence scrotale, le comportement sexuel et la testostéronémie (tableau 4.5) (graphe 4.8 ; 4.9 et 4.10).

Tableau 4.5: la corrélation entre la circonférence scrotale, le comportement sexuel et la testostéronémie

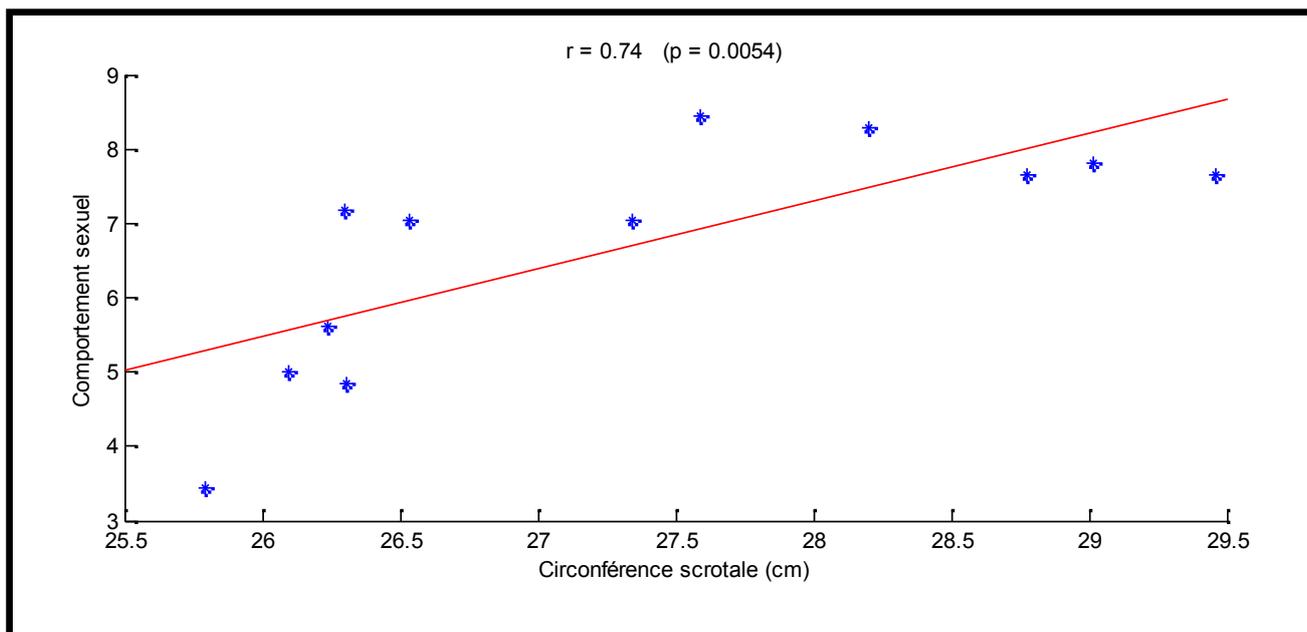
	C Sc	C Sx	T
C Sc	1.0000	0.7457 0.0054	0.7785** 0.0029
C Sx	0.7457** 0.0054	1.0000	0.7206** 0.0082
T	0.7785** 0.0029	0.7206 0.0082	1.0000



Graphe 4.8 : La courbe de régression entre la circonférence scrotale et la testostéronémie.



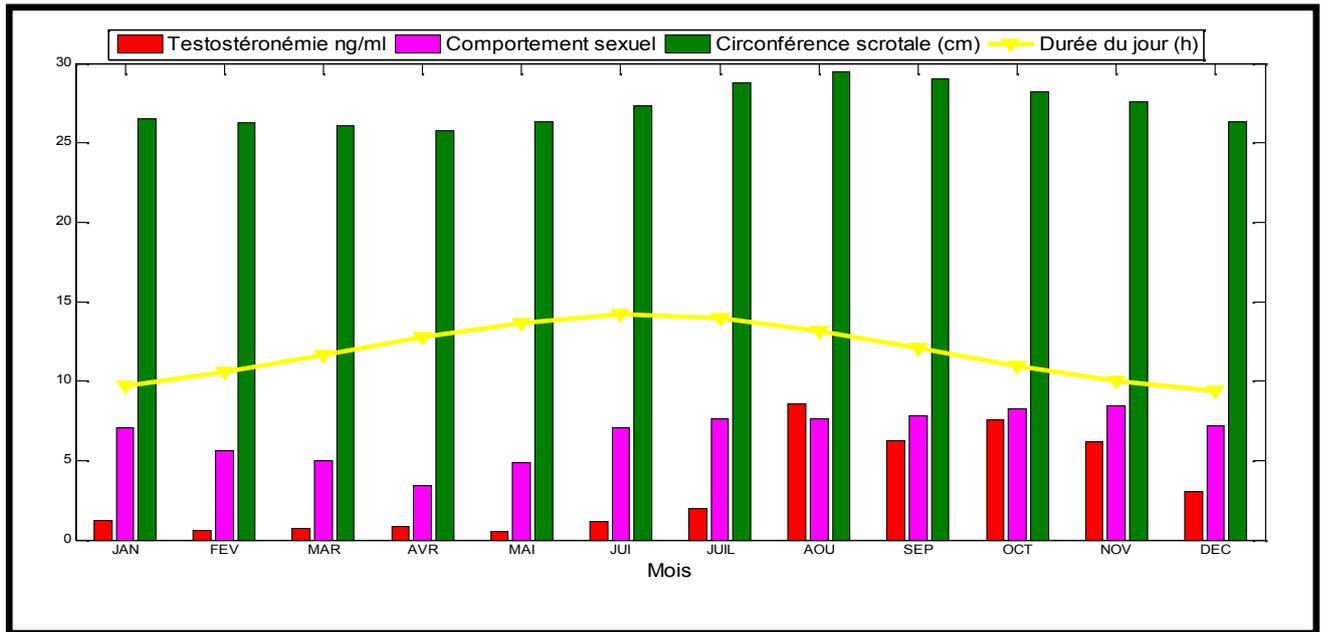
Graphe 4.9 : La courbe de régression entre le comportement sexuel et la testostéronémie.



Graphe 4.10 : La courbe de régression entre la circonférence scrotale et le comportement sexuel.

1-5 Comparaison entre la durée du jour, la circonférence scrotale le comportement sexuel et la testostéronémie:

Pour les boucs étudiés, la circonférence scrotale, le comportement sexuel et la testostéronémie sont inversement proportionnels par rapport à la durée du jour. Ces trois paramètres sont élevés durant les jours courts (novembre et décembre) et diminuent durant les jours longs (mai et juin) La variation annuelle de la durée du jour et l'activité sexuelle des caprins évoluent en sens inverse (Graphes 4.11).



Graphe 4.11 : Comparaison entre l'évolution de la durée du jour, la circonférence scrotale le comportement sexuel et la testostéronémie

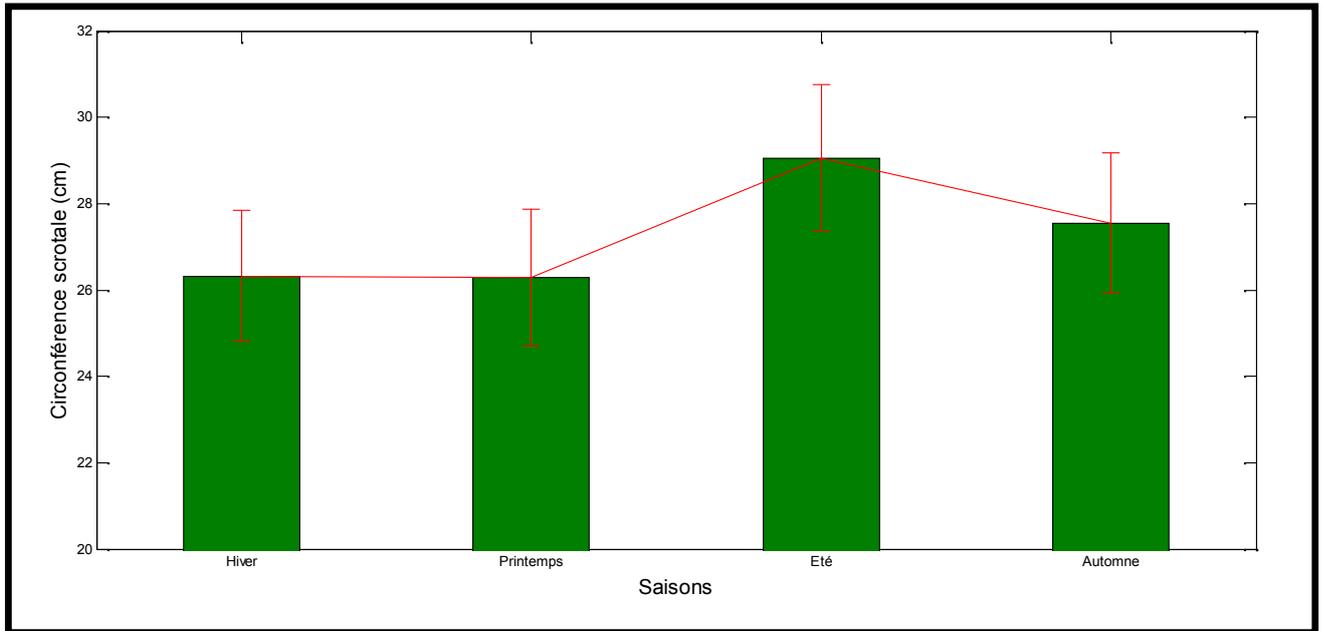
2- Les variations saisonnières:

A partir des résultats obtenus, nous avons procédé aux calculs des moyennes saisonnières de chaque paramètre. Ces dernières ont été calculées en prenant les valeurs enregistrées au cours de chaque saison universellement définie :

2-1 Variations saisonnières de la circonférence scrotale : (tableau 4.6) (graphe 4.12).

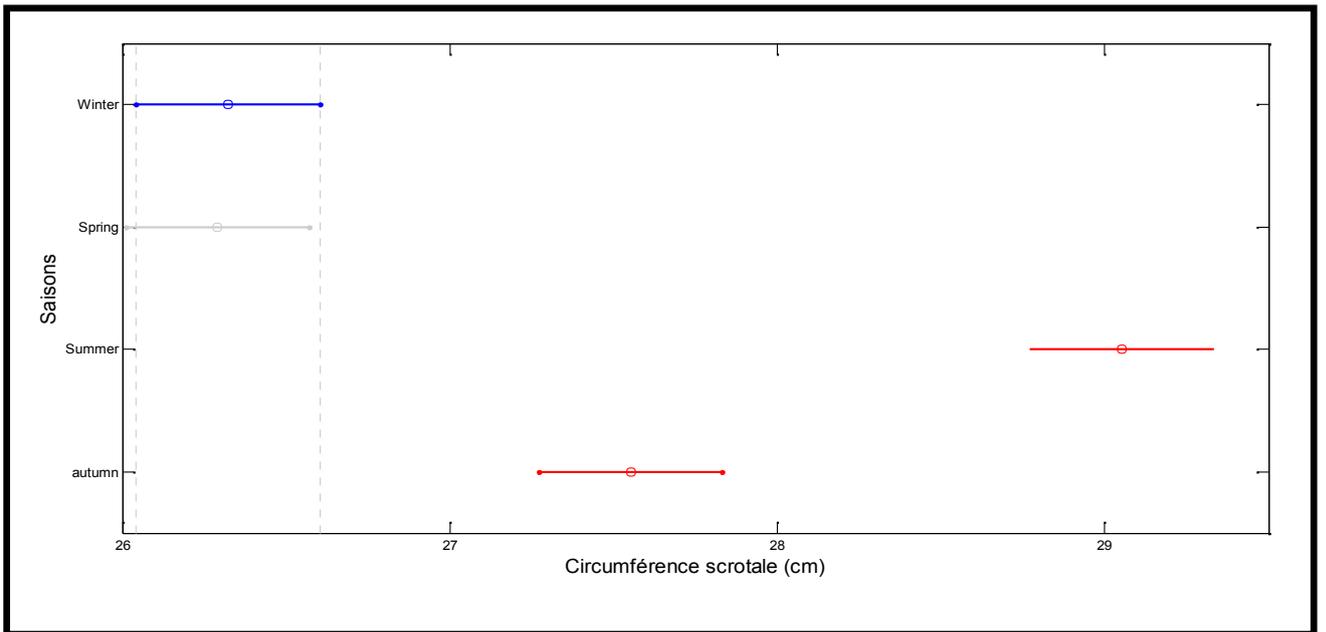
Tableau 4.6: les moyennes saisonnières de la circonférence scrotale.

Saison	C Sc (cm)	Ecart type
Hiver	26,3222	1,5211
Printemps	26,2907	1,5732
Eté	29,0518	1,6957
Automne	27,5518	1,6265

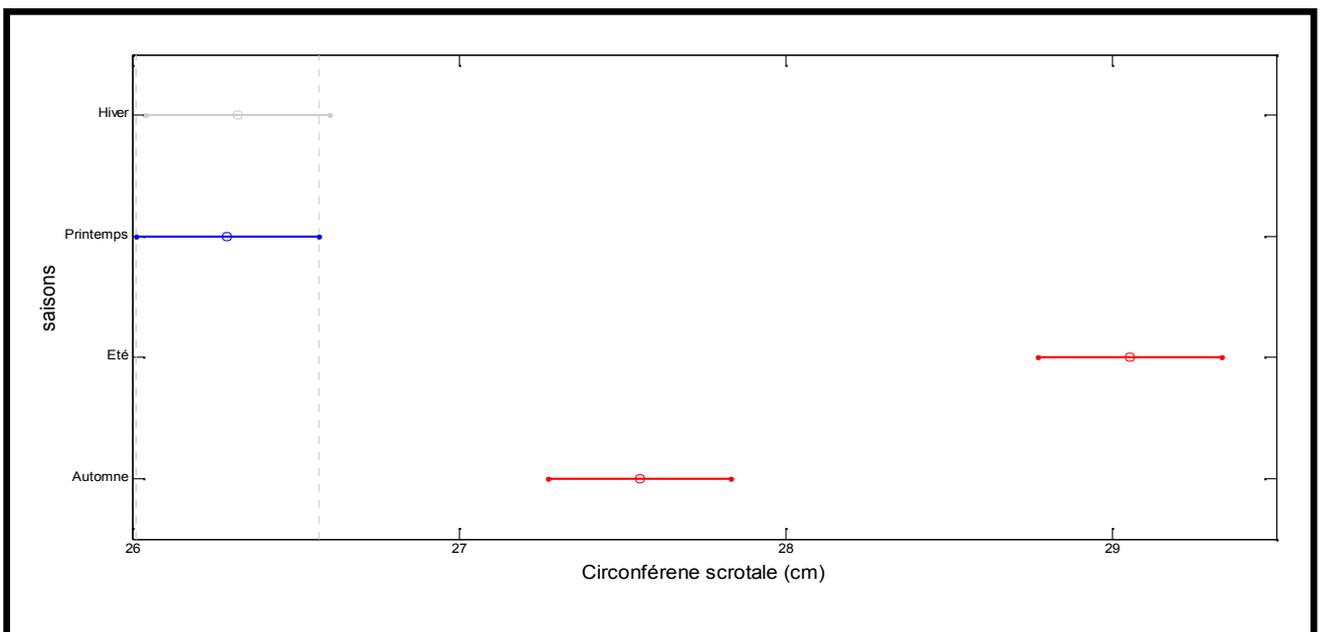


Graphe 4.12: Les moyennes saisonnières de la circonférence scrotale.

L'étude statistique des moyennes saisonnières de la circonférence scrotale montre l'existence d'une différence significative entre les saisons ($2.00112e-37$) ($p= 0.001$). Celle-ci est plus marquée en comparant l'hiver et le printemps avec l'été ou l'automne. Cependant, il n'existe aucune différence significative entre l'hiver et le printemps d'une part, et l'été et l'automne d'une autre part (graphe 4.13).



