

**REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE**

**UNIVERSITE IBN KHALDOUN DE TIARET
INSTITUT DES SCIENCES VETERINAIRES
DEPARTEMENT DE SANTE ANIMALE**

**PROJET DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU
DIPLOME DE DOCTEUR VETERINAIRE**

SOUS LE THEME

***LES VARIATIONS DE LA SEMENCE DE
BOUC DE RACE ARBIA DANS LA
REGION DE TIARET***

PRESENTE PAR:

Mr.: MAMMERI EL-AID

ENCADRE PAR:

**DR: BELHAMITI BELKACEM
TAHAR**

**ANNEE
UNIVERSITAIRE
2014-2015**

Remerciements

Je remercie Dieu de m'avoir donné le courage et la volonté pour réaliser ce modeste travail.

Je remercie très vivement mes très chers parents qui m'ont beaucoup soutenu : **MAMMERI Afif et MAMMERI Fatma.**

Je remercie mon encadreur *Dr : BELHAMITI Belkacem Tahar* qui s'est donné beaucoup de peine et d'efforts pour m'aider et m'encourager malgré ses occupations.

Je remercie les membres de jury qui ont consacré une partie de leur précieux temps pour lire de manuel.

Je remets mes remerciements à tous les enseignants de l'institut vétérinaire de Tiaret, en particulier ceux qui ont collaboré de près ou de loin à réaliser ce manuel : *Dr SELLES Mohamed S /A et Dr AIT AMRANE Ammar*, pour la qualité de leur aide et de leur enthousiasme.

Je remercie également mes amis qui m'ont aidé et soutenu : **TAHAR Aissa (YAHIA), LARBI Amine , NOUALI Zakaria ahmed .**

Sincères remerciements.

DEDICACES

Je dédie ce modeste travail à :

La personne qui m'a donné la vie, source d'inspiration et symbole
d'endurance, ma très chère mère.

Mon très cher père, symbole de sagesse.

Mes sœurs et mon frère et leurs enfants.

Tous les enseignants de l'institut vétérinaire de Tiaret.

Mr Belkrouane Fethi houari Dr Veterinaire.

Mr Lancri El-hassen Dr Veterinaire.

Mes très chers amis : Kahlouche Abdenour, Laidi Lakhdar, Amellal
Abderaouf, Ketrouci Abderahmen, Boulakhras Mawloud, Meski El-aid ,
Larbi Amine, Lasгаа Amine, Bourouba Abdeldjalli (Rachid), Bouzidi
Ismail , Tahar Aissa (Yahia), Nouali Ahmed Zakaria , Kerimi
Abdelouahab , Herouini soheib, Badji Abelhak.

Tous mes amis qui m'aiment ...

LISTE DES FIGURES

- Figure 01 : Régulation hormonale de la spermatogénèse (adapté de Thibault et Levasseur, 2001 ; Brinsko, 2007).**
- Figure 02 : Les différentes étapes de la spermatogénèse chez le bouc. (Thibault et Levasseur, 2001).**
- Figure 03 : La spermiogénèse (Albert et Jean, 2001).**
- Figure 04 : Ultra structure du spermatozoïde (Dadoune J-P., 1998).**
- Figure 05 : Les différents éléments du comportement sexuel des caprins (Comportements femelles, en caractères italiques verts) (Fabre-Nys C., 2000).**
- Figure 06 : Evolution des stades du comportement sexuel au cours du cycle œstral chez la chèvre naine du japon (adapté de Fabre-Nys C., 2000).**
- Figure 07: Variations saisonnières du pourcentage de chèvres Alpines manifestant au moins un comportement d'œstrus ou une ovulation par mois à la latitude de 47° Nord (Tours, France) (Chemineau et al, 1992).**
- Figure 08: Variations saisonnières des pics de LH (amplitude et fréquence) et de la concentration sanguine en testostérone (d'après Delgadillo et al. 1992).**
- Figure 09 : Contrôle de la photopériode sur le système nerveux central.**
- Figure 10: Variations saisonnières des ovulations et du comportement d'œstrus de la chèvre Alpine (adapté de Baril et al. 1993).**
- Figure 11 : Augmentation des pulses de LH chez la chèvre suite à l'introduction d'un bouc (Chemineau1989).**
- Figure 12 : Facteurs contrôlant l'expression du comportement sexuel chez les caprin (adapté de Fabre-Nys C., 2000).**
- Figure 13: L'axe hypothalamo-hypophysaire et ses facteurs de régulation (adapté de Chemineau et Delgadillo, 1994).**
- Figure 14: Variations saisonnières du poids testiculaire ($m \pm SEM$)et du pourcentage de refus à la collecte chez 6 boucs Alpines et Saanen, collectés au vagin artificiel deux fois par semaine (Delgadillo et al, 1991.)**
- Figure 15: Variations saisonnières de la motilité individuelle des spermatozoïdes ($m \pm SEM$) chez 6 boucs Alpines et Saanen, collectés au vagin artificiel deux fois par semaine (Delgadillo et al., 1991) .**

Figure 16 : Le vagin artificielle (a) Parez et Duplin, 1987.

Figure 17: Exemple de la relation entre la densité optique et la concentration en spermatozoïdes de l'éjaculat (Baril G, Chemineau P, Cognié Y, 1993).

Figure 18 : Moyenne mensuelle du volume spermatique des 4 boucs/ml.

Figure 19 : Variations de la production spermatique de chaque bouc.

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 01: Caractéristiques de la semence de bouc et de sa production (Hafez, 1993 ; Leboeuf et al. 2003 ; Memon et al. 2006).

Tableau II : Grille de notation de la motilité massale et de la motilité individuelle du sperme (Baril et al. 1993).

LISTE DES PHOTOS

Photo 01: Le vagin artificielle (b) Goelz, 1999).

Photo 02: Différents types d'électro-éjaculateurs (Goelz, 1999).

Photo 03: Comptage des spermatozoïdes (Baril G, Chemineau P, Cognié Y, 1993).

Photo 04: Les boucs dans des box individuels

Photo 05: Vagin artificielle.

Photo 06: Femelle attachée.

Photo 07: Lors de récolte.

Table des matières

REMERCIEMENTS

DEDICACES

LISTE DES FIGURES

LISTE DES TABLEAUX ET PHOTOS

TABLE DES MATIERES

INTRODUCTION09

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I : RAPPELS SUR LA PYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION DES CAPRINS

I - La fonction sexuelle du bouc	13
I-1- La puberté :	13
I-2- Histologie du Testicule	14
I-3- Régulation hormonale de la spermatogenèse	15
I-4- La spermatogenèse et la formation de la semence chez l'espèce caprine	17
I-4-1- Spermatogenèse	17
a)- phase de multiplication	17
b)- phase d'accroissement	17
c)- phase de maturation	18
I-4-2- Spermiogénèse	19
I-4-3- Cycle spermatogénique	21
I-5- Le sperme	21

I-5-1- Le plasma séminal	21
I-5-2- Spermatozoïde	22
I-6- L'acquisition de la fécondance	24
I-7- Les caractéristiques de la semence	24
II- L'activité sexuelle de caprin	26
II-1- Le comportement sexuel	26
II-1-1- Le comportement du mâle	26
II-1-2- Le comportement de la femelle	28
II-2- Les facteurs de contrôle de l'activité sexuelle	32
II-2-1- Les rétrocontrôles sur l'axe hypothalamo-hypophysaire	32
II-2-2- Le contrôle photopériodique	33
II-2-3- L'influence des partenaires sexuels	35
II-2-4- La race	35
II-2-5- Les interactions entre individus	36
II-2-6- L'alimentation, la disponibilité alimentaire et le climat	37
II-3- La saisonnalité de l'activité sexuelle chez le bouc	38
II-3-1- Variations du comportement sexuel et du poids testiculaire	38
II-3-2- Variations de la qualité et de la fécondance de la semence	39

CHAPITRE II : SPERMOGRAMME

I- Les techniques de prélèvement	41
I-1- La récolte au vagin artificiel	41
I-1-1- La préparation du vagin artificiel	43
I-1-2- La collecte de la semence	43
I-2- La récolte par électro-éjaculation	44
II- L'examen de la semence ou spermogramme	45
II-1- Examens macroscopiques	45
II-1-1- Volume	45

II-1-2- Aspect et consistance	46
II- 1-3- Couleur	46
II-2- Examen microscopique du sperme	46
II-2-1- Motilité massale	46
II-2-2- Motilité individuelle	47
II-2-3- Détermination de la concentration	48
a)- Le comptage direct par hématimètre	48
b)- La spectrophotométrie	49
II-2-4-Test de vitalité	49
II-3- Examens biochimiques	50
II-3-1- La mesure du PH	50
II-3-2- Le test de fructolyse	51
II-3-3- La réduction du bleu de méthylène	51
II-3-4- La thermo-résistance	51

PARTIE EXPERIMENTALE

CHAPITRE I : MATERIELS ET METHODES

1- La localisation	55
2- Milieu et animaux	55
3- La récolte du sperme	56
4- La préparation du vagin artificiel	56
5- La préparation de la femelle	55
RESULTATS ET DESCUSSION	60
CONCLUION	65
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUE	

INTRODUCTION

Les caprins sont l'une des espèces animales les plus anciennement domestiquées par l'homme (7000 ans avant JC) (Fabre-nys, 2000). Ils sont présents pratiquement un peu partout dans le monde, et constituent une ressource importante dans de nombreux pays (Boyazoglu et al, 2005).