(a)



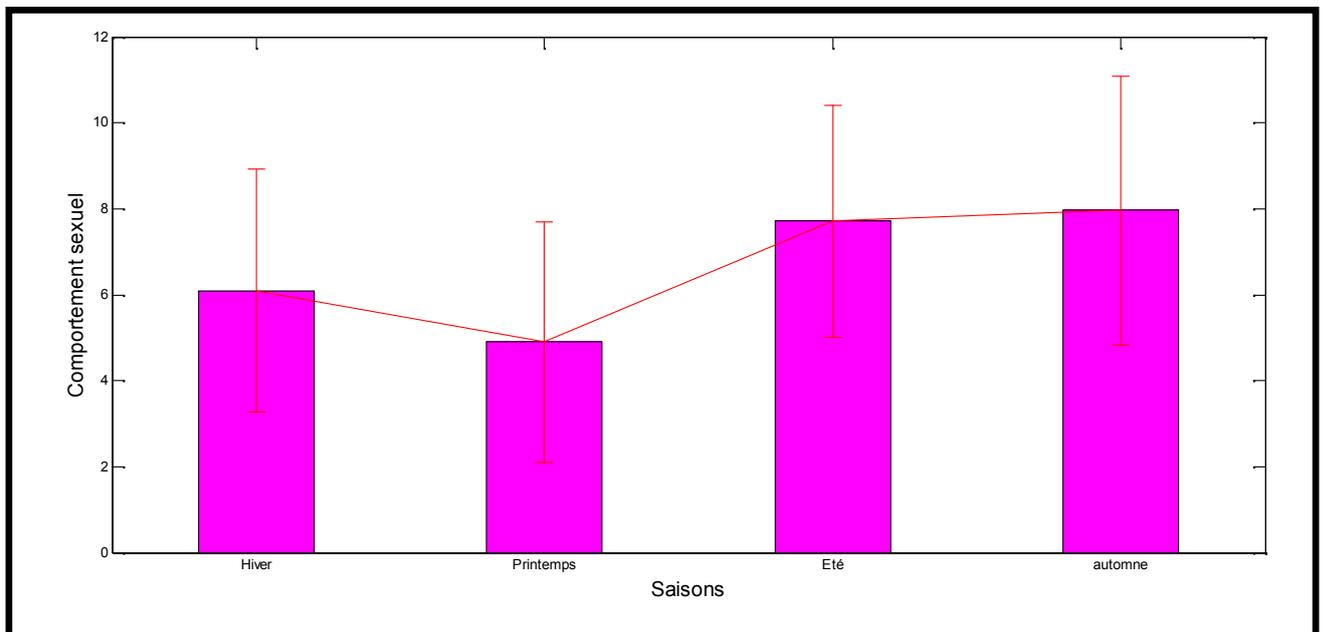
(b)

Graphe 4.13: Comparaison des variations saisonnières de la circonférence scrotale.

2-2 Variations saisonnières du comportement sexuel: (tableau 4.7) (graphe 4.14).

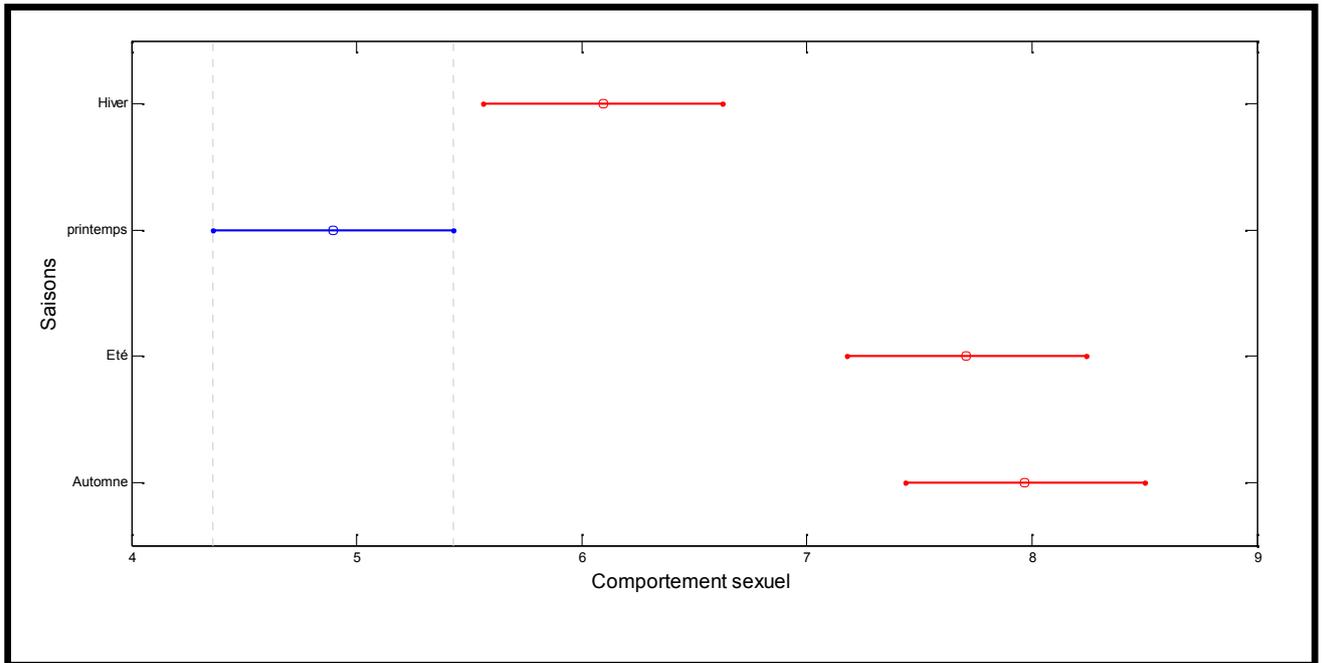
Tableau 4.7 : les moyennes saisonnières du comportement sexuel.

Saison	Moyenne	Ecart type
Hiver	6,0938	2,8287
Printemps	4,8958	2,8078
Eté	7,7083	2,7064
Automne	7,9688	3,1270



Grphe 4.14: Les moyennes saisonnières du comportement sexuel.

L'étude statistique des moyennes saisonnières du comportement sexuel révèle l'existence d'une différence significative ($2.28e-14$) avec ($p= 0.001$) entre la saison du printemps et les autres saisons, en particulier l'automne (figure 4.15).

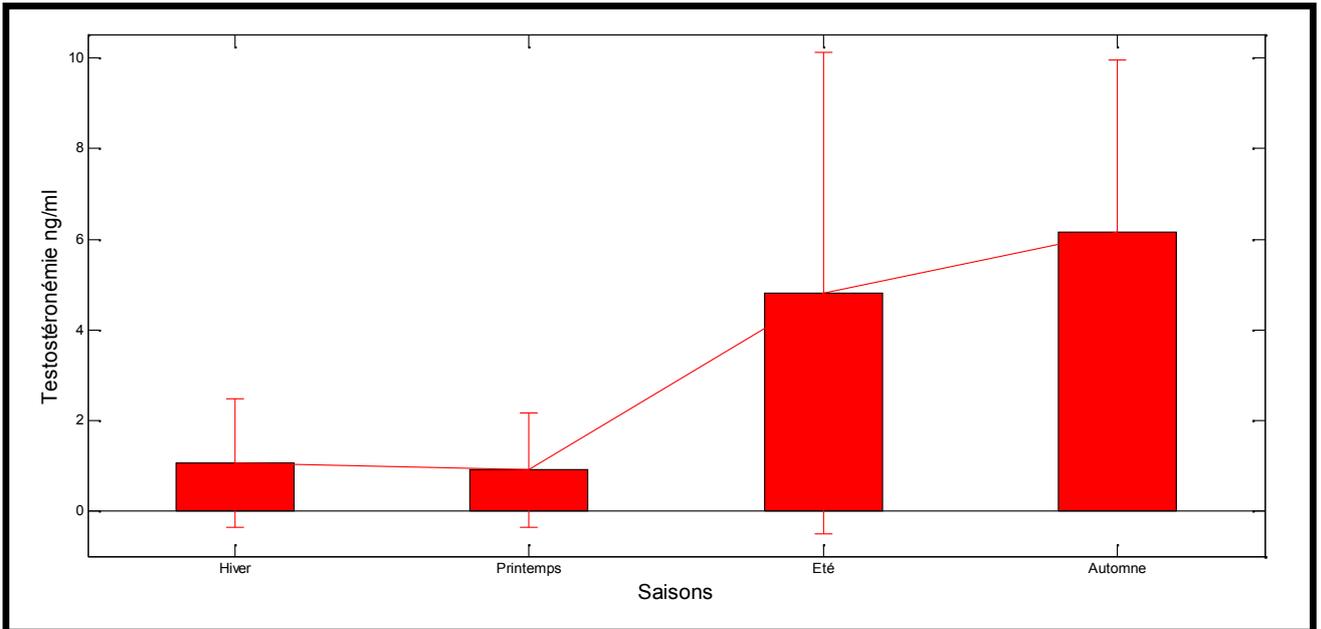


Graph 4.15: Comparaison des variations saisonnières du comportement sexuel.

2-3 Variations saisonnières de la testostéronémie : (tableau 4.8) (figure 4.16).

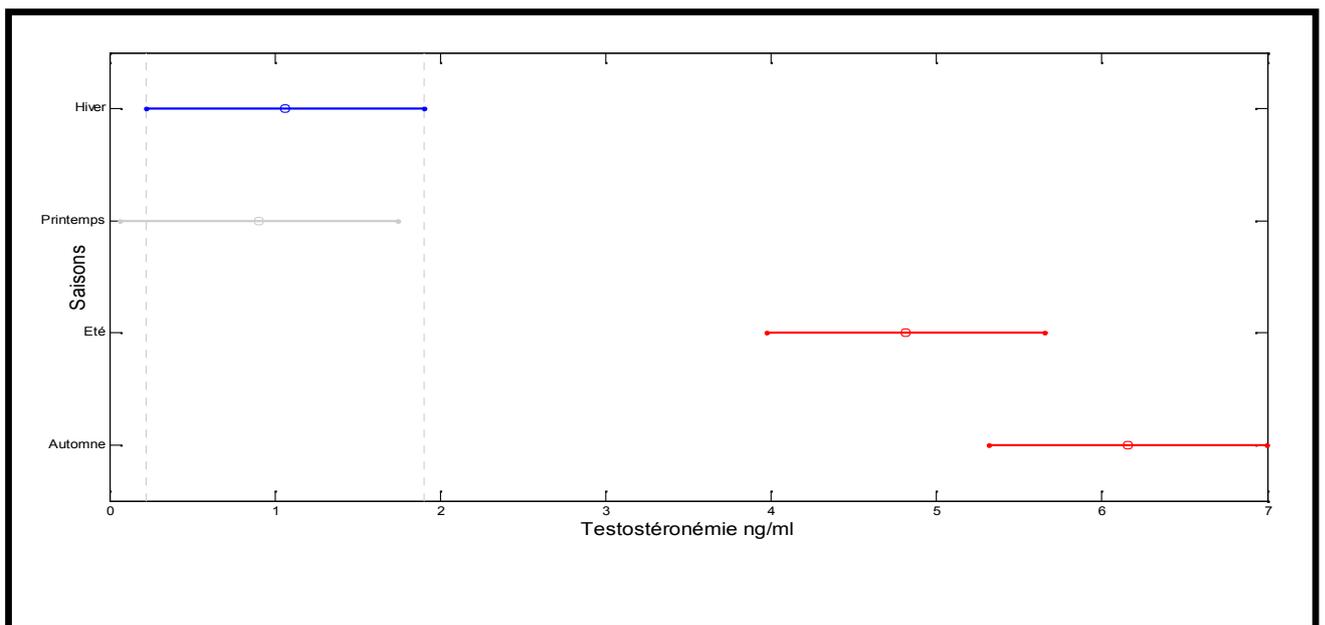
Tableau 4.8 : les moyennes saisonnières de la testostéronémie.

Saison	Testostéronémie ng/ml	Ecart type
Hiver	1,0602	1,4254
Printemps	0,90240	1,2716
Eté	4,8140	5,3092
Automne	6,1563	3,8108

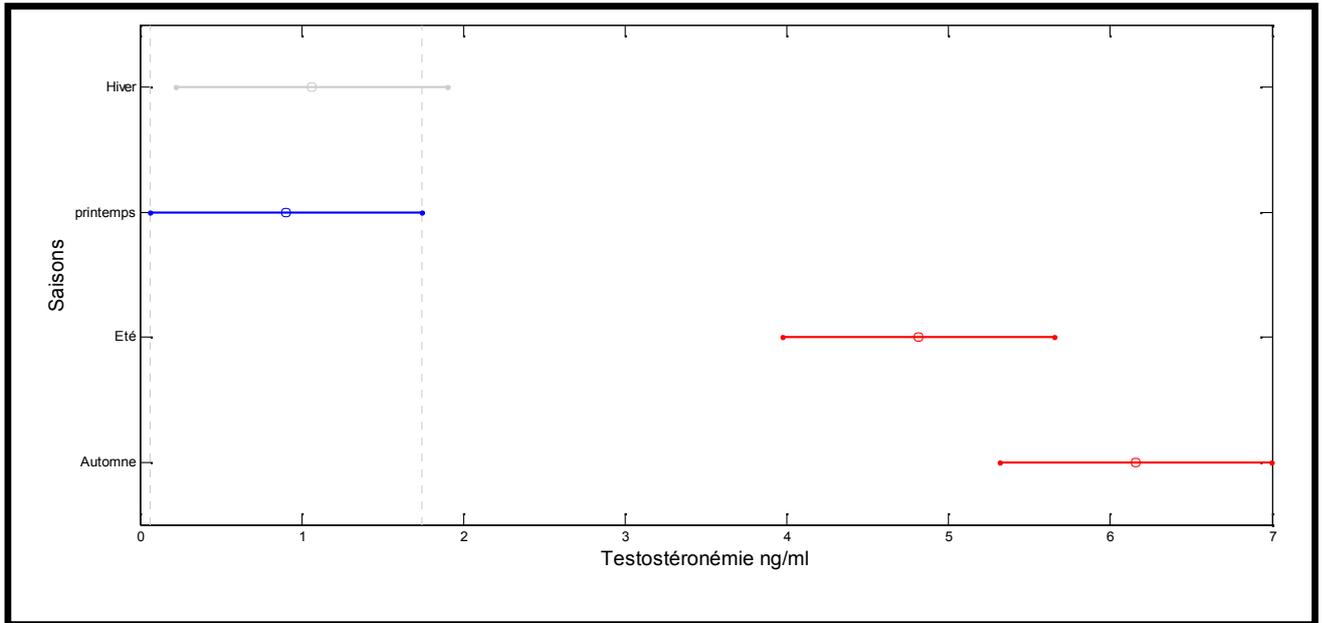


Graphe 4.16: les moyennes saisonnières de la testostéronémie.

L'étude statistique des moyennes saisonnières de la circonférence scrotale montre l'existence d'une différence significative entre les saisons ($1.64363e-17$) avec ($p= 0.001$). Celle-ci est plus marquée en comparant l'hiver et le printemps avec l'été ou l'automne. Cependant, il n'existe aucune différence significative entre l'hiver et le printemps d'une part, et l'été et l'automne d'une autre part (graphe 4.17).



(a)

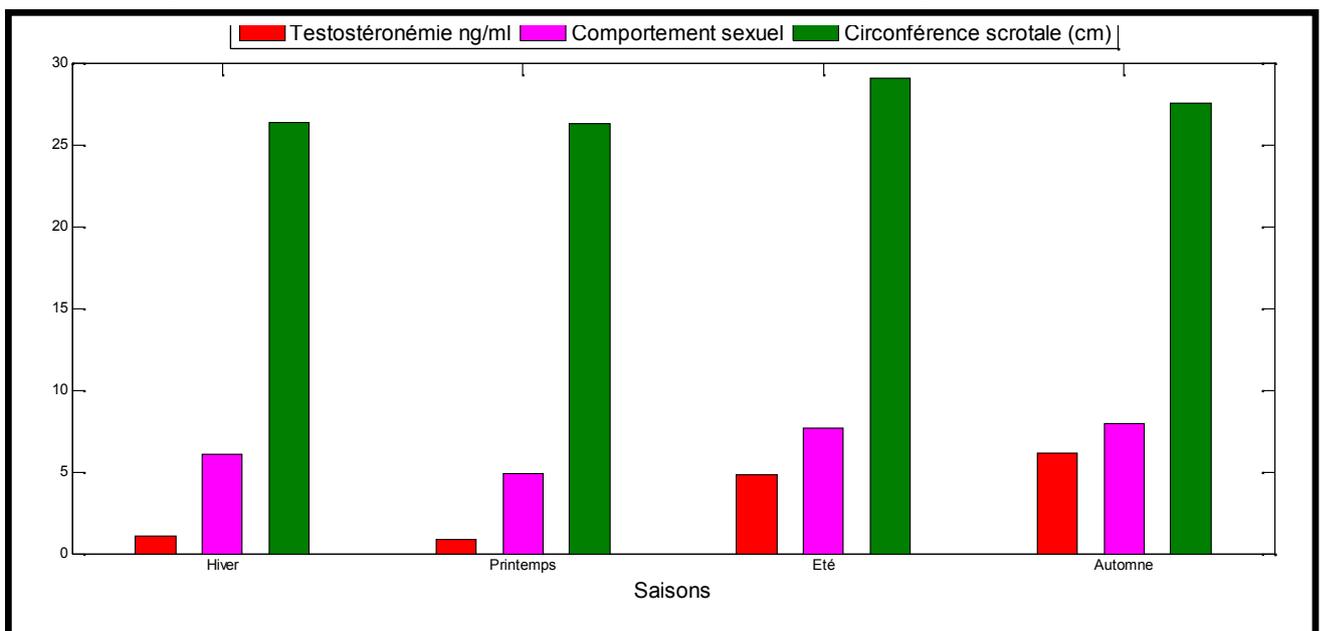


(b)

Graph 4.17: Comparaison des variations saisonnières de la testostéronémie.

2-4 Comparaison des variations saisonnières entre la circonférence scrotale, le comportement sexuel et la testostéronémie :

Il est à remarquer que les moyennes saisonnières de la circonférence scrotale, du comportement sexuel et celles de la testostéronémie évoluent d'une façon similaire au cours de l'année. Ces trois paramètres prennent des valeurs élevées au cours de l'été et de l'automne, tandis que leurs valeurs minimales s'enregistrent pendant l'hiver et en particulier le printemps (graphe 4.18).



Graph 4.18: Comparaison des moyennes saisonnières de la testostéronémie, la circonférence scrotale et la testostéronémie.

La partie B

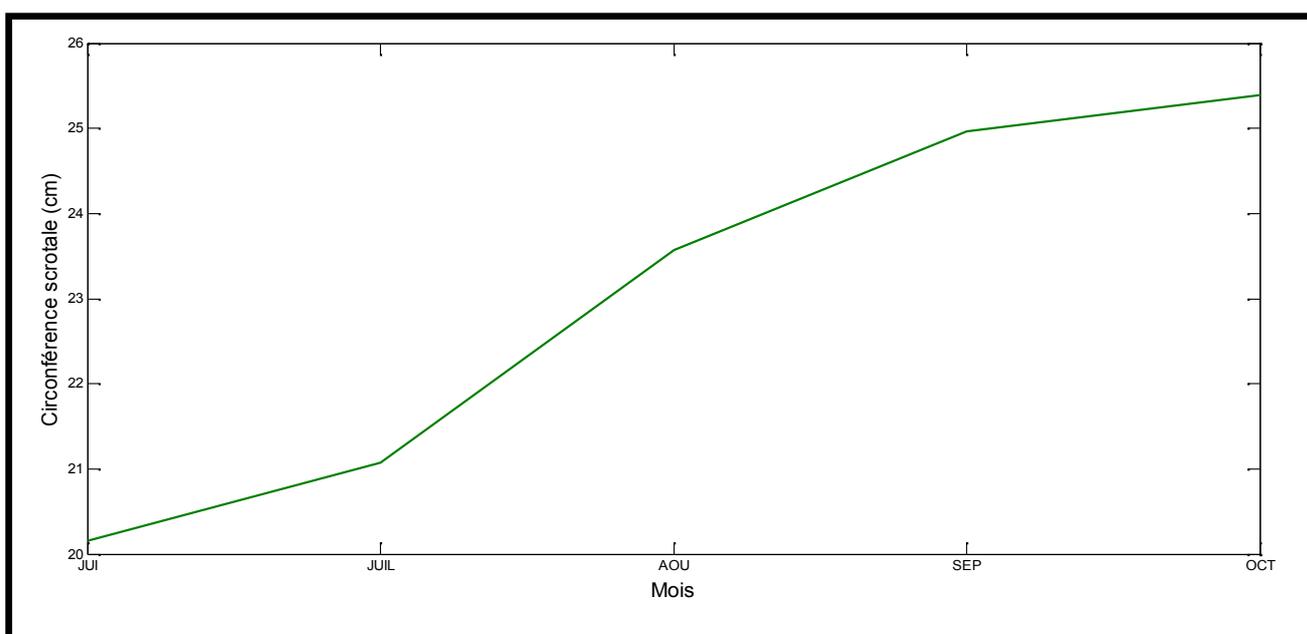
Cette partie est consacrée pour les chevreaux de la même race (Arbia) en déterminant certaines caractéristiques de reproduction au moment de l'acquisition de la puberté, en l'occurrence la circonférence scrotale, le poids corporel, la testostéronémie et la relation existant entre eux. En outre, une récolte de la semence a été effectuée afin de l'examiner.

1- Evolution de la circonférence scrotale:

La circonférence scrotale des chevreaux augmente d'une manière progressive dès le début de l'étude avec une moyenne mensuelle en Juin et Juillet de $20.16 \pm 2.80\text{cm}$ et $21.07 \pm 1.97\text{cm}$, respectivement. Puis, cette dernière montre une augmentation sensible à partir du mois d'Août ($23.57 \pm 1.58\text{cm}$) (tableau 4.9, figure 4.19).

Tableau 4.9 : Les moyennes mensuelles de la circonférence scrotale.

Mois	Juin	Juillet	Août	Septembre	Octobre
C Sc (cm)	20.16	21.07	23.57	24.97	25.38
Ecart type	2.80	1.97	1.58	1.00	0.98



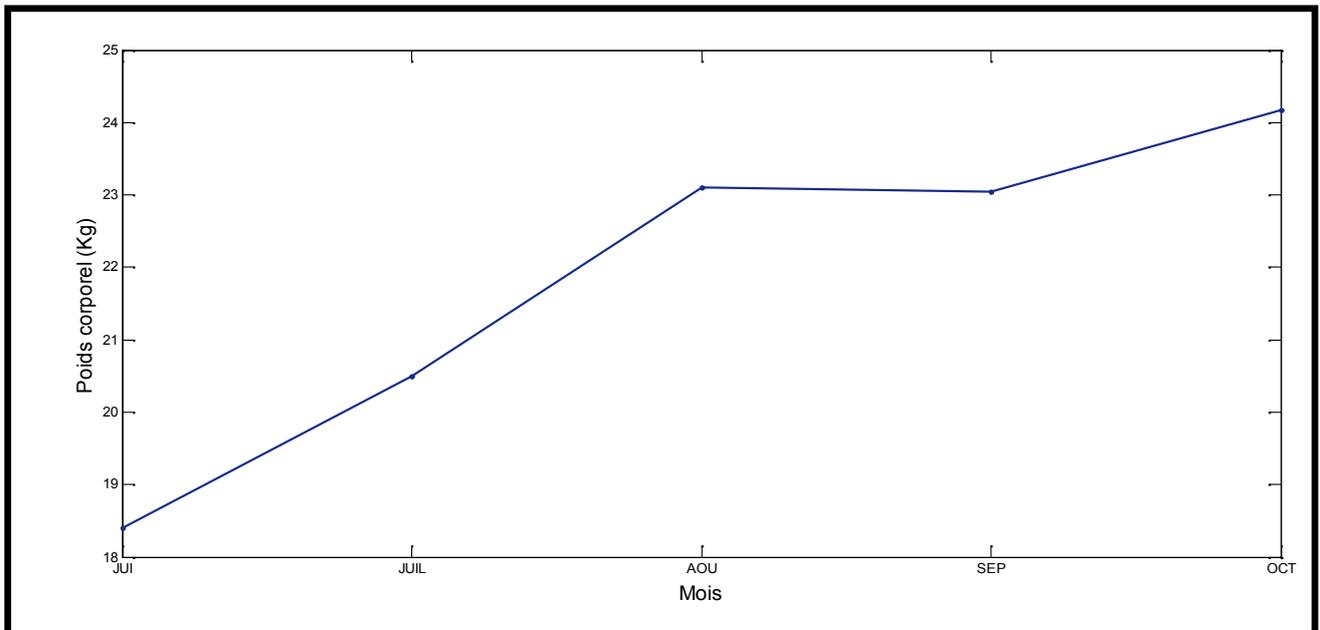
Graph 4.19: Evolution mensuelle de la circonférence scrotale.

2- Evolution du poids corporel:

Le poids corporel des chevreaux évolue d'une manière progressive dès le début de l'étude en Juin et Juillet, avec une moyenne mensuelle de $18.4 \pm 1.57\text{kg}$ et $20.5 \pm 1.73\text{kg}$, respectivement, puis une augmentation sensible à partir du mois d'Août ($23.1 \pm 2.38\text{kg}$) (tableau 4.10, figure 4.20).

Tableau 4.10 : Les moyennes mensuelles du poids corporel.

Mois	Juin	Juillet	Août	Septembre	Octobre
Poids corporel (kg)	18.4	20.5	23.1	23.05	24.16
Ecart type	1.57	1.73	2.38	2.95	2.34



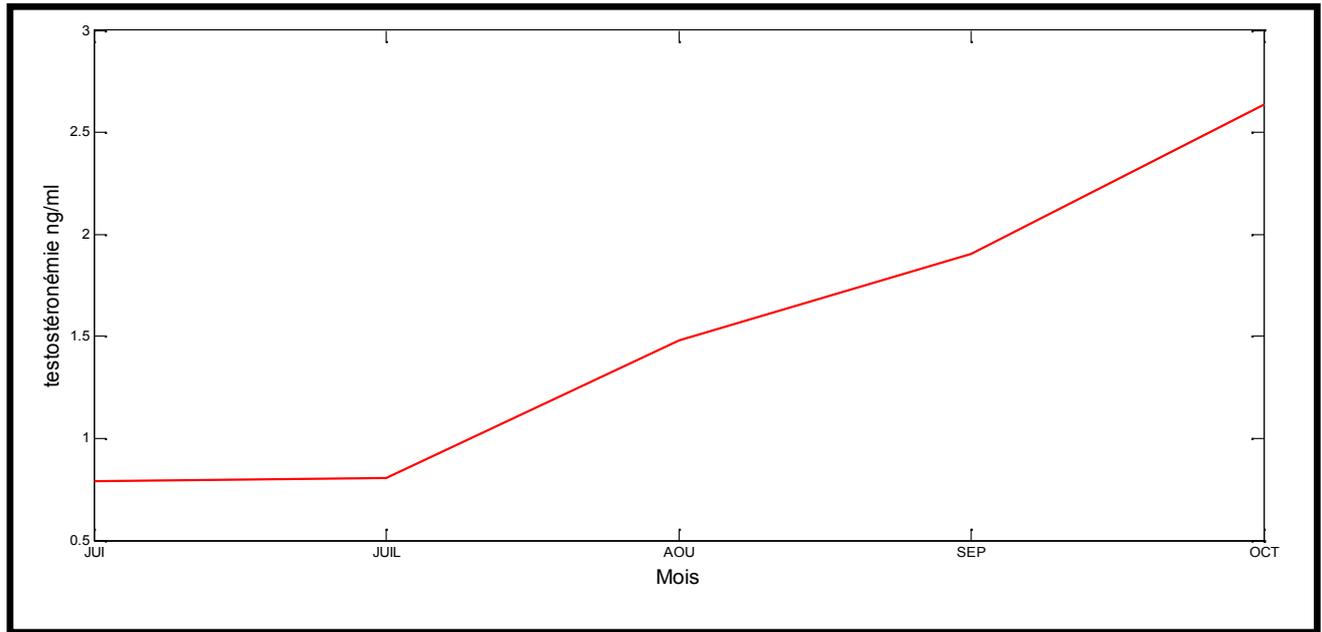
Graphe 4.20: Evolution mensuelle du poids corporel.

3- Evolution de la testostéronémie :

La moyenne mensuelle de la testostéronémie des chevreaux augmente d'une manière progressive dès le début de l'étude en Mai et Juin ($0.27 \pm 0.41\text{ng/ml}$; $0.79 \pm 1.13\text{ng/ml}$; $0.80 \pm 1.45\text{ng/ml}$, respectivement) puis une augmentation sensible à partir du mois d'Août ($1.48 \pm 1.64 \text{ng/ml}$) (tableau 4.11, figure 4.21).

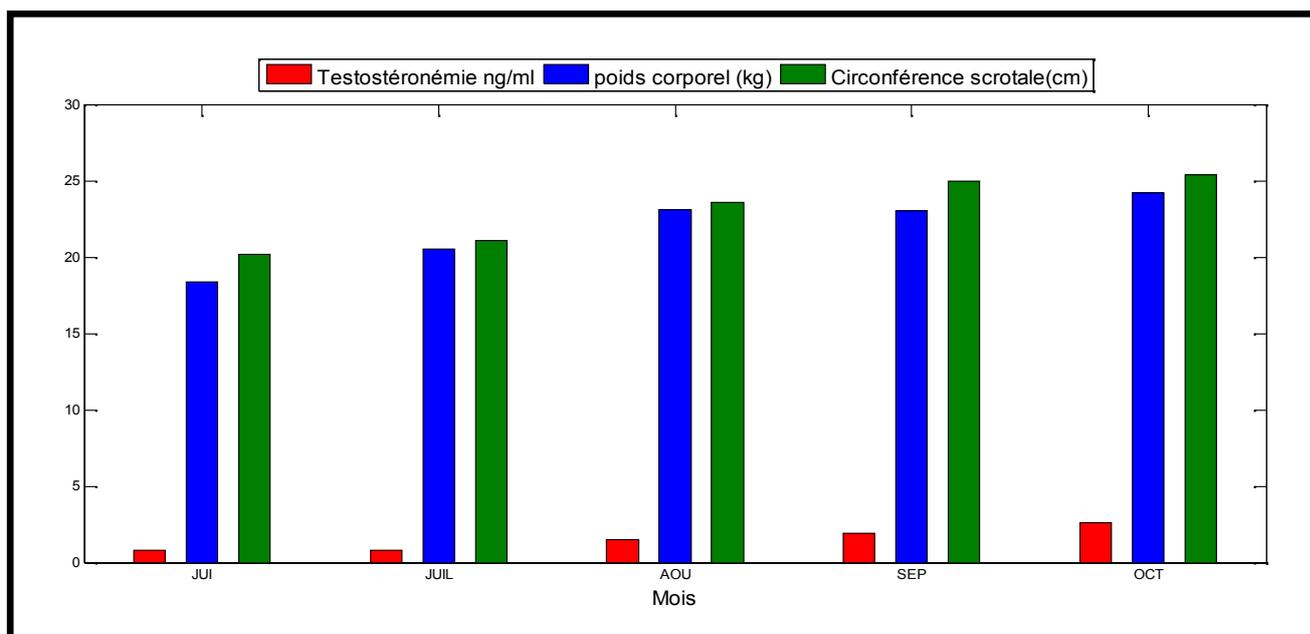
Tableau 4.11 : Les moyennes mensuelles de la testostéronémie.