La grande majorité de la population caprine mondiale est localisée dans les parties les moins industrialisées du monde, essentiellement, les régions rurales des zones tropicales et subtropicales avec les conditions d'élevages les plus difficiles.

En Algérie, l'effectif caprin représente 14% de celui des animaux d'élevage (Ministère de l'agriculture, 2000), avec 64% dans des zones difficiles telles que les régions sahariennes, les oasis et la steppe et 36% dans les régions montagneuses du nord du pays.

Dans notre pays, l'élevage caprin est toujours traditionnel, associé à celui des ovins et est rarement conduit en troupeaux homogènes. Sa production est destinée essentiellement à l'autoconsommation des éleveurs et au financement de l'exploitation.

Les caprins comptent parmi les animaux domestiques les plus fertiles, leur non perfectionnement est toujours sous-estimé eu égard à leur alimentation et à leur gestion sanitaire et reproductive (Holtz, 2005).

Cependant, certaines races caprines manifestent d'importantes variations saisonnières de leur activité sexuelle se traduisant par l'existence d'une période d'activité sexuelle maximale et d'une autre minimale.

Chez la femelle, ces variations se manifestent par l'existence d'une période d'anoestrus 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 (Thimonier, 1989).

Cette saisonnalité de la reproduction peut être, donc, un facteur limitant de la production surtout en système intensif (Holtz, 2005).

Chez les caprins comme chez les autres animaux domestiques, l'application des biotechnologies de la reproduction, à savoir la synchronisation des chaleurs, le diagnostic et le suivi de la gestation, l'insémination artificielle et le transfert embryonnaire, ont permis le passage de l'élevage traditionnel à l'élevage industriel en maîtrisant au mieux la reproduction.

Malgré son importance, l'élevage caprin est très méconnu en Algérie, que ce soit du point de vue de son organisation technique ou du fonctionnement de ses systèmes de production.

INTRODUCTION

Dans le but de mieux gérer cet élevage, la connaissance et l'amélioration de ses performances reproductives s'avèrent très importantes.

A la lumière des études faites dans différents pays (Exemple : les études de Chemineau P et al, 1996, 1998 et 1999 ; Leboeuf B et al, 1998 et 2003) et celles faites récemment dans notre pays (Exemple : Aït Amrane A, 2006 ; Yahia A, 2006) sur la reproduction caprine, les caprins de la race locale manifestent une activité sexuelle tout au long de l'année. Cette animation s'explique par la conservation des mâles de l'ensemble des composants du comportement sexuel, mais elle n'est pas constante durant l'année.

Cependant, et pour mieux vérifier l'activité sexuelle des boucs de race Arbia, nous avons fixé comme objectif l'étude des variations du volume de la semence du bouc appartenant à cette race.

PARTIE
BIBLIOGRAPHIQUE

**CHAPITRE I : RAPPELS SUR LA
PHYSIOLOGIE DE LA
REPRODUCTION
DES CAPRINS**

Rappels sur la physiologie de la reproduction des caprins

Certaines races caprines manifestent d'importantes variations saisonnières de leur activité sexuelle se traduisant par l'existence d'une période d'activité sexuelle maximale et d'une autre minimale.

Chez la femelle, ces variations se manifestent par l'existence d'une période d'anoestrus 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 (Thimonier, 1989).

Cette saisonnalité de la reproduction peut être, donc, un facteur limitant de la production surtout en système intensif (Holtz, 2005).

I - La fonction sexuelle du bouc :

I-1- La puberté :

La puberté se caractérise chez le mâle par les acquisitions successives de la spermatogenèse, de l'élaboration du sperme puis du comportement sexuel. Les premiers éjaculats fécondants sont produits en moyenne vers l'âge de 4 à 6 mois (Hafez, 1993), cela correspond à des animaux pesant 40 à 70 % du poids vif adulte (Walkden-Brown et Bocquier, 2010). Néanmoins, la qualité de la semence à cet âge est très médiocre. Ensuite, le volume et la concentration spermatique de l'éjaculat augmentent peu à peu jusqu'à l'âge de 2 ans (Goyal et Memon, 2006). De même, la motilité massale et le pourcentage de spermatozoïdes motiles, deux critères de la qualité **séminale**, augmentent jusqu'à la maturité sexuelle et continuent à s'améliorer (Becker- Silva et al. 2000).

D'une part, l'apparition de la puberté est sous contrôle génétique. Par exemple, les boucs Nubiens sont pubères vers l'âge de 4 à 5 mois alors que les boucs de race Pygmée le sont vers 2 à 3 mois d'âge (Goyal et Memon, 2006). D'autre part, la venue de la puberté est aussi influencée par l'alimentation, le système d'élevage, la température, le photopériodisme et le poids corporel (Adamet Robinson, 1994). Les mâles bénéficiant d'une bonne alimentation et de bonnes conditions d'élevage sont sexuellement plus précoces que leur congénères du même âge (Delgadillo et al., 2007; Walkden-Brown et Bocquier, 2010).

I-2- Histologie du Testicule :

Chez la plupart des Vertébrés et de nombreux Invertébrés, les tissus séminifères sont organisés en tubules, nombreux et souvent contournés : les **tubules séminifères**. Ils sont séparés les uns des autres par du tissu conjonctif interstitiel renfermant, entre autre, des cellules à fonction endocrine, sécrétrices d'hormone, les **cellules interstitielles** de Leydig qui produisent la testostérone. Le testicule est entouré d'une capsule de tissu conjonctif, la tunique albuginée du testicule. Les tubules séminifères convergent vers la sortie du testicule et fusionnent en quelques tubules efférents, puis en un tubule unique, le canal de l'épididyme, long et maintes fois replié sur lui-même. Le canal de l'épididyme forme la structure appelée épididyme qui repose à la surface du testicule. Il se continue en un tube à paroi plus épaisse, le canal déférent, ou canal de Wolff. Les canaux déférents gauche et droit se jettent dans l'urètre, unique. L'urètre traverse le pénis, organe copulateur. Epididyme, canal déférent et urètre constituent les voies génitales mâles que doivent traverser les spermatozoïdes pour aller féconder le gamète femelle.

Un **tubule séminifère** est fait d'une paroi comprenant un épithélium stratifié souligné d'une membrane basale, elle-même sous-tendue de cellules contractiles appelées cellules péritubulaires ou myoïdes et de tissu conjonctif délicat. L'épithélium est composé de deux types cellulaires :

- 1- les cellules de la **lignée germinale** (spermatique), à renouvellement continu et qui se différencient en spermatozoïdes qui seront largués dans la lumière du tubule.
- 2- les **cellules de Sertoli**, de soutien et nourricières des cellules germinales. Elles s'étendent de la base à l'apex de l'épithélium. Elles émettent de nombreux bras cytoplasmiques qui s'insèrent entre les cellules germinales et les entourent mais elles demeurent isolées des cellules germinales par une membrane basale. Leur noyau est volumineux, avec une chromatine diffuse et un gros nucléole, indications d'une activité de synthèse d'ARN, et leur cytoplasme contient des inclusions de réserves : gouttelettes lipidiques, glycogène et phosphatases. Elles phagocytent les cellules germinales qui dégèrent ainsi que les résidus des spermatozoïdes mûrs. Dans le testicule foetal, elles sécrètent des hormones anti-mülleriennes (AMH), qui dictent la dégénérescence du canal de Müller, et la substance SGF : "spermiogenesis growth factor».