Mois	Juin	Juillet	Août	Septembre	Octobre
Testostéronémie (ng/ml)	0,79	0,80	1,48	1,90	2,63
Ecart type	1.13	1.45	1.64	2.08	3.34

**Graphique 4.21**: Evolution mensuelle de la testostéronémie.

4- Comparaison entre l'évolution de la testostéronémie, de la circonférence scrotale et du poids corporel:

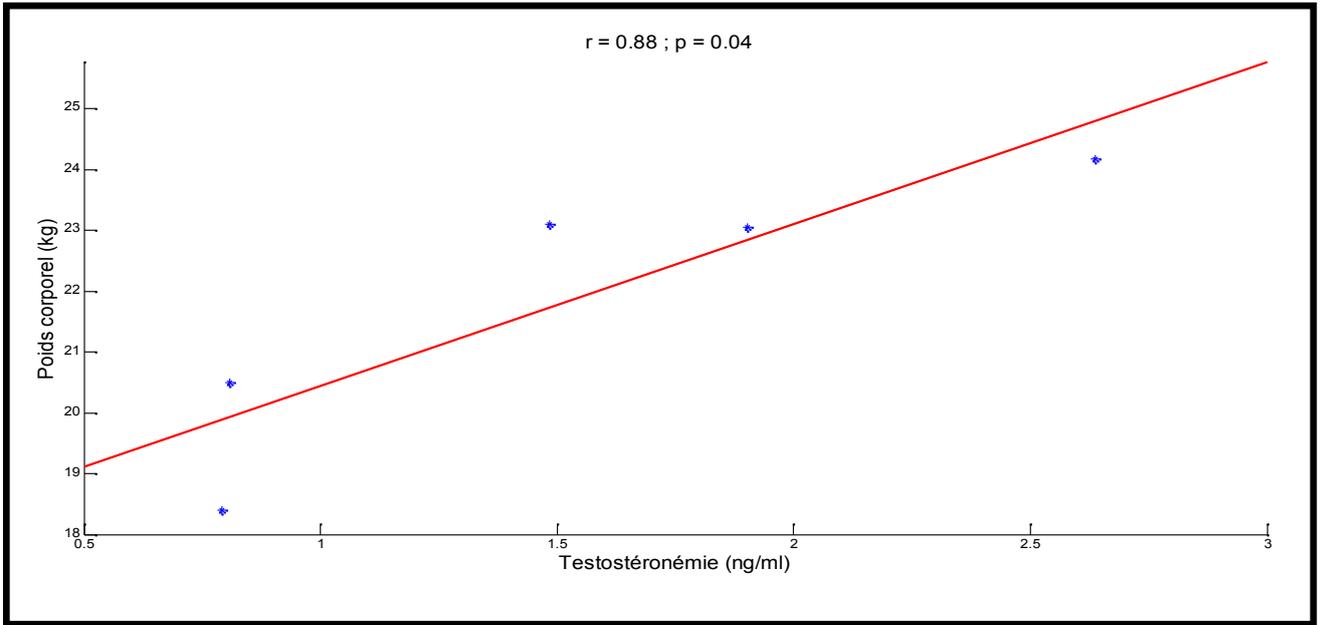
Chez les chevreaux, les trois paramètres étudiés évoluent d'une manière semblable au cours de la période d'étude (graphe 4.22). Cependant, l'analyse statistique des données relatifs à ceux-ci montre qu'il existe une corrélation positive entre la testostéronémie, la circonférence scrotale et le poids corporel (tableau 4.12) (graphe 4.23).



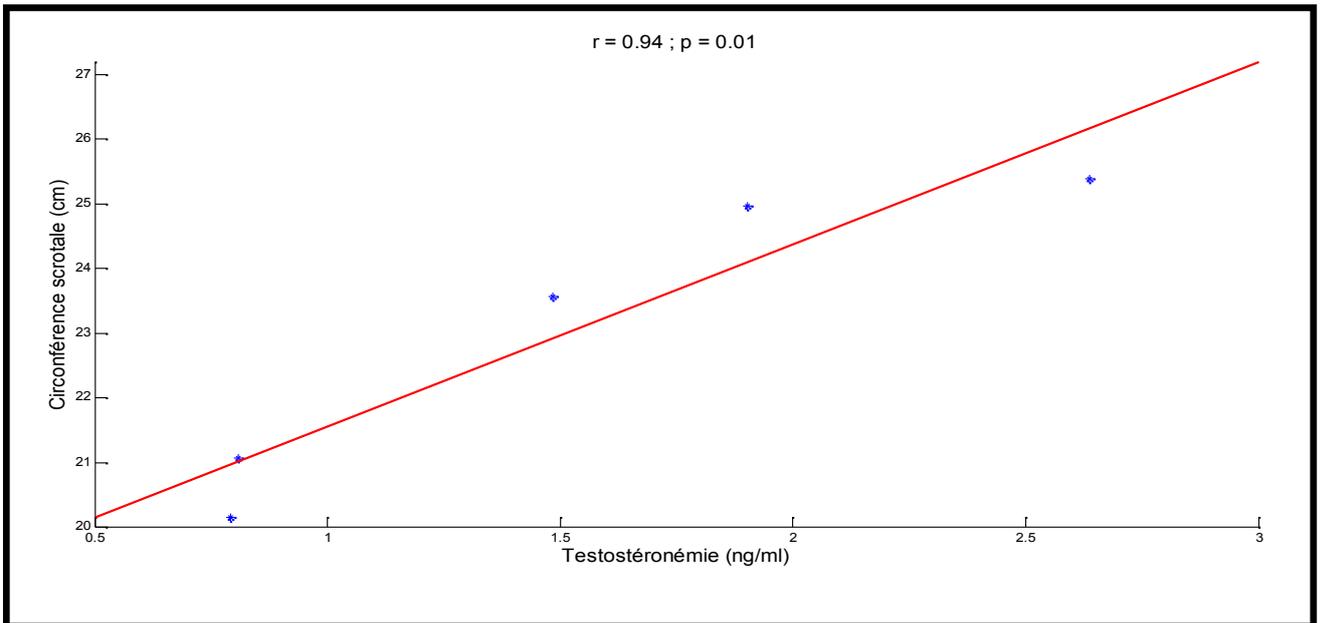
Graphe 4.22: Evolution mensuelle de la testostéronémie, de la circonférence scrotale et du poids corporel.

Tableau 4.12 : corrélation entre la testostéronémie de la circonférence scrotale et du poids corporel.

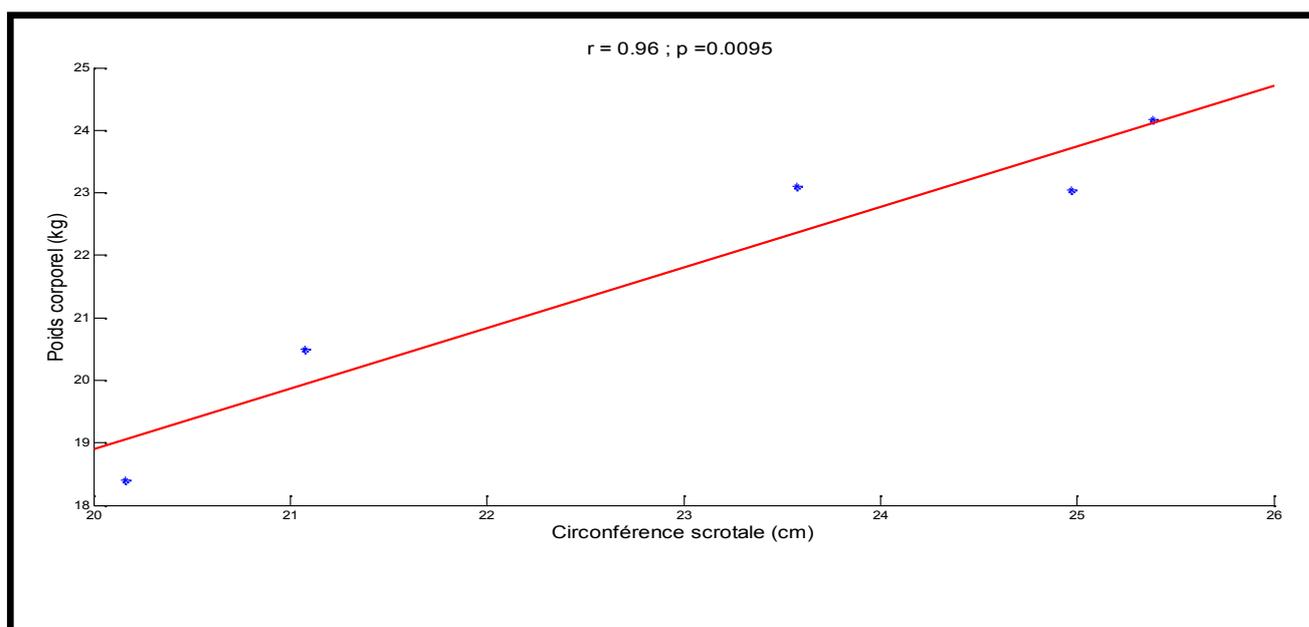
	T	C Sc	Poids (Pds)
T	1.0000 1.0000		
C Sc	0.8824 0.0475	1.0000 1.0000	
Poids	0.9417 0.0168	0.9598 0.0096	1.0000 1.0000



(a)



(b)



(c)

Graph 4.23 : La courbe de régression entre la circonférence scrotale, le poids corporel et la testostéronémie.

5- Age à la puberté :

Dans notre étude les premières éjaculations des chevreaux ont été observées à un âge variant de 215j à 242j, avec une moyenne d'âge de 228 à la puberté (tableau 4.13).

Tableau 4.13 : l'âge en jours des chevreaux à la puberté.

Chevreaux	Date de naissance	L'âge en jours au début de l'expérimentation 27/06/2012	L'âge en jours à la puberté 25/9/2012
C1	26/01/2012	152	242
C2	10/02/2012	138	228
C3	03/02/2012	145	235
C4	17/02/2012	131	221
C5	23/02/2012	125	215

A partir des résultats qui précèdent on peut relever que la puberté des chevreaux de race Arbia s'exprime à (tableau 4.14):

- un poids corporel moyen de 23.1kg ce qui représente 46.2% de l'âge adulte de la même race,

- un âge moyen de 228j,
- une circonférence scrotale moyenne de 25.42cm,
- une testostéronémie moyenne de 1.90ng/ml.

Tableau 4.14 : tableau récapitulatif des caractéristiques d'acquisition de la puberté chez les chevreaux de race Arbia

Chevreaux	Date de naissance	L'âge de puberté (jrs) (détermination comportementale)	Poids à la puberté (kg)	Circonférence scrotale à la puberté (cm)	Testostéronémie des chevreaux à la puberté (ng/ml)
C1	26/01/2012	242	25,5	25,6	2,83375
C2	10/02/2012	228	24	24	2,5515
C3	03/02/2012	235	26	25,3	1,627
C4	17/02/2012	221	17	25,4	0,5555
C5	23/02/2012	215	23	26,8	1,94125
Moyenne		228	23.1	25.42	1.90

6- Caractéristiques de la semence récoltée :

Les examens de la semence récoltée ont permis de citer les caractéristiques de l'éjaculat d'un chevreau à la puberté (tableau 4.15):

- un éjaculat de consistance aqueux et de couleur claire,
- un volume moyen de 0.95ml,
- un pH de 5,
- une concentration moyenne en spermatozoïdes de $1,006 \times 10^9$ spz/ml,
- un taux de mobilité de 53%.

Tableau 4.15: Caractéristique de la semence récoltée.

Chevreaux	Volume (ml)	pH	Concentration (x10⁹ spz/ml)	Mobilité (%)
C 1	1.3	5	0.2	52
C 3	0.45	5	1.14	45
C 5	1.1	5	1.68	62
Moyenne	0.95	5	1.006	53

Discussion

DISCUSSION

1- La circonférence scrotale :

Les résultats de notre étude montrent une augmentation de la circonférence scrotale pendant les saisons d'été et de l'automne, puis s'en suit une diminution en hiver et particulièrement durant le printemps.

La mesure de cette circonférence constitue la méthode indirecte la plus simple et la plus efficace pour estimer le volume testiculaire d'une part, et elle constitue un bon indicateur du potentiel reproducteur à l'âge adulte d'autre part. Elle est corrélée au poids des testicules qui est, également, lié à la production journalière de sperme et à sa qualité. [139]

En 2010, Hammoudi et al. [157] démontrent que pour les boucs de cette même race étudiée, la circonférence du scrotum suit des variations saisonnières au cours de l'année. Elle atteint des valeurs maximales en automne, alors qu'elle diminue, progressivement, pendant l'hiver pour atteindre les valeurs minimales au printemps. Cependant, ces dernières recommencent à augmenter en été.

Dans le sud-ouest de l'Algérie, l'activité testiculaire des boucs de race Bedouine montre des variations saisonnières claires avec un maximum en été et en automne (Juillet-Août-Septembre) et un minimum en hiver et au printemps (Décembre-Avril) [158].

C'est en saison sexuelle que la production de spermatozoïdes de qualité est optimale [32]. Pendant ce temps, le poids testiculaire, qui est le marqueur de l'activité sexuelle, est étroitement corrélé à l'activité spermatogénétique et à la synthèse de la testostérone. Ce poids testiculaire subit des variations simultanées à celles des femelles : une élévation arrivant à un maximum (de septembre à

décembre) lors de l'œstrus des femelles, puis une diminution importante (de janvier à avril.), le reste de l'année. Toutefois, contrairement aux femelles, l'activité sexuelle n'est pas nulle mais seulement fortement diminuée [1].

Chez la race Damascus (race jordanienne), Ahmed et al. (2003) [159] rapportent que la circonférence scrotale commence à augmenter pendant le printemps et l'été, pour atteindre sa valeur maximale le mois d'août. En général, les valeurs les plus élevées de la circonférence scrotale ont été enregistrées en été et en automne, ce qui correspond aux résultats recensés dans notre étude.

Ahmad et Noakes (1995) [155], ont trouvé chez les boucs anglais (British bucks), des valeurs élevées de la circonférence scrotale durant les saisons de l'été et de l'automne.

Selon Walkdean Brown et al. (1994) [130], la reprise saisonnière de l'activité sexuelle s'effectue, chez les boucs australiens de la race cachemire, en fin d'été et à l'automne s'accompagnant d'une augmentation de poids vif, de la circonférence scrotale, de l'intensité de l'odeur sexuelle, de la concentration plasmatique de la testostérone et d'une diminution de la quantité de la nourriture ingérée.

Chez des mâles de la même race, maintenus en bâtiments et recevant une alimentation constante, il existe également des variations saisonnières du poids testiculaire et de la production spermatique. [129]

Ces résultats corroborent avec les nôtres, en ce qui concerne les variations mensuelles de la circonférence scrotale, car cette dernière est fortement liée au poids testiculaire.

Chez le bouc de la race créole de Mexique, Le nombre minimal des spermatozoïdes par éjaculation survient entre février et avril ($1,4 \times 10^9$ spz/éjaculation), tandis que le nombre maximal s'observe entre mai et septembre ($2,8 \times 10^9$ spz/éjaculation). La motilité spermatique linéaire est basse entre janvier et avril (environ 3,02) et s'élève entre mai et novembre (environ

3,55). Le pourcentage des spermatozoïdes vivants diminue entre janvier et avril (68% en avril) puis il augmente aux alentours de 80% entre mai et novembre [160].

Ces résultats mènent à conclure que les boucs de la race créole au nord du Mexique, constamment nourris, manifestent une saisonnalité dans leur activité de reproduction. L'activité sexuelle intense survient entre mai et décembre.

Dans l'espèce caprine, la division du scrotum en deux poches distinctes qui conduit à une meilleure thermorégulation des testicules, est décrite dans plusieurs races tropicales qui sont mieux adaptés au climat chaud [36]. Par contre, dans l'espèce ovine de la race locale, les béliers sont plus sensibles au stress thermique "stérilité d'été du bélier" [161]. De ce fait, la température élevée n'affecte pas la fonction de reproduction des boucs de la race locale.

Walkdean-Brown et al. (1994) [162] rapportent des résultats différents de ceux qui ont été cités. En effet, chez le mâle créole de la Guadeloupe, le diamètre testiculaire ne varie pas au cours de l'année.

Les caprins des zones tempérées manifestent d'importantes variations saisonnières de leur activité sexuelle. Dans les deux sexes, il existe une période d'activité sexuelle minimale qui s'étend, en général, de février à septembre. Chez les boucs de la race alpine et saanen, le poids testiculaire qui est étroitement corrélé à l'activité spermatogénétique du testicule subit des variations saisonnières avec des valeurs basse de janvier à avril et haute de septembre à décembre [1]. Une forte baisse de la motilité individuelle et de la fécondance des spermatozoïdes est également observée entre avril et août [37], [163].

Selon Corteel (1977) [37], le volume des éjaculats des boucs de race alpine et poitévine est élevé en automne et en hiver c'est-à-dire pendant la saison sexuelle. Il atteint un minimum au printemps et en été, c'est-à-dire pendant la période du repos sexuel.

La quantité de spermatozoïdes est elle-même affectée par la saison ; ainsi, le taux des spermatozoïdes mobiles est élevé pendant la saison sexuelle et plus bas en dehors de cette dernière [163]. Ces variations sont sous la dépendance des changements journaliers de la durée d'éclairement (photopériode). Les jours courts sont stimulateurs de l'activité sexuelle, et les jours longs sont inhibiteurs.

2- Le comportement sexuel :

Comme la circonférence scrotale, le comportement sexuel montre des variations saisonnières. Ces dernières suivent une évolution similaire à celle de la circonférence scrotale. Le comportement sexuel commence à s'accroître au début de l'été et il atteint son maximum durant cette même période.

Chez le bouc, le niveau de l'activité sexuelle fluctue au cours de l'année en liaison avec le taux de la testostérone.

Selon Delgadillo et al. (1999) [160], les boucs de la race créole vivant au Mexique (région subtropicale), manifestent une diminution de leur activité sexuelle de janvier à avril et la saison sexuelle débute en mai et se terminant en fin d'année avec un pic d'activité en juillet et août, ce qui correspond fortement aux variations enregistrées sous nos latitudes.

La latence à l'éjaculation, un des index du comportement sexuel, s'élève pendant les premiers mois de l'année et diminue après le mois de mai.

Ces mêmes auteurs concluent, qu'indépendamment des variations des ressources alimentaires, la saison a une grande influence sur la physiologie de la reproduction de ces animaux.

Ainsi, chez les boucs étudiés, l'élévation du comportement sexuel, précédée par l'augmentation de la circonférence scrotale, s'explique par l'élévation du taux de la testostérone se produisant quelques semaines auparavant. Cette dernière est à l'origine de la prolifération des cellules de Leydig, des cellules de Sertoli et des cellules germinales d'où l'augmentation du diamètre des tubes séminifères et de l'activité spermatogénétique.

Aussi nous avons observé des changements dans la couleur et la viscosité de l'éjaculat devenant de plus en plus jaune luisant et crémeux à partir du mois de Juin. La couleur et la viscosité sont corrélées à la concentration en spermatozoïdes, en effet l'éjaculat est d'autant plus visqueux que le nombre de spermatozoïdes est élevé [164].

Les races des latitudes moyennes et élevées sont soumises naturellement à des variations photopériodiques de grande amplitude. Au contraire, les races originaires des faibles latitudes ne manifestent pas, ou presque pas, de saisonnalité et semblent présenter une sensibilité réduite à la photopériode.

La durée de la saison sexuelle diminue en s'éloignant de l'équateur. Ainsi, en zone équatoriale, les caprins se reproduisent toute l'année. Par exemple, la chèvre Créole de Guadeloupe, race tropicale, ne marque pas de repos sexuel à l'exception d'une petite diminution pendant les mois de juin et juillet [36]. Au contraire, la plupart des autres races expriment sous des latitudes tempérées ou subtropicales une activité sexuelle saisonnière marquée [165].

Nous avons noté un grand nombre de différences entre les boucs de notre région (région subtropicale) et ceux des zones tempérées en termes de temps du changement. En effet, sous les conditions tempérées, l'activité sexuelle intense est observée d'octobre à avril. De même, chez les boucs alpins, les hauts niveaux de la testostérone se produisent durant l'automne et l'hiver [163]. De ce fait, la saison sexuelle en zones subtropicales débute environ 04 mois avant celle des zones tempérées et la période d'activité est plus longue (08 vs 05 mois), ce qui s'accorde avec les résultats que nous avons obtenus sur nos boucs dans notre région.

Cela peut s'expliquer par les variations photopériodiques naturelles des régions tempérées qui varient de 8h d'éclairement quotidien au solstice d'hiver à 16h au solstice d'été [166], Comparativement à notre région, la photopériode journalière varie de 9h 34min dans le solstice de l'hiver, à 14h 23min dans le solstice de l'été, ce qui fait une différence de 4h 49min [59].

En d'autres termes, Rouger (1974) [54] a constaté chez les boucs alpins que les éléments de la séquence du comportement sexuel (flairage, monte, saillie) suivent des variations saisonnières très importantes. La fréquence des saillies est maximale d'octobre à janvier et minimale (quasiment nulle) le reste de l'année.

Selon Fabre-Nys (2000) [167], les fluctuations des niveaux du comportement sexuel sont en liaison avec les variations des taux de testostérone.

En zones tempérées, les boucs expriment un comportement sexuel de manière saisonnière pendant l'automne et l'hiver.

L'augmentation des taux de la testostérone de 2 à 20ng/ml est suivie 06 semaines après, par l'apparition du comportement sexuel [54], [155]. D'ailleurs, nous avons remarqué, dans notre étude, que le pic du comportement sexuel survient environ 4 semaines après celui de la circonférence scrotale. Les deux paramètres restent élevés en automne puis la diminution du taux de la testostérone est suivie, plusieurs semaines après, par celle du comportement sexuel.

Ortavant, 1977 [60] ; Laubser, 1982 [61] ; Branca et Cappai, 1989 [62] ont tous rapporté que, chez les boucs des races saisonnées, le comportement sexuel, le volume testiculaire de même que la production des spermatozoïdes sont influencés par les changements photopériodiques.

Il en est de même pour les caractères sexuels secondaires étant donné qu'ils sont gouvernés par la testostérone: en agissant sur les glandes sébacées de la peau, de la tête et du cou, cette hormone provoque une augmentation de l'odeur des boucs pendant la saison sexuelle [107].

3- La testostéronémie:

La présente étude a démontré que les boucs de race Arbia maintenus sous une photopériode naturelle manifestent des variations saisonnières marquées de la sécrétion de la testostérone. Ces dernières ont été enregistrées malgré un

régime alimentaire constant. Les résultats indiquent que la saison influence fortement la sécrétion de la testostérone chez les boucs de race Arbia.

Selon Delgadillo et al. (1999) [160], les valeurs minimales du poids testiculaire (90g) et la concentration plasmatique de la testostérone (0.1ng/ml) ont été observées en janvier et février respectivement, tandis que les pics étaient observés en juillet et août (145g et 10ng/ml respectivement). Ainsi, la latence à l'éjaculation est basse (96 sec) entre mai et novembre et touchant le pic en avril (183 sec)

Chez les races saisonnières, les variations de l'activité gonadotrope sont responsables des variations saisonnières marquées de l'activité sexuelle avec alternance de période d'activité et d'inactivité sexuelles. Cet effet est dû aux variations photopériodiques qui affectent le système nerveux central par l'intermédiaire de la modification de la durée de la sécrétion nocturne de mélatonine [6]. L'augmentation de la rétroaction négative de l'œstradiol sur l'axe hypothalamo-hypophysaire est responsable de la faible activité gonadotrope, pendant la saison d'anœstrus.

La fréquence et l'amplitude des pics de LH et de la concentration de testostérone évoluent avec le temps. Le poids des testicules, le comportement sexuel et la qualité du sperme évoluent en même temps que les modifications hormonales.

L'augmentation de l'activité pulsatile de LH (amplitude en Juin – Juillet ; fréquence en Septembre) permet l'augmentation de la taille testiculaire (Juillet-Août), puis la libération de la testostérone (Septembre) qui stimulent le comportement sexuel (augmentation du nombre d'accouplement, diminution de la latence à l'éjaculation) et la qualité du sperme (Octobre) [168].

Dans notre étude, les valeurs saisonnières de la testostérone plasmatiques sont similaires à celle rapportées par Todinni et al (2007) [169] qui ont constaté que les moyennes de la testostéronémie des boucs appartenant à quatre races méditerranéennes (Ionica, Garganica, Maltese and Red Syrian) sont influencées

par la saison des prélèvements qui sont élevés pendant l'été et l'automne et faibles pendant l'hiver et le printemps.

Les boucs du nord marocain montrent une saisonnalité de leur reproduction liés à la photopériode. Les mensurations testiculaires, les caractéristiques du sperme et les niveaux plasmatiques de testostérone étaient bas pendant l'hiver, et augmentaient au cours du printemps et de l'été [170].

En Egypte, chez les boucs de Zaraibi, Barkawi et al, (2006) [171], concluent que cette race a une activité sexuelle saisonnière nette. Dans cette race, la libido, les caractéristiques séminales et de la concentration plasmatique de la testostérone étaient plus élevés en été et plus bas au printemps.

Dans cette même race, la structure histologique du testicule montre une nette différence entre les saisons. Les gonades sont plus actives en été et en automne par rapport au printemps et en hiver. Dans les tubes séminifères, le nombre de couches spermatiques, comme un meilleur indicateur de l'activité des testicules, a été élevé en automne et faible au printemps [172].

Chez les boucs Vérata et Malguena, la concentration plasmatique de la testostérone était plus élevée au cours de l'automne et en été quand la photopériode est en baisse, et plus faible en hiver et au printemps quand la photopériode est en augmentation [173].

Hüseyin et al, 2011 [174], montre qu'en Turquie les boucs blancs présentent des changements saisonniers dans les niveaux plasmatiques de la testostérone. Les valeurs les plus élevées ont été enregistrées en automne et les plus faibles au printemps.

Zarazaga et al 2009 [175], en étudiant les effets de la saison et des régime d'alimentation sur l'activité de reproduction et la qualité du sperme des bouc Payoya, concluent que cette race manifeste une saisonnalité considérable de la reproduction avec une activité sexuelle intense entre Août (milieu de l'été) et Novembre (mi-fin de l'automne).

Pour les races locales subtropical du Mexique, la testostérone plasmatique atteint des niveaux maximaux en été mais l'augmentation commence avant ou autour du solstice d'été [160] [176] [177].

Au nord mexicain, région subtropicale, le bouc Créole exhibe des variations saisonnières marquées dans la sécrétion de la testostérone. Cependant, les faibles concentrations ont été observées de Novembre à la mi-Juin. Puis, la concentration plasmatique de la testostérone augmente et demeure élevée de Juillet à Octobre [178].

Chez les boucs méditerranéens, la période où la concentration de la testostérone est élevée commence deux mois plus tôt que dans les races adaptées à des latitudes élevées [169]. Ces différences sont, probablement, dues à des changements de l'amplitude photopériodique entre les zones subtropicales et tempérées. En effet, pour les boucs alpins, à 46 ° N, la testostéronémie commence à augmenter vers la fin d'août – septembre [163]. En comparant le début de l'apparition de la saison de reproduction entre les boucs Créoles au Mexique subtropical et les boucs alpins à des latitudes plus élevées, il a été suggéré un temps de latence plus court entre la perception du signal photopériodique et l'expression des réactions physiologiques [177].

Chez les boucs Alpains, le niveau basal de LH (0,3 ng / ml de plasma), la fréquence des pulses (environ 1 à 8 heures), leur amplitude (moins de 0,2 ng / ml) et par conséquent les concentrations moyennes de LH (0,4 ng / ml de plasma) sont faibles de Janvier à Mai. L'amplitude des pulses augmente régulièrement en Juin et Juillet pour atteindre 1,0 ng / ml en Août puis, leur fréquence augmente brusquement en Septembre (3,5 légumineuses à 8 heures). Cependant, l'amplitude des pulses diminue en raison de la relation inverse entre la fréquence et l'amplitude et probablement due, aussi, à l'influence de la testostérone sécrétée en grande quantité (4ng/ml en Août, en Septembre 13ng/ml). Après, les niveaux élevés de LH et de la testostérone en Août et Septembre, une diminution progressive est remarquée dès Janvier, puis le cycle annuel recommence [179] [163].

Des observations similaires ont été rapportées pour les boucs Cachemire australiens avec un retard de 6 mois dans l'hémisphère sud [107].

Des changements significatifs de la sécrétion de la testostérone ont été aussi constatés avec des valeurs basses se produisant entre janvier et avril et des valeurs hautes entre mai et décembre chez la race créole du Mexique [160]. En effet, le nombre de spermatozoïdes est minimal de février à avril, et il augmente à partir de mai.

Des changements significatifs de la sécrétion de la testostérone ont été aussi constatés avec des valeurs basses se produisant entre janvier et avril et des valeurs hautes entre mai et décembre chez la race créole du Mexique [160]. En effet, le nombre de spermatozoïdes est minimal de février à avril, et il augmente à partir de mai.

L'étude de la circonférence scrotale et du comportement sexuel, a permis de constater que ceux-ci suivent les mêmes modifications que les sécrétions de la testostérone et évoluent parallèlement aux variations saisonnières, confirmant que c'est bien l'activité neuroendocrinienne qui commande les variations saisonnières d'activité sexuelle chez le bouc [6].

4- La puberté:

4-1 L'âge et le poids des chevreaux :

Chez les chevreaux de race Arbia nés entre janvier et février, la puberté apparaît à un âge moyen de 228 jours (7 à 8 mois). A cette période, la circonférence scrotale, facteur de prédiction de l'activité sexuelle, est de 25.42 cm, le poids corporel est de 23.1kg, ce qui correspond à un taux de 46,2% du poids du bouc adulte de la même race. Enfin, la testostéronémie des ces chevreaux à la puberté est de 1,90 ng/ml.

Chez les caprins de race Arbia, la puberté semble être influencée par la saison de naissance. C'est-à-dire plus la saison de naissance est proche de la saison sexuelle de l'espèce, plus la puberté est précoce.

La puberté intervient alors que la croissance n'est pas totalement achevée : la copulation et l'éjaculation de spermatozoïdes viables se produisent à l'âge de 4 à 6 mois, période pendant laquelle, le poids du jeune bouc représente 40 à 60% du poids vif de l'adulte [19].

La puberté est associée à une augmentation de la sécrétion de testostérone, à la spermatogénèse et au comportement sexuel. Cette puberté coïncide avec la phase de développement corporel pendant laquelle les gonades sécrètent des hormones en quantité suffisante pour entraîner une accélération de la croissance des organes génitaux et l'apparition des caractères sexuels secondaires. Les modifications hormonales associées à la puberté engendrent des modifications comportementales qui seront de plus en plus remarquables avec le temps [28].

Quand les facteurs nutritionnels ne sont pas en cause, la durée d'éclaircissement reste le facteur de l'environnement le plus important pour rendre compte des modulations saisonnières des conditions d'apparition de la puberté et que le rôle de la température se manifeste quand la durée d'éclaircissement est défavorable.

L'activité sexuelle du bouc est influencée par la longueur du jour. Le pic d'activité sexuelle coïncide avec l'augmentation de la testostérone plasmatique se produisant au cours de l'automne [168].

De très nombreux mammifères ont une saison d'activité sexuelle bien définie. Les jeunes atteignent la puberté uniquement pendant la saison sexuelle de l'espèce. Chez les caprins, des chevreaux nés en Avril-Mai expriment leur puberté dès que physiologiquement c'est possible, à l'âge de 5-6 mois, en Octobre-Novembre, qui est la période normale de reproduction ; ceux nés en Juin-Juillet ne pourront l'exprimer qu'à l'automne de l'année suivante [180].

Si la saison sexuelle est courte, les naissances se produiront toutes au même moment et la puberté interviendra pour tous les jeunes au même âge, au cours de la saison sexuelle qui suit leur naissance dans la plupart des cas, si leur

croissance a été normale. Par contre si la saison sexuelle est longue, les naissances se répartissent sur plusieurs mois. Dans ce cas, selon leur mois de naissance, les jeunes présenteront les premiers signes de la puberté à des âges différents même si leur croissance est normale selon qu'ils atteindront le stade de développement critique au cours de la saison sexuelle ou pendant la période de repos sexuel [181].