I-3- Régulation hormonale de la spermatogenèse :

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 (Thibault et Levasseur, 2001). 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 (Thibault et Levasseur, 2001):

- la spermatogenèse et la maturation des spermatozoïdes dans l'épididyme sont favorisées.
- 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 œstradiol¹⁷ dans les cellules de Sertoli par l'activité d'une aromatasase. Le repos sexuel est caractérisé par un fort rétrocontrôle négatif de l'œstradiol. L'inhibine, hormone peptidique produite par les cellules de Sertoli, est impliquée dans la stimulation de la stéroïdogénèse (Drion et al, 1993).

La LH stimule les cellules de Leydig : chaque pic de LH est suivi rapidement par la libération de testostérone. La FSH agit principalement sur les cellules de Sertoli, et, donc, sur la production d'inhibine et d'ABP. 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. Celle-ci augmente le nombre de récepteurs à LH sur ces cellules; ainsi elle amplifie l'action de la LH sur la synthèse de testostérone.

Enfin, l'inhibine et les hormones stéroïdiennes exercent un rétrocontrôle négatif sur l'axe hypothalamo-hypophysaire. D'une part, l'inhibine agit sur 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.

Rappels sur la physiologie de la reproduction des caprins

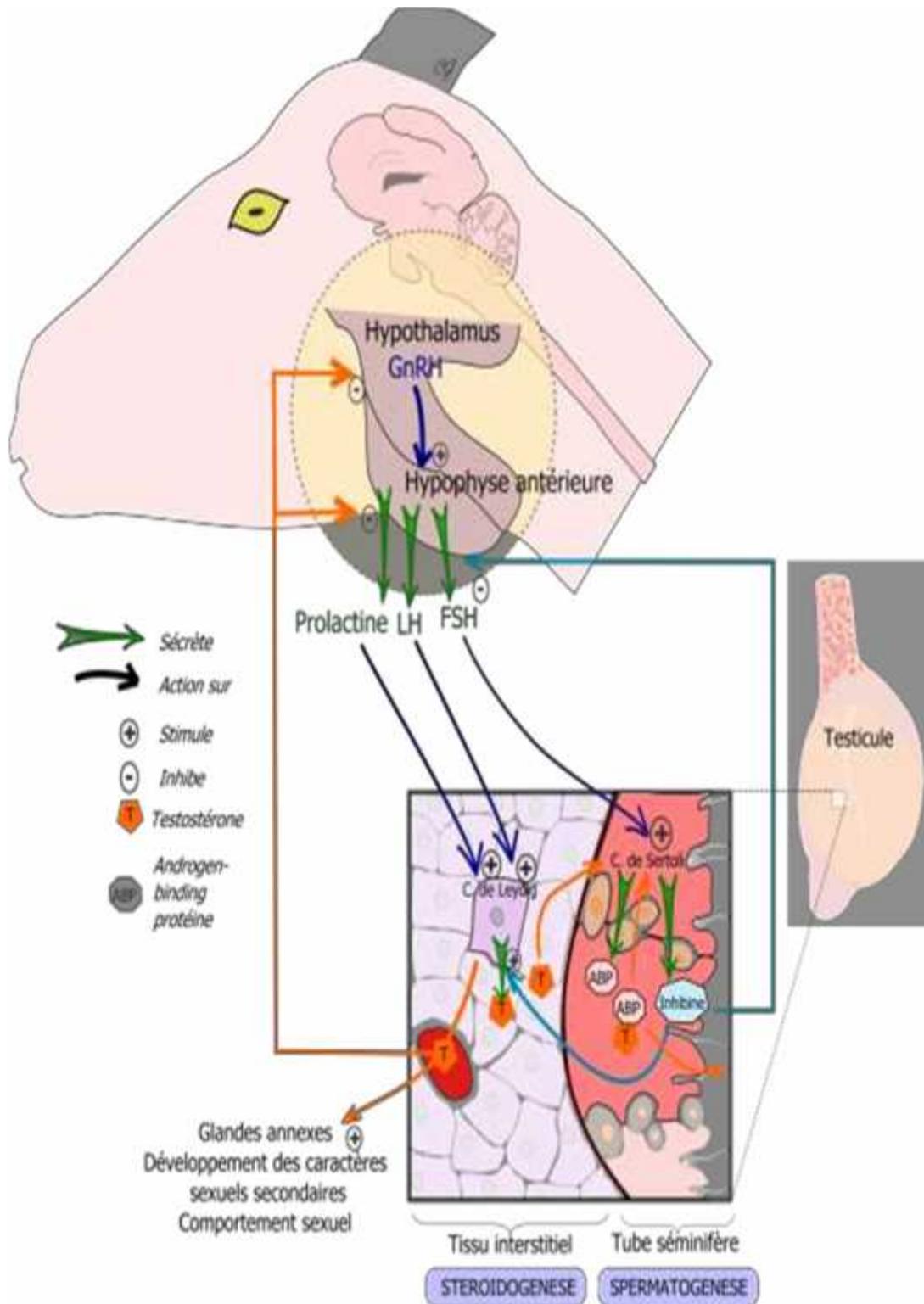


Figure 01 : Régulation hormonale de la spermatogénèse (adapté de Thibault et al, 2007).

I-4- La spermatogenèse et la formation de la semence chez l'espèce caprine :

La spermatogenèse est un phénomène continu débutant à la puberté, qui aboutit à la production d'un grand nombre de spermatozoïdes à la suite d'une séquence d'évènements cellulaires (divisions et différenciations cellulaires). Les tubes séminifères sont le lieu de fabrication des gamètes, où les cellules de la lignée spermatogénique sont associées à des cellules de soutien appelées cellules de Sertoli (Thibault et Levasseur, 2001).

Au cours de la spermatogenèse, deux évolutions essentielles se produisent :

- La réduction du nombre de chromosomes de $2n$ à n , au cours d'une méiose, division propre aux cellules de lignée germinale
- La maturation des cellules germinales aboutissant, à partir de cellules initiales banales, à des cellules très hautement différenciées, les spermatozoïdes.

La spermatogenèse comprend deux étapes, spermatogenèse proprement dite et spermiogénèse.

I-4-1- Spermatogenèse :

a)- phase de multiplication :

Processus continu commençant dès la vie foetale, il devient très actif à la puberté (début de la maturité sexuelle et de la vie reproductrice) et se poursuit jusqu'à la sénescence. Les **spermatogonies A**, diploïdes, se divisent par mitoses et augmentent leur nombre. Certaines de leurs cellules-filles demeurent cellules-souche à la base de l'épithélium du tubule séminifère ; leur chromatine est condensée. D'autres cessent de se diviser et sont repoussées vers l'apex de l'épithélium ; leur chromatine est diffuse (**les spermatogonies B**) (George G., 1996).

C'est à partir de ce moment qu'est calculé le début du cycle spermatogénique. Ces cellules plus petites sont riches en ribosomes et sont reliées entre elles par des ponts cytoplasmiques (gap junctions). Elles portent maintenant le nom de **spermatocytes I**.

b)- phase d'accroissement :

De brève durée, les spermatocytes I, diploïdes, répliquent leur ADN (début de la première division méiotique) et accroissent leur volume total. Les spermatocytes issus d'une même spermatogonie restent reliés par des ponts cellulaires permettant l'échange d'informations et assurant la synchronie de leur différenciation.

c)- phase de maturation :

Commence à la puberté, la première division méiotique (réductionnelle) des spermatocytes I se termine. Ceux-ci sont maintenant appelés **spermatocytes II**, haploïdes et de taille deux fois moindre. Cette phase comprend aussi une synthèse active d'ARN dans les autosomes (les chromosomes non sexuels), ARN qui contrôle probablement la différenciation des spermatides. Les spermatocytes II subissent la deuxième division méiotique (méiose équationnelle) et prennent le nom de **spermatides**, repoussées de plus en plus vers la lumière du tubule séminifère. Ainsi, un spermatocyte I donne naissance à quatre spermatides. Font aussi partie de la phase de maturation les changements morphologiques et biochimiques que subissent les spermatides pour devenir spermatozoïdes. Ces changements constituent la **spermiogénèse**.