Chez les races européennes importées dans les zones tropicales, la puberté commence plus tardivement que chez les animaux locaux. Alors que la puberté apparaît entre 8 et 12 mois dans les zones tempérées, elle n'est observée qu'entre 12 et 20 mois chez les animaux des races tempérées élevés sous les tropiques. Ce retard est, essentiellement, la conséquence d'une faible croissance des animaux de ces races dans les zones tropicales [182].

Chez les chevreaux de race Saanen et Alpine, la moyenne d'âge en jours, pour la première récolte de semence, est de 288 ± 41 jours et 284 ± 34 jours, respectivement [183].

Dans le nord du Mexique, la première ovulation des femelles nées en janvier est détectée à 8,5 mois pour un poids vif de 25-30 kg et la première saillie des mâles nés à la même période est observée à 4,3 mois pour un poids vif de 20 kg [184].

Dans certains cas, la puberté a lieu plus tardivement, mais ceci est le résultat d'une mauvaise conduite des troupeaux. Bien que la reproduction des femelles adultes ne soit pas saisonnière, l'âge à la puberté des femelles Créoles de Guadeloupe est influencé par leur saison de naissance, même dans des conditions alimentaires satisfaisantes. L'âge moyen au premier œstrus est de 172 jours, il varie de 128 jours pour les femelles nées en août à 204 jours pour celles nées en décembre [183].

4-2 Caractéristiques spermatique :

Dans notre étude, le volume de la semence à la première récolte a oscillé entre 0.45 et 1.3ml avec un pH = 5 et un aspect clair aqueux. La concentration

moyenne et la mobilité individuelle étaient de $1,006 \times 10^9$ spz/ml et de 53%, respectivement.

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 saillies ou de récolte et la méthode de récolte [162].

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 [185] [186].

Le volume de la semence varie entre 0,1 à 1,5 ml avec une concentration de 2 à 6 milliards de spermatozoïdes / ml. Ce volume varie au cours de la vie de l'animal en fonction de différents facteurs : saison, âge, rythme de la collecte, etc. [187].

Le bouc a un sperme très concentré mais peu abondant dont le volume est de 1ml et la concentration est de $3,5 \times 10^9$ spz/éjaculat [188] [189].

Chez les mâles de la même population maintenus en bâtiments et recevant une alimentation constante, il existe, également, des variations saisonnières du poids testiculaire et de la production spermatique [129]. Cette saisonnalité est semblable à celle décrite pour les mâles originaires de zones tempérées [163].

Conclusion et recommandations

Conclusion et recommandations

La connaissance des particularités anatomiques et des mécanismes physiologiques qui régissent la reproduction des caprins est primordiale pour comprendre et appliquer plusieurs techniques de gestion de la reproduction d'un troupeau caprin. Il est donc important pour les producteurs et les intervenants de bien comprendre comment l'animal « fonctionne » dans sa globalité avant de penser modifier ou contrôler sa reproduction.

Les résultats obtenus, dans la présente étude, montrent qu'il existe, chez le bouc de race Arbia, une variation saisonnière de son activité sexuelle. Cette dernière est maximale en automne et minimale au printemps. En effet, l'été et l'hiver sont caractérisés par l'existence d'une activité moyenne.

Les variations annuelles de la durée du jour et de l'activité sexuelle des caprins évoluent inversement :

- Après le solstice d'été, l'activité sexuelle se déclenche au moment où la durée d'éclairement quotidien diminue.
- A partir du solstice d'hiver, l'activité sexuelle diminue mais ne s'annule pas au moment où la durée d'éclairement quotidien augmente.

Les trois paramètres étudiés, en l'occurrence, la circonférence scrotale, le comportement sexuel et la testostéronémie varient, d'une manière similaire, en fonction des saisons. La circonférence scrotale et le comportement sexuel suivent les mêmes modifications que les sécrétions de la testostérone. Ceci confirme que c'est

l'activité neuroendocrinienne qui commande les variations saisonnières de l'activité sexuelle.

La circonférence scrotale est fortement corrélée aux paramètres reproductifs (testostérone et comportement sexuel), de ce fait, sa mesure à l'aide d'un ruban métrique, constitue un bon indicateur du potentiel reproducteur à l'âge adulte.

L'induction d'une activité sexuelle en contre-saison par la modification de la photopériode est une alternative intéressante pour les producteurs caprins. Elle donne d'excellents résultats de fertilité pourvu que toutes les étapes du protocole et les principes de base soient scrupuleusement respectés.

L'effet mâle et la maîtrise de l'alimentation peuvent être considérés comme des méthodes pertinentes et efficaces pour induire, dans certaines limites, une période de reproduction à contre-saison ou avancer la période de reproduction.

La saisonnalité de l'activité sexuelle des boucs a pour conséquence la limitation de la période de production de semence de qualité au cours de leur carrière de reproducteur. De ce fait, la maîtrise de la reproduction du mâle pour l'insémination artificielle par une description des techniques de cryoconservation de la semence, des tests d'aptitudes pour la production et la conservation de la semence et des traitements photopériodiques pour accroître l'efficacité de la production de semence s'avère une nécessité primordiale.

Les boucs de race Arbia peuvent être le sujet des programmes nationaux d'améliorations des productions locales afin d'exploiter leurs capacités de se reproduire toute l'année. Ceci est possible par la création des centres d'élevage spécialisés en vue de préserver et de diffuser ce patrimoine de manière rationnelle.

L'âge à la puberté, défini comme étant le moment de l'apparition des premiers spermatozoïdes mobiles dans l'éjaculat collecté par le vagin artificiel, a lieu, chez les chevreaux de race Arbia nés entre janvier et février, à un âge moyen de 228j (7 à

8mois), lorsqu'ils atteignent un taux de 46,2% du poids adulte. A ce moment, ces derniers présentent une circonférence scrotale et une testostéronémie moyennes de 25.42cm et 1.90ng/ml, respectivement. A ce stade physiologique du mâle, ce dernier éjacule une semence regroupant les caractéristiques suivant :

- un volume moyen de 0.95ml,
- un pH de 5,
- une concentration moyenne en spermatozoïdes de $1,006 \times 10^9$ spz/ml,

Toutefois, ces premiers éjaculats sont de quantités très réduites et de qualité médiocre (concentration et mobilité faible et pourcentage élevé des spermatozoïdes morts et anormaux). Par conséquent, il est déconseillé d'utiliser les chevreaux dès la puberté dans les programmes intensifs de reproduction, soit en saillie naturelle ou en insémination artificielle.

La circonférence scrotale est le meilleur indicateur du développement sexuel chez le mâle et même l'indicateur de l'âge à la puberté, justifiant encore une fois, en plus du phénotype, l'intérêt de la sélection des mâles sur la base de la taille testiculaire.

La qualité de la semence récoltée à la puberté à l'aide du vagin artificiel peut être utilisée, en complément du suivi de la croissance testiculaire et corporelle, pour la sélection d'un futur reproducteur.

Enfin, il conviendra de compléter ce travail par un autre visant à identifier les effets du niveau alimentaire, de la photopériode et de la saison de naissance sur l'avènement de la puberté.

D'un point de vue économique, la mise en service des chevreaux à un âge précoce de la puberté par l'utilisation des traitements lumineux s'impose. Elle permet d'améliorer la productivité globale du troupeau par une augmentation du nombre d'agneaux produits par femelle par année.

Références bibliographiques

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. Delgadillo J. A., Le boeuf B., Chemineau P., 1991. "Decrease in the seasonality of sexual behaviour and sperm production in bucks by exposure to short photoperiodic cycles growth cycle". *Theriogenology* 36, 755-70.
2. Gordon I, 1997. "Controlled reproduction in sheep and goats". CAB INTERNATIONAL, 450p.
3. Lassoued N et Rekik M., 2005. "Variations saisonnières de l'oestrus et de l'ovulation chez la chèvre locale Maure en Tunisie". *Revue Élev. Méd. vét. Pays trop.*, 58 (1-2) : 69-73.
4. Buttle H.L.,1974. " seasonal variation of prolactin in plasma of male goat" *J.reprod. fert.*, 37,95,99.
5. Thibault C et Levasseur, 2001. "La reproduction chez les mammifères et l'homme". INRA. Ellipses Edition Marketing S. A.,. 928p.
6. CHEMINEAU P,J.A. DELGADILLO 1994. "Neuroendocrinologie de la reproduction chez les caprins".INRA .*Prod.Anim.*,1994,7(5),315-326.
7. Vaissaire J-P., 1977. "Sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoires". MALOINE S.A. EDITEUR. 457p.p81-155.
8. Monniaux, D., Caraty, A., Clément, F., Dalbès-Tran, R., Dupont, J., Fabre, S., Gérard, N., Mermillod, P., Monget, P., Uzbekova, S., 2009. "Développement folliculaire ovarien et ovulation chez les mammifères". *Inra Prod Anim* 22, 59–76.
9. Muduuli D. S., Stanford L. M., Palmer W. M., Howland B. E., 1979. "Secretory patterns and circadian and seasonal changes in luteinizing hormone, follicle stimulating hormone, prolactin and testosterone in the male pygmy goat". *J. Anim. Sci.*, 49, 543-553.

10. Reierstad D.S, Lu M, Lin Z, Ishikawa H, Bulun SE. "Regulation of breast cancer-associated aromatase promoters". *Cancer Lett.* 2009; 273(1): 15
11. Brinsko, S.P., 2007. "Reproductive physiology of the male", in: *Textbook of Veterinary Physiology*. Saunders, pp. 517–525.
12. Miller KK, Rosner W, Lee H, Hier J, Sesmilo G, Schoenfeld D, Neubauer G, Klibanski A. 2004 "Measurement of free testosterone in normal women and women with androgen deficiency: comparison of methods". *J Clin Endocrinol Metab.*
13. Miller W .L. "Molecular biologie of steroid hormone synthesis". 1988 *Endoc.Rev.* , 9,295-318 .
14. Labrie F, Luu-The V, Labrie C, Bélanger A, Simard J, Sheng-Liang L, Pelletier G. 2003. "Endocrine and Intracrine Sources of Androgens in Women : Inhibition of Breast Cancer and Other Roles of Androgens and Their Precursor Dehydroepiandrosterone". *Endoc. Rev;* 24(2) : 152-182.
15. Waterman M R simpson E R . 1989 "Regulation of stéroid hydroxylase gene expression is multifactorial in nature" *Rec Prog Horm Res* , 45, 553-563.
16. Labrie F et al 1990. "Synthese périphérique des androgenes chez l'homme". *Medecine Science* , 6 ,261-267.
17. Daryl K, Granner MD. "Hormones des gonades. In Précis de biochimie de HARPER". Edition Les presses de l'univers de Laval, 8^{ème} édition. 1995
18. Bricout V.A. "Mode d'action et effets physiologiques de la testostérone, ou de l'inutilité d'un apport d'anabolisants chez le sportif". *Science & Sports*. 2000.
19. Mc. Donald Me., 1980. "Veterinary endocrinology and reproduction". Lea et Febiger edition 3rd 560 p.
20. Nathalie J., et al., 1987. "L'hormone anti mullérienne". *M/S* : 3 :444 -52.
21. Bonne et al. 1988. "Reproduction des mammifères d'élevages"; collection inrap. édition foucher, 239p, p43-52.
22. Albert et Jean., 2001. "Biologie du développement". 5^{ème} édition de l'abrégé.
23. Fowler , D.G., 1984. Reproductive behaviour of rams. *Reproduction in sheep.*, 39-46
24. Colas G., Guerin Y., Lemaire Y., Montassier Y., Despierrez J., 1986. "Variations saisonnières du diamètre testiculaire et de la morphologie des spermatozoïdes chez le bélier Texel". *reprod.nutr.Devlop.* 26 (3)863-875.
25. Gwinner E., 1986. "Circannual rhythms", Berlin, Springer-Verlag, 154pp».

26. Ortavant R., Pelletier J., Ravault J. P., Timmonier. J., Volland-Nail P., 1985. "Photoperiod: main proximal and distal factor of the circannual cycle of reproduction in farm animals". In «Oxford reviews of reproductive biology».
27. Martinet L., Moudain-Mouval M., 1991. "Rythmes de reproduction et facteurs de l'environnement". In : Thibault C., Levasseur M.C. (Eds), la reproduction chez mes mammifères et l'homme, 589-610. Coédition Ellipses-INRA, Paris.
28. Hanzen Ch., 2005. Cours doctorat, chapitre 12. "L'anoestrus saisonnier des petits ruminants".
29. Thimonnier J., 1996. "Numéro spécial photopériode et reproduction". INRA. Prod. Anim. 9 (1), 3-8.
30. Chemineau P., Malpaux B., Delgadillo J. A., Leboeuf B., 1998. "Photopériodisme et reproduction chez les caprins". INRA, neuroendocrinologie sexuelle
31. Colas G., Guerin Y., 1981. "Variations saisonnières de la qualité de sperme chez le bélier Ile de France. Fécondance : relation avec les critères quantitatifs observés in vitro". *Reprod .nutr. Develop.*21 (3) 399-407.
32. Casamitjana Ph., 1998. "Facteurs d'infertilité chez les petits ruminants". Journées national GTV. La reproduction (SNTGV).
33. Derashri H. J., Pathak A. K., Bansal K. K., Sharma A. K., Verma S. K., 1992. "Reproduction in buck. 2. Daily sperm output, extra-gonadal sperm reserve, daily sperm production rate and seminiferous tubule length". Pre-Conference Proceeding, abstract of Contributory papers", Vol.1, 264, 5th Int. Conf. on Goats, New-Delhi, March 2-8.
34. Walkden-Brown S. W., Restall B. J., Norton B. W., Scaramuzzi R. J., 1994a. "The female effect in Australian cashmere goats: effect of season and quality of diet on the LH and testosterone response of bucks to oestrous does". *J.Reprod. Fertil.*, 100, 521-531. 60
35. Corteel J. M., 1975. "Journée de la recherche ovine et caprine". Tome I édition, SPEOC 149.
36. Baril G., Chemineau P., Cognie Y., Guerin Y., Leboeuf B., Orgeur P., Vallet J. C., 1993. "Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins". FAO 1993. 235p. 333-356.
37. Corteel J. M., 1977. "Production, storage and artificial insemination of goat semen" In: Management of reproduction in sheep and goats Symposium, Madison, july 24-25, 41-57.

38. Tuli R.K., Holtz W., 1992. The effect of season on seminal characters in Boer goat bucks in the Northern temperate zone. In : Recent Advances in Goat Productions. Proc. 5th Intl Conf. on Goats, New-Delhi, March 2-8, Abstract n° 1195
39. Frenck H., 1971. " Observation sur la chèvre". Etude agricole de la FAO. Rome 191-227P
40. Rosenberger G. 1977. " Examen Clinique des bovins" Edition du point vétérinaire. 526p, 328 – 331.
41. Hochereau-De-Revier M. T., 1979. "Sertoli cells numbers and its relation to testicular size in rams and bulls". J. Repro. Fert. Suppl 34.101-114.
42. Berndson W.E, Igboeli G, Pickett BW 1987. "Relationship of absolute numbers of sertoli cells to testicular size and spermatogenesis in young beef bulls". J. Anim. Sci. 64: 241-246.
43. Autef P., Blisson G., Brard C., Poncelet J. L., 1997. "L'examen d'achat d'un bélier" .Le point vétérinaire vol 31 N°206 P15-21.
44. Hanzen Ch., 2005. Cours doctorat, chapitre 06. "Propédeutique de l'appareil reproducteur du mâle et examen du sperme des ruminants", équidés et porc.
45. Hann J., Foote R. H., Seidel G. E., 1969. "Testicular growth and relative sperm output in dairy bulls". J. Res. Melb. N°148.
46. Ling B.F., 1972. "The output of spermatozoa in rams ". II-Relation sheep of scrotal circumference, testis weight and the number of spermatozoa in different parts of the uro-genital tract". Aust-J. Biol-Sci-25:359-366.
47. Knight T.W., 1977. "Methods of indirect estimation of testis weight and sperm numbers in Merinos and Romanov rams". NZ.J. Agr. Res 20:291-5. In Land. R. B, et Robinson. D. W., (éds), "Genetic of reproduction in sheep". Butter-worth, Londres. P. 343-345.
48. Mickelsen W. D, Paisley L. G, Dahmen J.J., 1982. "seasonal variation in the scrotal circumference, semen quality and sexual activity in rams". J. Am. Vet. Med. Assoc. 181:376-80.
49. Dumont P., 1997. "Point Vétérinaire". Vol 28.n°185, Août –Septembre.
50. Toelle V.D., Robinson O.W., 1985. "Estimates of genetic correlations between testicular measurement and female reproductive traits in sheep". J. Anim. Sci. 60: 89. 20, 1789-1799.
51. Dentine N. R., 1989. "Puberty and seminal quality". Proc. 12th Techn. Conf. artificial insemination and reproduction. NAAB: 26.