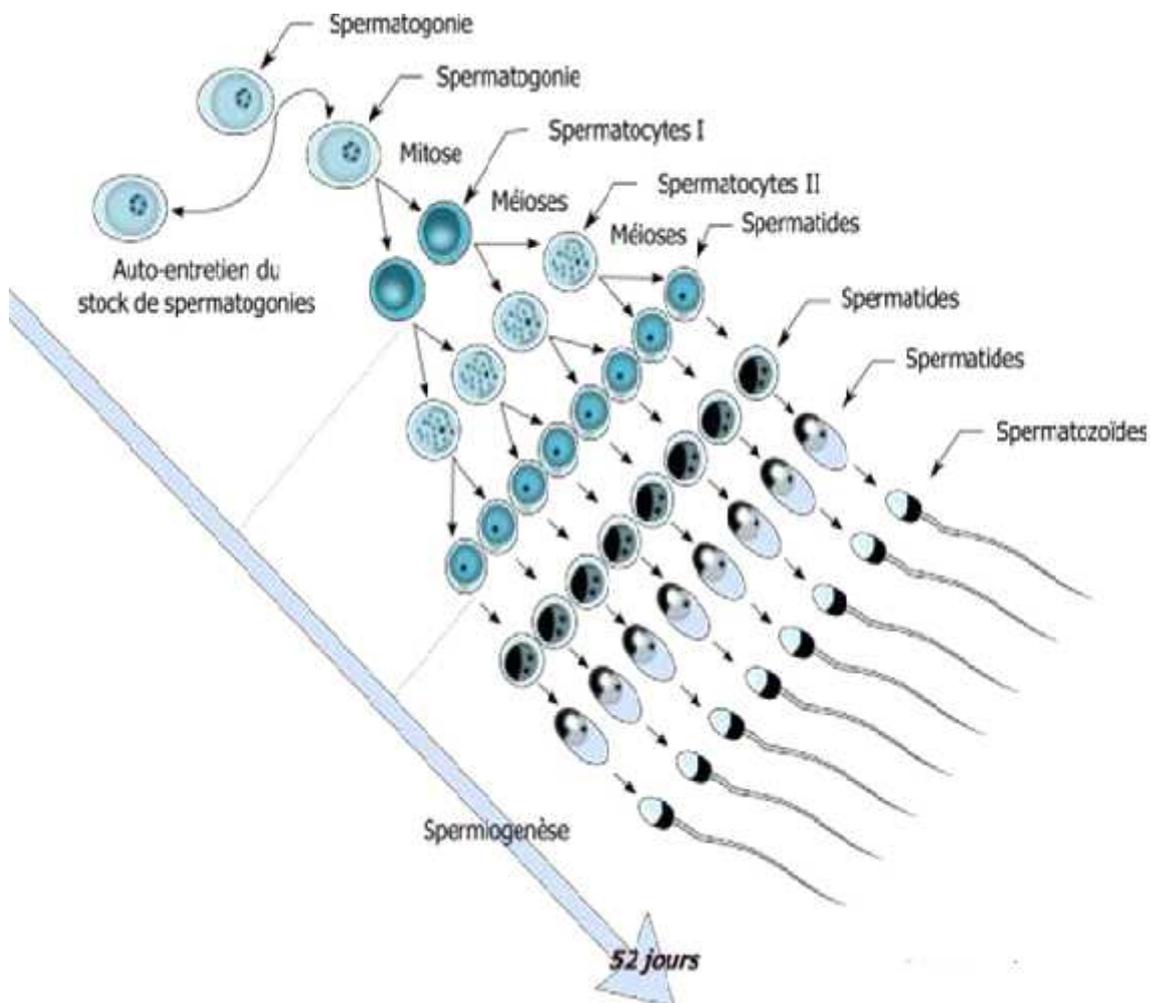


Figure 02 : Les différentes étapes de la spermatogénèse chez le bouc. (Thibault et Levasseur, 2001).

I-4-2- Spermiogénèse : cyto-différenciation de la spermatide en spermatozoïde

La structure générale des spermatozoïdes est, à quelques exceptions près, uniformes chez toutes les espèces. On retrouve une **tête** qui comprend le noyau haploïde, coiffé sur sa face apicale de l'acrosome, le tout entouré d'une mince pellicule de cytoplasme ; une **pièce intermédiaire** qui comprend la base du flagelle et l'appareillage énergétique de la cellule ; une **queue** qui comprend surtout un flagelle assurant la motilité du spermatozoïde. Le processus de spermiogénèse débute dans l'épithélium séminifère et se poursuit après que le spermatozoïde en soit expulsé. Une bonne partie des processus de différenciation décrits ici se produit une fois que les spermatozoïdes sont dans l'épididyme.

- 1- A partir de l'appareil de Golgi se forment des granules glycoprotéiques, les granules pro-acrosomiens, contenus dans des vésicules cytoplasmiques qui migrent vers le pôle apical de la spermatide. Ces vésicules fusionnent et forment l'**acrosome**, ou capuchon céphalique, qui coiffe la surface apicale du noyau cellulaire. L'acrosome est riche en phospholipides et glycoprotéines, en enzymes lytiques associées à ces molécules (hyaluronidase et hydrolases) et en une enzyme analogue à la trypsine. C'est donc un gros lysosome modifié.
- 2- Les deux centrioles de la spermatide migrent vers le pôle basal. L'un d'eux, le centriole distal, forme le **corpuscule basal**, ou cinétosome, à l'origine du flagelle.
- 3- La taille du noyau se réduit, la chromatine nucléaire se condense et l'acrosome adapte sa forme à celle du noyau, recouvrant environ les deux tiers apicaux de celui-ci.
- 4- Des microtubules ancrés au cinétosome commencent à former le flagelle. Ce dernier se compose de deux microtubules centraux entourés de neuf doublets de microtubules, tous fusionnés au niveau du centriole. Le tout est entouré de microfibrilles.
- 5- Le cytoplasme, avec le reste des organites, se déplace vers la région basale de la cellule et entoure la partie proximale du flagelle en formation. La forme du noyau et de l'acrosome devient de plus en plus caractéristique de l'espèce. La chromatine nucléaire achève de se condenser. Le flagelle continue de s'allonger. Presque tout le cytoplasme est éliminé avec les organites qu'il renferme (Golgi, ribosomes, etc.) et ce résidu est phagocyté par les cellules de Sertoli.
- 6- Les mitochondries, regroupées derrière le noyau, se disposent les unes derrière les autres et forment une chaîne enroulée autour de la base du flagelle, dans la pièce intermédiaire ; c'est l'**hélice mitochondriale**.

Rappels sur la physiologie de la reproduction des caprins

Les ARN synthétisés durant la phase d'accroissement, avant la méiose (et éliminés avec le cytoplasme résiduel), codaient pour la synthèse de protéines nécessaires à la formation des organites des spermatozoïdes, entre autres les protéines microfibrillaires et microtubulaires, les enzymes de l'acrosome, les protéines nucléaires.

L'ADN haploïde forme 20% du poids sec du spermatozoïde mûr. Les protéines nucléaires autres que les histones sont éliminées ; les histones conservées contribuent à la condensation et à la stabilisation de la chromatine, la protégeant contre les altérations qu'elle pourrait subir pendant le passage des spermatozoïdes dans les conduits génitaux mâles, puis femelles (pour les animaux à fécondation interne).

Le spermatozoïde mûr est donc une cellule extrêmement spécialisée, dépourvue de nombreux organites cytoplasmiques, n'ayant conservé que ceux indispensables à sa fonction : le transfert du patrimoine génétique mâle vers l'œuf de la femelle.