52. Ouali F., 1984. "Composante génétique de la fonction sexuelle". Héritabilité des caractères du spermogramme et de la morphologie testiculaire chez les ruminants. Thèse Maîtrise ES Sciences ENVA 61p
53. Land R.B., Robinson D.W., 1985. "Genetics of reproduction in sheep". Butterworth, Londres 427p.
54. Rouger Y., 1974. "Etude des interactions de l'environnement et des hormones sexuelles dans la régulation du comportement sexuel des bovidae". Thèse de doctorat d'Etat de l'université de Rennes.
55. Pelletier J, Ortavant R., 1970. "influence du photopériodisme sur les activités sexuelles, hypophysaires et hypothalamiques du belier île de France dans la photorégulation chez les oiseaux et les mammifères". Colloque CNRS, Montpellier, 17, 22 juillet 1967. eds. Benoit J et Assanmacher J. CNRS. Paris, p483-493
56. Karsch F.J., Bittman E.L., Foster D.L., Goodman R.L., Legan S.J., Robinson J.E., 1984. "Neuroendocrine basis of seasonal reproduction". *Recent Prog. Horm. Res.*, 40: 185-225.
57. Brice. G 2003. "Le désaisonnement lumineux en production caprins". Edition : l'institut de l'élevage (www.inst-elevage.asso.fr) octobre 2003.
58. Thiéry, J.C., Chemineau, P., Hernandez, X., Migaud, M. et Malpaux., B. 2002. "Neuroendocrine interactions and seasonality". *Domest. Anim. Endocrinol.*, 23: 87-100.
59. Station météorologique., 2003-2004. Ain Bouchekif. Dahmouni. Tiaret.
60. Ortavant R., 1977. "Photoperiodic regulation of reproduction in the sheep". In: Management of reproduction in sheep and goats symposium". Madison, 25-25, July, 58-71.
61. Laubser P. P., Van Niekerk C. H., Botha L. J. J., 1982. "Seasonal changes in sexual activity and sperm quality in the Angora ram. I". Libido and male hormone concentrations. *S. Afr. J. Anim. Sci.*, 13, 131-133.
62. Branca A., Cappai P., 1989. "osservazioni sul controllo della riproduzione nelle specie effettuate in Sardegna". Symp. Intl Riproduzione nei piccoli ruminati: basi fisiologiche e aspetti applicativi, Varese, 115-129.
63. INRA., 1998. "Photopériodisme et reproduction caprine". www.tours.inra.fr
64. Langford, G.A., Ainsworth, L., Marcus, G.J. et Shrestha, J.N.B. 1987. "Photoperiod entrainment of testosterone, luteinizing hormone, follicle-

- stimulating hormone, and prolactin cycles in rams in relation to testis size and semen quality". *Biol. Reprod.*, 37: 489-499.
65. Pelletier, J. et Almeida, G. 1987. "Short light cycles induce persistent reproductive activity in Île de-France rams". *J. Reprod. Fertil. Suppl.* 34: 215 – 226.
66. Colas, G. 1980. "Variations saisonnières de la qualité du sperme chez le bélier Île-de-France. I. Étude de la morphologie cellulaire et de la motilité massale". *Reprod. Nutr. Dev.*, 20: 1789-1799.
67. Dacheux, J.L., Pisselet, C., Blanc, M.R., Hochereau-de-Revier, M.T. et Courot, M. 1981. "Seasonal variations in rete testis fluid secretion and sperm production in different breeds of ram". *J. Reprod. Fertil.*, 61: 363-371.
68. Lindsay, D.R., Pelletier, J., Pisselet, C. et Courot, M. 1984. "Changes in photoperiod and nutrition and their effect on testicular growth of rams". *J. Reprod. Fertil.*, 71: 351-356.
69. Chanvallon A. 2012. « La physiologie de la reproduction caprine » Institut d'élevage. 3^{ème} trimestre, réf : 0012 38 029.
70. Herbert J., Stacey P. M., Thorpe D. H. 1978. "Recurrent breeding seasons in pinealectomized or optic-nerved sectioned ferrets". *J. Endocr.*; 78, 389-397.
71. Legan S.J., Winans S.S., 1981. "The photoneuroendocrine control of seasonal breeding in the ewe". *Gene. Comp. Endoc.*, 45, 317-328.
72. Lincoln G.A., 1971. "Photoperiodic control of seasonal breeding in the ram: participation of the cranial sympathetic nervous system". *J. Endocr.*, 82, 135-147.
73. Swanson L. H., Kuypers H.G. J. M., 1980. "The paraventricular nucleus of the hypothalamus: cytoarchitectonic subdivisions and organization of projections to the pituitary, dorsal vagal complex and spinal cord as demonstrated by retrograde fluorescence double-labelling methods". *J. Comp. Neurol.*, 194, 550-570.
74. TUREK F.W, SWANN J., EARNEST D.J. "Role of the circadian system in reproductive phenomena. *Recent Progress in Hormone Research*", 1984, 40, 143-183.
75. Klein D.C., et al., 1993. "Circannual cycles of luteinizing hormone and prolactin secretion in ewes during a prolonged exposure to a fixed photoperiod": evidence for an endogenous productive rhythm. *biol. reprod.*, 41, 1034- 1046.
76. TOUITOU Y., SELMAOUI B., ZHAO Z., SAN MARTIN M., BOGDAN A. "Mélatonine et rythmes biologiques : quelques aspects en physiopathologie humaine". *Annales Pharmaceutiques françaises*, 1996, 54, 6, 241-250.

77. Chemineau P, Malpaux B, Pelletier J, Leboeuf B, Delgadillo J A, Deletang F, Pobel T, G. Brice G 1996 Emploi des implants de mélatonine et des traitements photopériodiques pour maîtriser la reproduction saisonnière chez les ovins et les caprins INRA Prod. Anim., 1996, 9 (1), 45-60
78. Malpaux B., Viguié C., Thiéry J.C., Chemineau P., 1996. "Contrôle photopériodique de la reproduction". INRA. Prod. Anim., 9 (1), 9-23.
79. Malpaux B., 2001. Dans "la reproduction chez les mammifères et l'homme" environnement et rythmes de reproduction ». Levasseur édition marketing. P 699-724.
80. Collin J. P., Arendt J., Gem W., 1988. Le " troisième œil". La recherche, n°203, Volume 19, 1154- 1165.
81. Klein D.C., 1985. "Photoneural regulation of the mammalian pineal gland". CIBA Foundation Symposia, 117, 38-56.
82. Van Camp G., Ravault J.-P., Falcon J., Collin J.-P., Voisin P., 1991. "Regulation of melatonin release and N-acetyltransferase activity in ovine pineal cells". J. Neuroendocr., 3, 477-481.
83. VENTOU P. " Chronobiologie de la reproduction. Pinéale, mélatonine et fonction de reproduction chez trois espèces de hamsters" : *Mesocricetus auratus*, *Mesocricetus brandti*, *Phodopus sungorus sungorus*. Etude bibliographique. TH. :Med. vet. : Toulouse 3 : 1992.
84. REITER J. "The pineal gland" : from last to first. The endocrinologist, 1993, 3, 425-431.
85. Commarnat J., 1966. "Thèse doctorat Alfort", n°24.
86. Bittman E L., Dempsey R. J., Karsh F. J., 1983a. "Pineal melatonin secretion drives the reproductive response to daylength in the ewe". Endocrinology, 113, 2276-83.
87. Rollag, M.D., O'Callaghan, P.L. et Niswender, G.D. 1978. "Serum melatonin concentrations during different stages of the annual reproductive cycle in ewes". Biol. Reprod., 18: 279 – 285.
88. Notter, D.R. 2002. "Opportunities to reduce seasonality of breeding in sheep by selection". Sheep and Goat Research Journal, 17: 20 – 32
89. Keeneway, D.J., Gilmore, T.A. et Seaman, R.F. 1982. "Effect of melatonin feeding on serum prolactin and gonadotropin levels and the onset of seasonal oestrus cyclicity in sheep". Endocrinology, 110: 1766-1772.

90. Bittman, E.L., Dempsey, R.J. et Karsch, F.J. 1983b. "Pineal melatonin secretion drives the reproductive response to daylength in the ewe". *Endocrinology*, 113: 2776-2283.
91. Kenneway, D.J., Sanford, L.M., Godfrey, B. et Friesen, H.G. 1983. "Patterns of progesterone, melatonin and prolactin secretion in ewes maintained in four different photoperiods". *J. Endocrinology*, 97: 229-242
92. Bittman, E.L. et Karsch, F.J. 1984. "Nightly duration of pineal melatonin secretion determines the reproductive response to inhibiting daylength in the ewe". *Biol. Reprod.*, 30: 585 -593.
93. ENGLISH J., BOJKOWSKI C., POULTON A., SYMONS A., ARENDT J. "Metabolism and pharmacokinetics of melatonin in the ewe". *Journal of Pineal Research*, 1987, 4, 351-358.
94. Earl, C.R. 1985. "Serum melatonin profiles and endocrine responses of ewes exposed to a pulse of light late in the dark phase". *Endocrinology*, 117: 226-30.
95. Arendt, J. 1986. " Role of the pineal gland in seasonal reproductive function in mammals". *Oxf. Rev. Reprod. Biol.*, 8: 266-320.
96. Arendt, J., Symons, A.M., English, J., Poulton, A.L. et Tobler, I. 1988. "How does melatonin control seasonal reproductive cycles". *Reprod. Nutr. Dev.*, 28: 387-397.
97. Karsch, F.J., Malpoux, B., Wayne, N.L. et Robinson, J.E. 1988. "Characteristics of the melatonin signal that provide the photoperiodic code for timing seasonal reproduction in the ewe". *Reprod. Nutr. Dev.*, 28: 459-472.
98. Chemineau, P., Malpoux, B., Guérin, Y., Maurice, F., Daveau, A. et Pelletier, J. 1992b. "Lumière et mélatonine pour la maîtrise de la reproduction des ovins et des caprins". *Ann. Zootech.*, 41: 247-261.
99. Alberio R., 1976. "Rôle de la photopériode dans le développement de la fonction de la reproduction chez l'agneau "île de France" de la naissance à 21mois" (thèse doctorat 3^{ème} cycle, INRA de Tours - France.
100. Colas G., Guerin Y., 1981. "Variations saisonnières de la qualité de sperme chez le bélier Ile de France". *Fécondance : relation avec les critères quantitatifs observés in vitro*". *Reprod .nutr. Develop.* 21 (3) 399-407.
101. Colas G., Guerin Y., Claner V., Solari A., 1985. "Influence de la durée d'éclairement sur la production et la fécondance des spermatozoïdes chez le bélier adulte Île- de- France". *Repr. Nutr. Develop.* 25 (1) 101 -111.

102. Colas G., Guerin Y., Claner V., Solari A., 1985. "Influence de la durée d'éclairement sur la production et la fécondance des spermatozoïdes chez le bélier adulte Île- de- France". Repr. Nutr. Develop. 25 (1) 101 -111.
103. Colas G., Lefebvre J., Guerin Y., 1988. "Recherche d'une prévision précoce de l'amplitude des variations saisonnières sur le diamètre testiculaire et du pourcentage des spermatozoïdes anormaux chez le bélier Ile- de- France". I. animaux nés en février. Rep. Nutr. Develop. 28 (3A) 589-601.
104. Mauléon P., Rougeot J., 1962. "Régulation des saisons sexuelles chez des brebis de races différentes au moyen de divers rythmes lumineux". Ann. Biol. Anim. Bioch. Biophys., 2, 209-222.
105. Thwaites C. J., 1965. "Photoperiodic control of breeding activity in the Southdown ewe with particular reference to the effects of an equatorial light regime". J. agric. Sci., Camb., 65, 57-64.
106. Pelletier J., Ortavant R., 1975. "Photoperiodic control of LH release in the ram : I light-androgens interaction". Acta Endocr. Copenh., 78, 442-450.
107. Walkden-Brown S. W., Restall B. J., Scaramuzzi R. J., Martin G. B., Blackberry M.A., 1997. "Saisonnality in male Australian Cachemer goats: long term effects of castration and testosterone or oestradiol treatment on changes in LH, FSH and prolactin concentrations, and body growth". Small ruminant Res., 26, 239-252.
108. Montgomery G.W., Martin G.B., Pelletier J., 1985. "Changes in pulsatile LH secretion after ovariectomy in Ile-de-France ewes in two seasons". J. Reprod. Fert., 73, 173-183.
109. ROBINSON J., RADFORD H., KARSCH F. "Seasonal changes in pulsative luteinizing hormone secretion in the ewe, relationship of frequency of LH pulses to daylength and response to estradiol negative feedback". Biology of Reproduction, 1985a, 33, 324-334.
110. CHEMINEAU P., PELLETIER J., GUERIN Y., COLAS G., RAVAUULT J.P., TOURE G., ALMEIDA G., THIMONIER J., ORTAVANT R. "Photoperiodic and melatonin treatments for the control of seasonal reproduction in sheep and goats". Reproduction Nutrition and Development, 1988, 28, 409-422.
111. THIMONIER J., MAULEON P. "Variations saisonnières des activités hypophysaires des brebis de race de France". In : THIMONIER J., MAULEON P. La photorégulation de la reproduction chez les oiseaux et les mammifères. Paris : BENOIT J. And ASSENMACHER I. (eds), 1970, 471-480.

112. CHEMINEAU P., BELTRAN DE HEREDIA I., DAVEAU A., BODIN L. "High repeatability of the amplitude and the duration of the nycthemeral rhythm of the plasma melatonin concentration in the Ile de France ewe". *Journal of Pineal Research*, 1996, **21**, 1-6.
113. Chemineau P., Malpaux J., Delgadillo J.A., Guerin Thiminier Y., 1990. "Effet de la lumière et de la température sur la reproduction des petits ruminants" (journée de l'association pour l'étude de la reproduction animale).
114. Berbigier P., 1988. "Bioclimatologie des animaux domestiques en zones tropicales" I.N.R.7
115. Hiroe K., Tomizuka T., 1966. "Effect of high environmental temperature on the semen production in domestic animals". *Bull. Nat. Inst. Anim. Ind. (Chiba)*, 9, 27-35.
116. Setchell B. P., Waits G.M.H., 1964. "Effect of locale heating on blood flow and metabolism and the testis of the conscious ram". *J. Reprod. Fert.*, 8, 339.
117. Ortavant R., Loir., 1978. "The environment as a factor in farm animals". 4^{ème} world congress of animal production", 20-26 April 1978, Buenos Aires. Vol. pp. 423-451.
118. Smith J. F., 1970. "The effect of temperature on characteristics of semen rams". *Austr. J. Agri. Rev.*, 22, 481-490.
119. Belhinos. H., 1992. "Méthodes de contrôle de la fonction sexuelle chez le bélier et choix des reproducteurs". Thèse. Ing. INA. El Harach.
120. Chouguar R., 1993. "Étude bibliographique de l'influence de la température et de la photopériode sur la fonction sexuelle du bélier". Thèse. Ing. INA. El Harach.
121. Gomez W.R., Johnson A.D., 1971. "Effect of elevated ambient temperature on testis and blood levels and in vitro biosynthesis of testosterone in the ram". *Journal of animal science*". Vol.33. N°4.
122. Dutt R.H et Hamm P.T., 1957. "Effect of exposure to high environmental temperature and shearing on semen production of rams in winter". *J. Anim. Sci.* 16, 329-334.
123. Waits G. M. H., Ortavant R., 1968. "Effet précoce d'une brève élévation de la température testiculaire sur la spermatogenèse du bélier". *Ann. Biol. Anim. Bioch. Biophys.* 8, 323-331.
124. Waits G. M.H., 1962. "Temperature and fertility in mammals". VI^{ème} cong. Int. *Reprod. Anim. Insem*". Artif, Paris 1962.