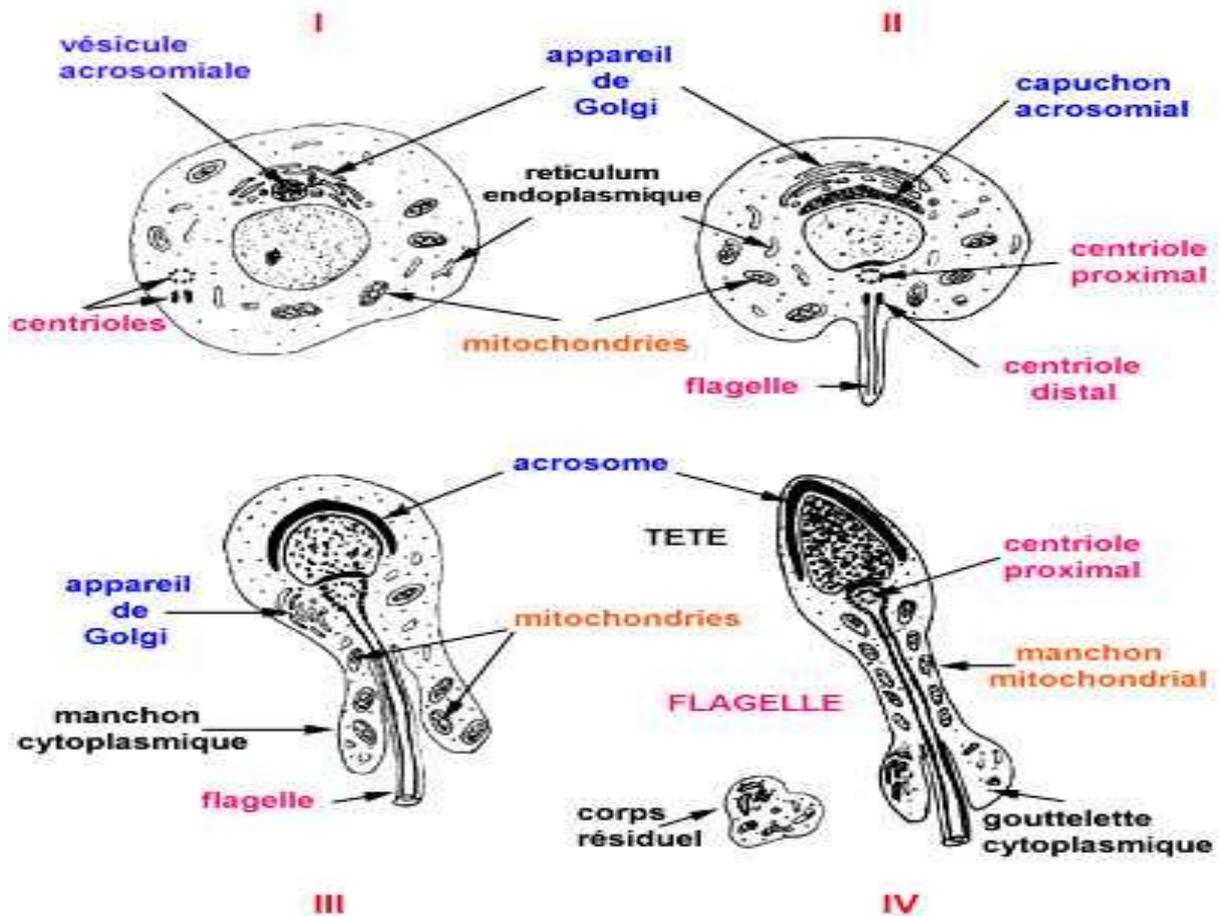


Figure 03: La spermiogénèse (Albert et Jean, 2001).

I-4-3- Cycle spermatogénique :

Est la durée nécessaire à la différenciation d'une spermatogonie devenue post-mitotique (prenant le nom de spermatocyte primaire) en spermatozoïde mûr. Ce temps est déterminé pour chaque espèce, et à l'intérieur du cycle, chaque étape a une durée précise. Il est de 40 jours chez le bouc.

La connaissance de la durée de la spermatogenèse a une grande importance pratique, elle permet d'adapter les traitements de préparation des mâles à leur prévision d'utilisation, de même, tout facteur perturbant la spermatogenèse a un effet négatif sur l'aptitude reproductrice des mâles 40 à 61 jours plus tard selon les espèces.

Les cellules souches de renouvellement entrent en spermatogenèse périodiquement et à des intervalles réguliers, d'une durée relativement courte c'est ce que l'on appelle « le cycle de l'épithélium séminal ».

I-5- Le sperme :

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

- ♦ Une fraction cellulaire constituée par les spermatozoïdes produits par les testicules ;
- ♦ Une fraction liquide appelée plasma séminale, faite de sécrétions testiculaires et des sécrétions des glandes annexes (Vaissaire, 1977 ; Soltner, 1993).

I-5-1- Le plasma séminal :

Le plasma séminal a pour rôle de transporter les spermatozoïdes et d'apporter divers éléments essentiels à leur survie (Baril et *al.* 1993). Les sécrétions des glandes annexes forment les $\frac{3}{4}$ du volume séminal. (www.embryology.ch/francais/dbfruchtuny/beritstel04.html) Ce dernier se forme lors de l'éjaculation : les spermatozoïdes quittent la queue de l'épididyme et rencontrent successivement les sécrétions de la prostate, des glandes vésiculaires et des glandes bulbo-urétrales. Elles ont un impact majeur sur la survie et la fécondance des spermatozoïdes (Courtens et *al.* 1998).

- La prostate apporte, entre autre, zinc et cholestérol qui sont utilisés par les gamètes.
- Les sécrétions de la glande vésiculaire apportent une grande contribution au volume du plasma séminal. Elles sont riches en fructose, la principale source d'énergie pour les gamètes.

Rappels sur la physiologie de la reproduction des caprins

Les sécrétions des glandes bulbo-urétrales sont riches en une phospholipase A, L'enzyme coagulant le jaune d'œuf (EYCE) possède une activité phospholipase A hydrolysant la lécithine du jaune d'œuf en acides gras et lysolécithine (Roy, 1957 ; Iritiani et Nishikawa, 1972) qui sont toxiques pour les spermatozoïdes (Aamdal et al, 1965), la protéine SBU III est un monomère de 55 – 60Kda Nglycosyl, appelée BUSgp60. Elle possède une activité triglycéride lipase (Pellecier-Rubio et al, 1997). Elle est à l'origine d'une diminution du taux des spermatozoïdes mobiles et de la motilité, une altération de l'acrosome et la mort des spermatozoïdes épидидymaires dilués dans du lait écrémé. En hydrolysant les triglycérides résiduels de ce dernier, la SBU III génère des produits de lipolyse cytotoxiques (acides gras) (Pellecier et Combarous, 1998). Cette particularité de la semence de bouc donne des contraintes pour sa conservation et le maintien de sa qualité après cryoconservation.

I-5-2- Spermatozoïde :

C'est le gamète mâle. Le spermatozoïde est une cellule haploïde, pauvre en cytoplasme et comporte un flagelle assurant sa mobilité. Chez le bouc sa longueur totale est de 60 à 65 μ . Il sert à féconder l'ovule en lui transmettant le patrimoine génétique mâle (Thibault C., 1975).

Il offre, à l'étude, trois parties :

a) La tête : c'est la partie essentielle du spermatozoïde formée d'une masse homogène de chromatine représentant le noyau recouvert à sa partie antérieure par l'acrosome. Chez le bouc, la tête présente une forme elliptique avec une longueur de 8 à 9 μ et une largeur de 5 μ (Barone R., 1978).

L'acrosome est riche en enzymes protéolytiques (hyaluronidase et acrosine) qui jouent un rôle fondamental lors de la fécondation en permettant au spermatozoïde de perforer les membranes entourant l'ovocyte (Bonne et al., 1988).

b) Le col : est une partie cytoplasmique très courte qui assure la jonction entre la tête et la pièce intermédiaire de la queue. Le col est constitué d'une plaque basale, le centriole proximal, 9 fibres denses qui entourent 9 paires de tubules périphériques et une paire centrale ; le tout est entouré d'une gaine mitochondriale, elle-même entourée d'une membrane cytoplasmique.

c) Le flagelle : c'est la partie la plus longue du spermatozoïde et elle présente trois segments :

- **La pièce intermédiaire :** est une étroite bande de cytoplasme composée essentiellement d'une gaine mitochondriale en hélice au tour du filament axial, cette gaine a pour rôle de fournir

Rappels sur la physiologie de la reproduction des caprins

l'énergie nécessaire à la contraction des fibrilles du filament axial et donc d'assurer la motilité du spermatozoïde.

- **La pièce principale :** comporte le filament axial entouré d'une mince gaine protoplasmique fibreuse.

- **La pièce terminale :** à ce niveau, la gaine protoplasmique fibreuse fait défaut. Le filament axial est le seul présent.

Le fructose (ou glucose), présent dans le plasma séminal, est oxydé, dans un milieu aérobique, en CO_2 par les spermatozoïdes. Ces derniers sont également capables de rompre ces sucres en acide lactique, dans un milieu anaérobique (Baril G., Chemineau P., Cognie Y., Guerin Y., Leboeuf B., Orgeur P., Vallet J. C., 1993).

La motilité du spermatozoïde est étroitement liée au fructose et au contenu intracellulaire en AMPc (Mc. Donald Me., 1980).

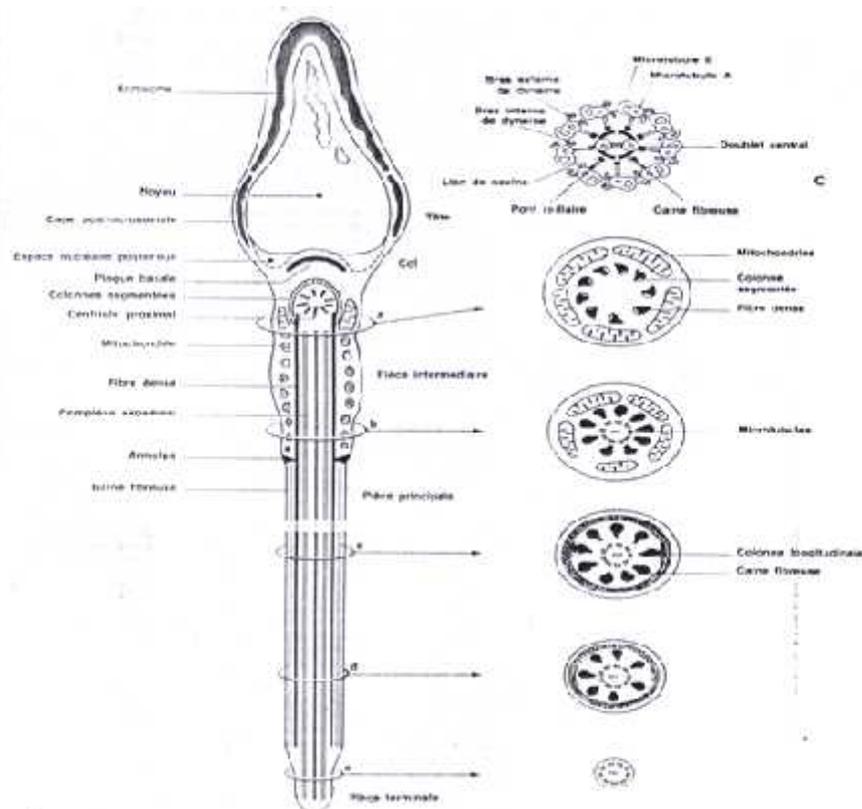


Figure 04 : Ultra structure du spermatozoïde (Dadoune J-P., 1998).

I-6- L'acquisition de la fécondance :

À la sortie des tubes séminifères, les spermatozoïdes ne sont pas fécondants. Ils sont d'abord transportés dans le liquide épидидymaire vers la queue de l'épididyme, où ils seront stockés jusqu'à l'éjaculation. Le transit se déroule sur 10 à 15 jours (Goyal et Memon, 2006) puis les spermatozoïdes peuvent survivre jusqu'à trois semaines dans la queue de l'épididyme (Thibault et Levasseur, 2001). A un temps donné, l'épididyme contient en moyenne 67% du stock de spermatozoïdes dont 73% d'entre eux sont réservés au niveau de la queue (Ritar et al., 1992). Au cours du passage épидидymaire, les spermatozoïdes subissent une maturation. Ainsi, quelques modifications morphologiques sont apportées sur le noyau et la membrane cytoplasmique.

Les gamètes mâles acquièrent alors la capacité de mobilité du flagelle et l'aptitude à féconder.

Le **pouvoir fécondant** est acquis lors de la traversée de l'épididyme, grâce à ses sécrétions. L'hélice mitochondriale achève alors sa mise en place et l'acrosome adopte sa forme définitive. Des sécrétions glycoprotéiques de l'épididyme se déposent à la surface membranaire du spermatozoïde et contribuent à la stabilisation de la membrane : elles masquent les sites antigéniques à la surface du spermatozoïde, lui assurant une impunité contre d'éventuelles agressions dans les voies femelles, et inhibent les enzymes de l'acrosome, évitant que celles-ci ne s'attaquent aux cellules des voies mâles ou femelles.

I-7- Les caractéristiques de la semence :

La semence correspond à la suspension des spermatozoïdes dans un liquide appelé plasma séminal. Les principales caractéristiques de la semence de bouc et de sa production sont présentées dans le tableau ci-dessous :

Rappels sur la physiologie de la reproduction des caprins

Tableau 01: Caractéristiques de la semence de bouc et de sa production (Hafez, 1993 ; Leboeuf et al. 2003 ; Memon et al., 2006).

Aspect/Couleur	<i>Variable selon la concentration</i> Blanc nacré pour une semence de qualité
Volume (mL) par éjaculat	0,1 à 1, 5mL
Concentration moyenne (spermatozoïdes/mL)	$4 \cdot 10^9$ (2– 5)
%de spermatozoïdes motiles	80% (70-90%)
%de spermatozoïdes normaux	80% (70-90%)
DSO (daily sperm output)	$2,96 \cdot 10^9 \pm 0,36$ spermatozoïdes chez les boucs Alpin et Saanen

Le volume d'un éjaculat est variable selon les saisons, l'âge et les rythmes de collecte de la semence (Manfredi et al., 1998).

Il est élevé pendant la saison sexuelle, puis il diminue par la suite (Leboeuf et al., 2003). La concentration spermatique est augmentée en dehors de la saison sexuelle (Corteel, 1977), c'est une tendance opposée aux autres paramètres.

L'éjaculation quotidienne de spermatozoïdes (DSO) peut correspondre entre 40 et 80% de la production quotidienne de spermatozoïdes (DSP), lorsque les boucs sont prélevés plusieurs fois par semaine (Leboeuf, et al., 2003).

Le pourcentage de spermatozoïdes motiles est plus haut pendant la période de reproduction. Il existe des petites variations du pourcentage de spermatozoïdes anormaux: 5 à 8% pendant la saison et 10 à 18% en dehors de celle-ci (Corteel, 1977; Leboeuf et al., 2003).

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

Le 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 (Dérivaux, 1971 ; Hafez, 1974). 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 (Setchell, 1977 ; Corteel, 1988).

II- L'activité sexuelle de caprin :

Le système de reproduction des caprins est polygame : pendant un oestrus, une femelle peut s'accoupler avec plusieurs mâles et un mâle peut s'accoupler avec plusieurs femelles. Généralement ce sont les mâles dominants qui réalisent le plus grand nombre d'accouplement.

II-1- Le comportement sexuel :

le comportement sexuel est l'ensemble des activités externes apparentes des organismes, caractéristiques de l'espèce, qui implique chez deux individus indépendants, le mâle et la femelle, la coordination des conduites (comportement) avec les événements physiologiques (production de gamètes) permettant le succès de la reproduction de l'espèce (Thibault C., 1993).

La pauvreté d'information, concernant le comportement sexuel des caprins, est due à la fois à leurs indépendance et familiarisation. Ils sont capables de s'adapter à des conditions d'environnement variées et n'ont pas posé de problèmes majeurs aux éleveurs (Signoret J-P., Balthazart J., 1991).

Le comportement sexuel présente un intérêt évident dans l'amélioration des performances et la gestion des élevages caprins en diminuant la variabilité de la fertilité (40 à 85% après insémination artificielle) ou en contrôlant la période de reproduction.

Les performances d'un élevage dépendent de la reproduction, celle-ci dépend de la volonté et de la capacité des animaux à s'engager dans un comportement sexuel et à se féconder au bon moment (Gordon., I 1997).

II-1-1- Le comportement du mâle :

Pendant la phase appétitive, le bouc a un comportement assez marqué. Il recherche le contact avec ses partenaires femelles en œstrus (Katz et McDonald, 1992 ; Fabre-Nys, 2000).

Une fois que le mâle a détecté des femelles en chaleur, une séquence de comportements s'enchaîne. Il adopte une position particulière : la tête est allongée dans le prolongement du dos, avec les oreilles couchées. Le flairage de la région ano-génitale et des urines constitue un des premiers contacts directs avec la chèvre. C'est une identification olfactive de courte durée. Puis, le bouc adopte une mimique particulière, le flehmen d'une durée de 10 secondes à 1 minute : sa tête est relevée, le cou est tendu et les lèvres sont retroussées. Le flehmen expose l'organe

Rappels sur la physiologie de la reproduction des caprins

voméronasal situé sous la surface intérieure des fosses nasales permettant la détection des phéromones et de certaines odeurs (Rekwot et al, 2001). Pour renforcer son marquage, le bouc asperge sa barbe d'urine.