125. Courrot M., Richetin C., 1968. "Développement du testicule chez l'agneau. Établissement de la spermatogenèse". *Ann. Biol. Anim. Bioch. Biophys.* 2 (1) 25-41.
126. INRA production animale. 1988. "Alimentation des bovins, ovins et caprins". INRA, Paris, 1988.
127. Volland-Nail P., 2003. Conduite d'élevage des boucs pour une reproduction à contre saison. Edition INRA et UNCEIA.
128. Sato H., Omori S., 1977. Incidence of urinary calculi in goats fed a high phosphorus diet. *Nippon Juigaku Zasshi.*, 39 (5), 531-537.
129. Canedo G., Malpoux B., Delgadillo J .A., 1996. "Seasonal variations in testicular weight in Creole male goats in subtropical conditions Northern Mexico". VII Int. Conf. on Goats, 5-11 mai, Beijing, International Academie Publisher (Beijing), 811.
130. Walkden-Brown S. W., Restall B. J., Taylor W A., 1994b. "Testicular and epididymal sperm content in grazing cashemer bucks: seasonal variations and prediction from measurements in vivo". *Reprod. Fertile. Dev.*, 6. 727-736.
131. Hafez, E.S.E., 1993. "Reproduction in farm animals", 6th ed. Lea and Febiger, Philadelphia (USA). 573 p.
132. Walkden-Brown, S.W., Bocquier, F., 2010. "Nutritional regulation of reproduction in goats". Presented at the International Conference on goats, France, pp.389–395.
133. Zinszner F., 1917. "Etude quantitative et qualitative de la production de sperm chez l'agneau". (Mémoire de fin d'étude Ec.Nat. Sup.Feminine d'agri. De rennes. France).
134. Courtens, J.L., Alencar, A., Gatti, J.L., Dacheux, F., Dacheux, J.L., Guerin, Y., 1998. "Factors affecting male fertility in domestic mammals". *Rencontres Recherches Ruminants* 5, 31–36.
135. Thibouville C 1982. "Fertilité et infertilité chez le bélier liées aux facteurs non infectieux". Thèse Doc. Vet. ENVA 88p.
136. Craplet C., Thibier M., 1984. "Le mouton": Production- Reproduction- Génétique- Alimentation- Maladies». Tome IV .Edition Vigot- Paris 575p.
137. Gauthier D., Therquim., Mauleon P 1984. "Undernutrition and fertility " "the reproductive potential of cattle and sheep". Joint- Israeli- Symposium, rehonot Eds. INRA., Paris. 105- 109.

138. Lindsay DR., Martin JB., Williams I. H., 1993. "Nutrition and reproduction, In reproduction in domesticated animals world animal science series." pp459-491 Ed GJ King. Elsevier science publishers, Amsterdam.
139. Leboeuf B, Restall B, Salamoun S, 2003. "Production et conservation de la semence de bouc pour l'insémination artificielle". INRA Prod. Anim., p25.
140. Signoret J.P., Cohen-Tannoudji J., Gonzalez R., 1990. "in the domestic sheep". In : Balthazart J. (ed), Hormones and Behaviour in Vertebrates. 2 Behavioural in males and females - social interactions and reproductive endocrinology, Vol 9, 188-200. Comp Physiol. Base Karge
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, 99-110.
142. Casteilla L., Orgeur P., Signoret J. P., 1987. "Effects of rearing conditions on sexual performance in practical use". Appl. Anim. Behav. Sci., 19: 111-118.
143. Kendrick K. M., Hinton M. R., Atkins. K., Haupt. M. A., Skinner J.D., 1998. "Methods determine sexual performances". Nature, 395, 229-230.
144. Ould Saïdi A., 1991. "Etude de l'influence de quelques diueurs sur les paramètres de la semence du bélier conservée à +4°C". (Thèse d'ing- USTB-BLIDA).
145. Cartier S, 1983. "Physiologie de la reproduction chez la, aspect pratique de son endocrinologie". Thèse Alfort. au lieu de carter 1983 (Chez la chèvre, l'ovulation est spontanée et a lieu 30 à 36h après le début des chaleurs (Cartier, 1983).
146. BEARDEN, HJ; FUQUAY, J; WILLARD, S. "Applied animal reproduction". Vlième édition. New Jersey :Pearson Education, 2004, 427p.
147. Plant T M , Knobil Et E, Neil 1988 . "Puberty in primate". In: The physiology of reproduction, J D coord., Raven press, New York, ,1763-1788.
148. Lacroix A., 1976. "Variations de la LH et de la testostérone plasmatique chez le veau male entre la naissance et la puberté". Mise en place du mécanismes de retroaction . Thèse " cycle .Fac. Sci Paris VI.
149. Thiombiano D., 1989. "Contribution à l'étude de la puberté chez les bovins de race Baoulé". Mémoire de fin d'étude. Institut de développement rural, Ouagadougou (Burkina Faso), 1989,77p.

150. Mann.T 1977. "Physiology of semen and of the male reproductive tract". In COLEHH, CUPPS PT. Reproduction in domestic animals. Academic Press NewYork.p277-312.
151. Dyrmondsson O. R., 1973. "Puberty and early reproductive performance in sheep". II. Ram lambs. Anim. Breed. Abs., 41: 419-430.
152. Kilgour R.J., Purvis I.W., Piper L.R., Atkins K.D., 1984. "Heritabiltyies of testis size and sexual behaviour in males and their genetic correlation with mesure of female reproduction".
153. Martin G. B., Walkden Brown S. W., Boukhlio R., Restall. B., 1994. "Non photoperiodic inputs into seasonal breeding in male ruminants". Perspectives incomparative endocrinology p574-585.
154. Trouette G., 1930. " L'élevage indigène en Algérie". (cité par Senoussi. 1989).
155. Ahmad N., Noakes D. E., 1995. "Seasonal variations in testis size, libido and plasma testosterone concentrations in British goats". Anim. Sci., 6,553-559.
156. Chenweth P. J., 1981. "Libido and mating behaviour in bulls, boars and rams". A review Theriogenology, 16, 155-177
157. Hammoudi, S. M., Aït-Amrane, A., Belhamiti, T. B. Khiati, B. Niar, A. and Guetarni D., 2010. " Seasonnal variations of sexuel activity of local bucks in western Algeria". African Journal of Biotechnology. 9 (3) : 362-368
158. Charallah S, Khammar F, Amirat Z, Lakhdari Y (2000). "Evaluation de l'activité sexuelle male et femelle: caractérisation zootechnique et nutritionnelle chez la chèvre bédouine". In : actes conférence internationales sur caprins, Tours, France, 15-21 Mai 1990, Tome I, p, 460.
159. Ahmed M., Al-Ghalban., Mohamed j., Tabbaa ., Rami T., Kridli ., 2003. "Factors affecting semen characteristics and scrotal circumference in damascus bucks". Small ruminant research 53 (2004) 141-149.
160. Delgadillo J. A., Canedo G. A., Chemineau P., Guillaume D., Malpaux B., 1999. "Evidence for an annual reproductive rhythm independent of food availability in male Creole goat in subtropical northern Mexico". Theriogenology 52: 727-737, 1999.
161. Niar A., Azzi N. E., 2000-2001. "Variations de l'activité reproductive et spermatique durant l'année chez les béliers de race Ouled Djellal et Hamra". Etude clinique et suivi histologique. Thèse magister. 137p

162. Walkden-Brown S. W., Restall B. J., Adams N., 1994. "Effect of nutrition on seasonal patterns of LH, FSH and testosterone concentration, testicular mass in small ruminant". *J. Reprod. Fert.* 42, 181-190.
163. Delgadillo J. A., Leboeuf B., Chemineau P., 1992. "Abolition of seasonal variations in semen quality and maintenance of sperm fertilising ability by short photoperiodic cycles in he-goats". *Small Ruminant Research*, 9, 47-59.
164. **Hafez E.S.E, 1987.** « Reproduction in farm animals » 1vol. Leo-Febriger, 5ème éd., 633p.
165. Leboeuf, B., Delgadillo, J.A., Manfredi, E., Piacère, A., Clément, V., Martin, P., Pellicer, M., Boué, P., de Cremoux, R., 2008. Management of goat reproduction and insemination for genetic improvement in France. *Reprod. Domest. Anim* 43 Suppl 2, 379–385.
166. Rouyet M. 2002. « Utilisation du photopériodisme en élevage caprin » Thèse ENVLyon, n° 14.
167. Fabre-nys C., 2000. "Le comportement sexuel des caprins": contrôle hormonal facteurs sociaux, *INRA prod. Anim.*, 13, 11-23.
168. Jainudeen M. R., Wahid H., Hafez E. S. E., 2000. "Sheep and goat". In: *Reproduction in farm animals*, E. S. E. Hafez & B. Hafez, 172-181.
169. Todini L, Malfatti A, Terzano GM, Borghese A, Pizzillo M, Debenedetti A (2007). "Seasonality of plasma testosterone in males of four Mediterranean goat breeds and in three different climatic conditions". *Theriogenology* 67(3): 627-631.
170. Chentouf M, Bister JL, Boulanouar B (2011). "Reproduction characteristics of North Moroccan indigenous goats". *Small Rumin. Res.* 98:185–188.
171. Barkawi AH, Eitetal HE, Ashour G, Shehata E (2006). "seasonal changes in semen characteristics, hormonal profiles and testicular activity in Zaraibi goats". *Small Rumin. Res.* 66: 209-213.
172. Eitetal HE, Barkawi AH, Shafie MM, Ashour G, Shehata E (2007). "Seasonal variation in the activity of the Leydig cells in Egyptian Nubian goat (Zaraibi) bucks". *Small Rumin. Res.* 70: 280-285.
173. Pérez B, Mateos E (1995). "Seasonal variations in plasma testosterone levels in Verata and Malagueña bucks". *Small Rumin. Res.* 15: 155-162.
174. Hüseyin P, Gürsel D, Ilkay B and Erkan P (2011). "Annual Change of the Testosterone Hormone in Male White Goats". *Agricultural Sciences in China* , 10(2): 312-316.

175. Zarazaga LA, Guzmán JL, Domínguez C, Pérez MC, Prieto R (2009). "effects of season and feeding level on reproductive activity and semen quality in Payoya buck goats". *Theriogenology* 71:1316-1325.
176. DELGADILLO J.A., FLORES J.A., VELIZ, F.G., HERNANDEZ H.F., DUARTE G., VIELMA J., POINDRON P., CHEMINEAU P., MALPAUX B., 2002. "Induction of sexual activity in lactating anovulatory female goats using male goats treated only with artificial long days". *Journal of Animal Science* 80, 2780- 2786.
177. DELGADILLO J.A., CORTEZ M.E., DUARTE G., CHEMINEAU P., MALPAUX B., 2004. "Evidence that the photoperiod controls the annual changes in testosterone secretion, testicular and body weight in subtropical male goats". *Reproduction, Nutrition Development* 44, 183-193.
178. DELGADILLO J.A., CARILLO E., MORAN J., DUARTE G., CHEMINEAU P., MALPAUX B., 2001. "Induction of sexual activity of male creole goats in subtropical northern Mexico using long days and melatonin". *Journal of Animal Science* 79, 2245-2252.
179. Saumand J., Rouger Y., 1972. "Variations saisonnières des taux d'androgènes dans le plasma de sang périphérique chez le bouc". *C. R. Acad. S. C., Paris*, 274, 89-92.
180. Foster D.L., Karsch F.J., Olster D., 1986. "Determinants of puberty in seasonal breeder". *Rec Prog Horm Res*, 42, 331-378
181. Levasseur M C, Thibault, C, 1980. "de la puberté à la sénescence". INRA Université Pierre et Marie Curie, Paris. Edition MASSON .P 120.
182. Gonzalez-Stagnaro C., 1984. "Comportamiento reproductivo de las razas locales de rumiantes en el Tropicó Americano". In: P. Chemineau, D. Gauthier, J. Thimonier (eds), *Reproduction des ruminants en zone tropicale*, 1-83. INRA, Paris.
183. Furstoss. V, David. I, Leboeuf. B, Guillouet. P, Boué. P, Bodin. L 2009. "Genetic and non-genetic parameters of several characteristics of production and semen quality in young bucks ". *Animal Reproduction Science* 110, 25–36
184. CHEMINEAU P., 1986. "Sexual behaviour and gonadal activity during the year in the tropical Creole meat goat. II. Male mating behaviour, testis diameter, ejaculate characteristics and fertility". *Reproduction Nutrition Développement* 26, 453-460.

185. Setchell B.P, 1977. "Male reproductive organs and semen". Extrait de Cole H.H. *Reproduction in domestic animals* third edition, 230-255.
186. Corteel J.M, 1988. "Collection processing and artificial insemination of goat semen". Extrait de *Goat production*, Gall C., 223-241.
187. Zarrouk A., Souilem O., Drion P. V., Beckers J. F., 2001. "Caractéristique de la reproduction de l'espèce caprine". *Ann.Méd. Vét.*, 145, 98-105.
188. Dérivaux J, 1971. "Reproduction chez les animaux domestiques". Tome 1 et 2. Edition Déronaux, Liège.
189. Hafez E.S.E, 1974. "Reproduction in farm animals". 1 vol., Lea-Febiger, 3^e édition. 480p.

Annexes

APPENDICE A
LISTE DES ABREVIATIONS

μ	: micron.
ABP	: androgen bending protein.
AMPC	: adenosine monophosphate cylique.
AND	: acide désoxyribonucléique.
C S x	: comportement sexuel. النشاط التناسلي
C Sc	: circonférence scrotale. محيط كيس الصفن
Ca ⁺⁺	: calicium.
Chr	: chromosome.
Cm	: centimètre.
DHEA	: déhydroépiandrostérone
DSO	: daily sperm out-put.
DSP	: daily sperm production.
Ex	: exemple.
FSH	: folliculo stimulating hormone.
G	: gramme.
GnRH	: gonadotrophic releasing hormone.
HIOMT	: L'hydroxy-indole-O-méthyltransférase.
J	: jour
JC	: jour court
JL	: jour long
Kg	: kilogramme.
LH	: luteinising hormone.
LH-RH	: luteinising hormone- releasing hormone
MEL	: melatonine
MI	: millilitre.
ML	: millilitre.
Ms	: matiere seche.
NAT	: N-acétyltransférase
Ng	: nanogramme.
P	: probabilité. ح

P : phosphore.

P450_{scc} : P450 side chain cleavage.

PDI : proteines digestibles dans l'intestin grêle.

Pds : poids

PGF2 α : prostaglandine F2 α .

Pml : pico millilitre

R : coefficient de corrélation.

RIA : radioimmunoassay.

Sec : seconde.

Spz : spermatozoïde.

T : testostérone.التستوستيرون

UFL : unite fourragère lait.

Vs : versus.

Appendice B :

Les constats cliniques concernant la consistance et la couleur de la semence

	Jan	Fev	Mar	Avr	Mai	Jui	Juil	Août	Sept	Oct	Nov	Déc
Odeur	+	±	-	-	-	±	+	++	+++	+++	+++	++
Couleur	B	B	-	-	-	B	J	J	J	JL	JL	J
Consistance	L	L	-	-	-	A	L	LC	LC	C	C	LC

B: blanc, **J:** jaune, **JL:** jaune luisant, **L:** laiteux, **A:** aqueux, **LC:** lactocremeux, **C:** crémeux.