Après ces premières approches, le bouc se met en retrait et courtise la chèvre repérée : rotation de la tête vers elle, vocalise à mouvements de la patte antérieure mise en extension en direction de la femelle. Parfois, il donne des coups de tête et/ou d'épaule dans le flanc et les hanches de la chèvre. Si la femelle est réceptive, elle s'immobilise ; sinon elle prend fuite.

La phase consommatrice se caractérise par plusieurs tentatives de chevauchements, qui sont accompagnées d'une érection, après quelques essais. Puis, vient l'accouplement où le bouc chevauche, avec intromission. L'éjaculation arrive, généralement, après la première intromission.

C'est un acte de courte durée, de l'ordre de quelques secondes pendant lequel le bouc génère un coup de rein et lève la tête vers l'arrière. Après l'éjaculation, le bouc montre une diminution de son activité, mais ce n'est pas une réelle phase réfractaire.

Le nombre d'accouplements par jour varie selon la race, les facteurs individuels, la saison, la température, etc. Un bouc en bonne santé peut saillir environ 50 femelles pendant une saison et parfois jusqu'à 20 fois par jour (Hafez, 1993).

Pour les mâles et femelles, le comportement sexuel peut être découpé en deux phases (Fabre-Nys, 2000) :

- la phase "appétitive", correspondant à une phase de recherche du contact ;
- la phase « consommatrice » qui est la phase d'accouplement.

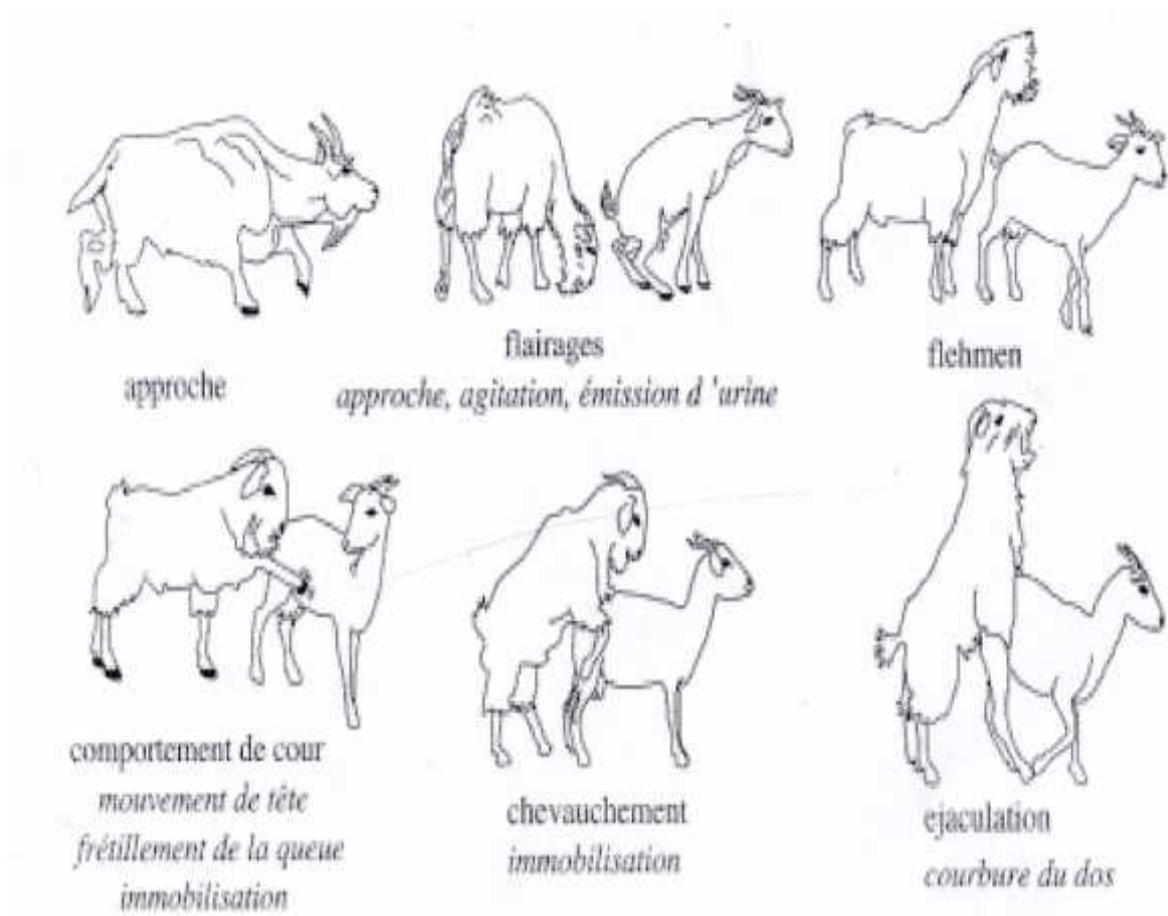


Figure 05 : Les différents éléments du comportement sexuel des caprins
(Comportements femelles, en caractères italiques verts) (Fabre-Nys C., 2000).

II-1-2- Le comportement de la femelle :

Le comportement sexuel de la femelle a été décomposé en trois stades (Beach, 1976 cité dans Fabre-Nys & Gelez 2007 ; Katz & McDonald 1992) :

- La phase d'attractivité, où la femelle n'exprime pas de comportement particulier, néanmoins elle provoque passivement un stimulus sexuel. Le mâle fait donc ses approches.
- La phase de perceptivité correspond à la phase appétitive. La chèvre, très agitée cherche à attirer et à stimuler le mâle par des comportements de chevauchements entre femelles. Tout en faisant ses avances vers le mâle, elle remue la queue, émet des jets d'urine et vocalise.

Rappels sur la physiologie de la reproduction des caprins

- La phase de réceptivité se caractérise par une immobilisation active de la femelle lors du chevauchement par le bouc. Cette phase dure le plus souvent entre 20 et 23 heures.

Une baisse d'appétit et de la production laitière accompagnent parfois les autres signes d'œstrus. Ce dernier est associé au pic pré-ovulatoire de LH. L'intervalle entre le début de l'œstrus et le pic est variable selon les races et les individus : 14,5 heures chez l'Alpine et 8 heures chez la chèvre Boer (Greyling, 2000 ; Fatet *et al.* 2011).

L'espèce caprine manifeste une variation saisonnière de l'activité sexuelle qui est plus ou moins marquée selon la race, la latitude et d'autres facteurs environnementaux. Lorsque la durée du jour s'allonge, l'activité de reproduction devient minimale voire nulle (Delgadillo *et al.*, 1999).

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 (Baril *et al.*, 1993). Au contraire, la plupart des autres races expriment, sous des latitudes tempérées ou subtropicales une activité sexuelle saisonnière marquée (Leboeuf *et al.*, 2008).

Le moment d'apparition et la durée de la saison sexuelle varient selon plusieurs facteurs: la latitude, le climat, la race et la présence de partenaires sexuels.

L'expression du comportement sexuel est variable selon les individus, le contexte, le moment de la saison sexuelle et du partenaire (Fabre-Nys et Gelez, 2007).

Le comportement sexuel est sous contrôle hormonal. Les variations de l'activité sexuelle du bouc suivent les variations du taux sanguin de testostérone. Chez la chèvre, l'œstrus est déclenché par une augmentation de la concentration sanguine d'œstradiol.

Contrairement à la brebis par exemple, une imprégnation à la progestérone n'est pas nécessaire pour induire l'œstrus. Ainsi, une chèvre peut manifester un comportement d'œstrus sans phase lutéale préalable, c'est-à-dire en début de saison ou après un cycle court (Thibault et Levasseur, 2001).

Les relations entre individus interviennent aussi dans l'expression du comportement sexuel. Au sein d'un groupe, la motivation et l'efficacité sexuelle du bouc sont sous l'influence des compétitions basées sur les relations hiérarchiques de dominance (Leboeuf, *et al.*, 2003).

Rappels sur la physiologie de la reproduction des caprins

Certains mâles élevés en absence de femelles manifestent des troubles comportementaux vis-à-vis des chèvres. Ce mode d'élevage favorise l'apparition de comportements homosexuels.

L'observation de congénères déjà en activité rendrait les boucs spectateurs plus efficaces (Price *et al.*, 1984 ; Katz et McDonald, 1992).

L'alimentation est un des facteurs affectant la libido, particulièrement, dans un cas de sous-nutrition (Walkden-Brown et Bocquier, 2010).

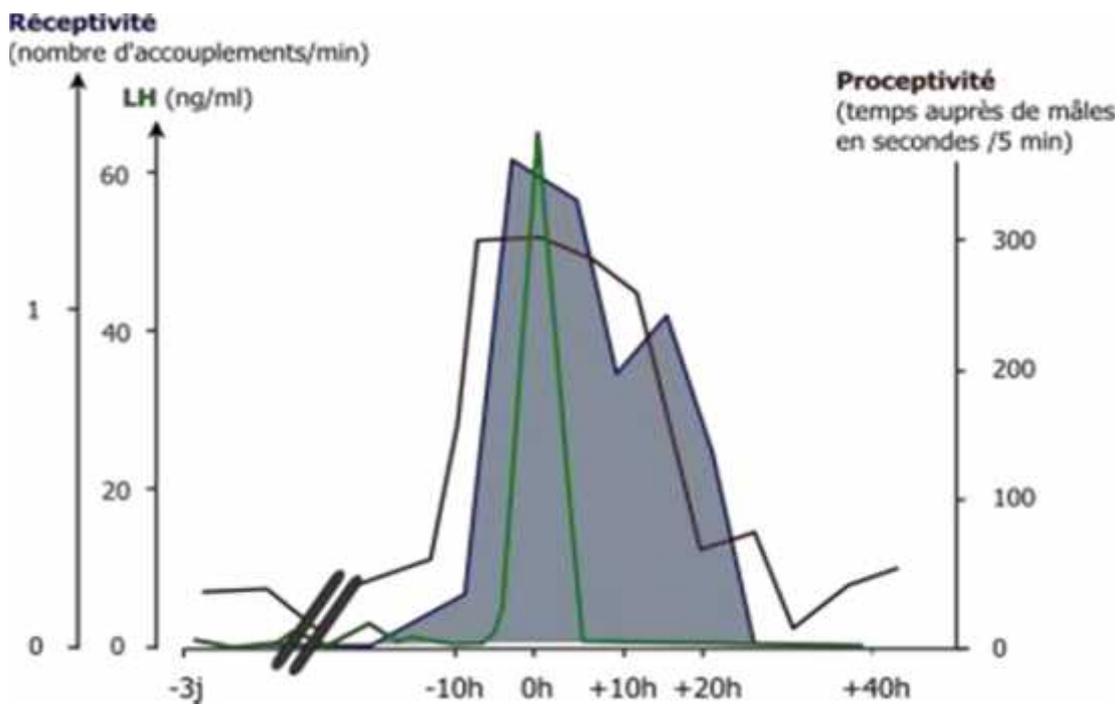


Figure 06 : Evolution des stades du comportement sexuel au cours du cycle œstral chez la chèvre naine du Japon (adapté de Fabre-Nys C., 2000).

Les caprins des zones tempérées manifestent des variations saisonnières de leur activité sexuelle. La reproduction caprine est caractérisée par une longue période de repos sexuel (Chemineau *et al.*, 1992).

Des variations saisonnières spontanées des activités d'ovulation et de chaleurs existent chez les chèvres Alpines et Saanen. En moyenne, dans un troupeau expérimental, l'arrêt des chaleurs est détecté la troisième semaine de janvier, et celui des ovulations la troisième de février ; alors que le début des chaleurs a lieu la première semaine d'octobre et celui des ovulations à la

Rappels sur la physiologie de la reproduction des caprins

deuxième d'octobre. Ces dates sont très répétables d'une année sur l'autre pour une même chèvre.

Il convient de remarquer que les chaleurs débutent 6 à 11 jours avant les ovulations, du fait de l'apparition, dans au moins la moitié des cas, de chaleurs sans ovulation associée. C'est l'inverse en fin de saison sexuelle où les ovulations cessent environ 1 mois après la dernière chaleur.

Ces dates de début et de fin de saison définissent des durées d'activités spontanées très limitées dans le temps : en moyenne 114 jours pour la durée des chaleurs et 135 pour celle des ovulations. De manière complémentaire, les durées des périodes sans chaleurs et sans ovulation s'établissent en moyenne à 252 jours (Chemineau et al, 1992.).

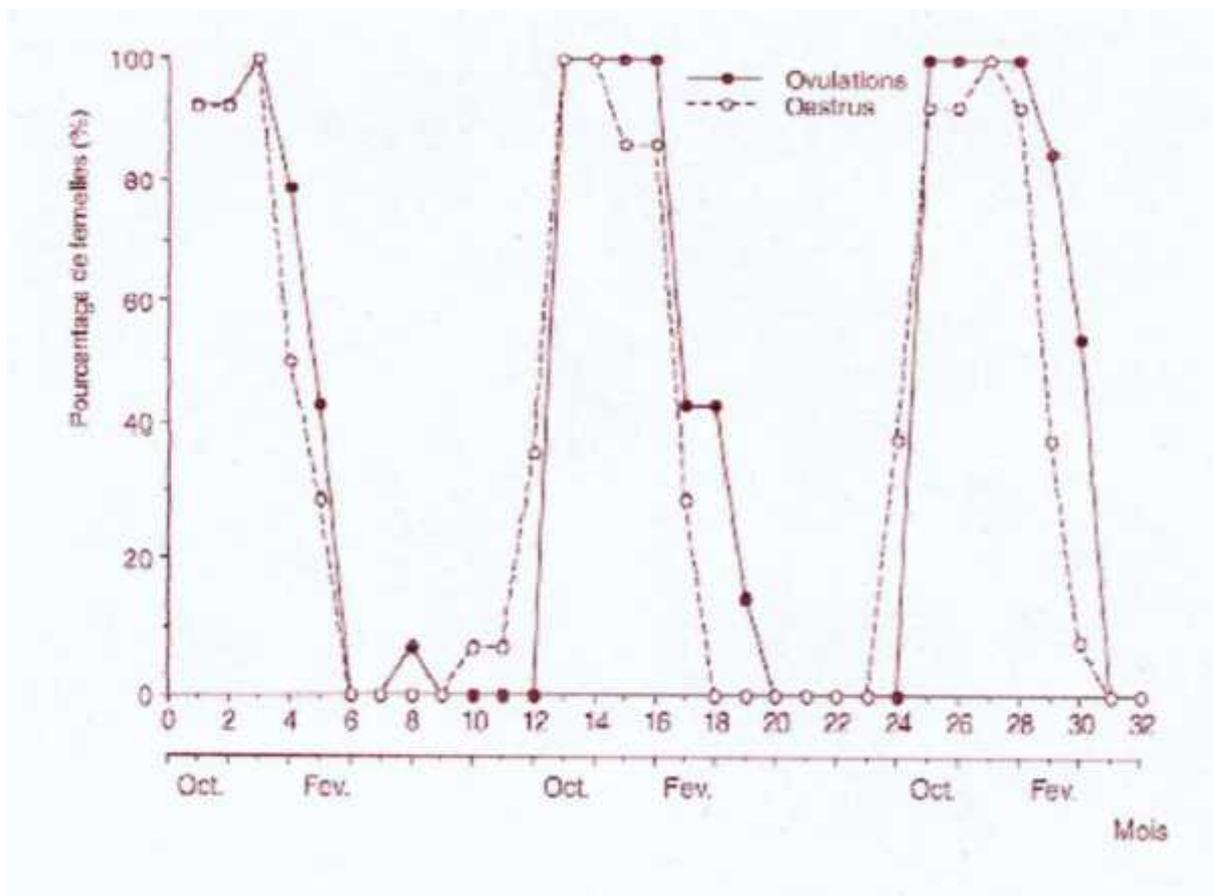


Figure 07: Variations saisonnières du pourcentage de chèvres Alpines manifestant au moins un comportement d'œstrus ou une ovulation par mois à la latitude de 47° Nord (Tours, France) (Chemineau et al, 1992.)

Les boucs en dehors de la saison de reproduction manifestent une diminution du comportement sexuel et de la spermatogenèse (Baril *et al.*, 1993). Les phénomènes suivants sont observés:

- Le nombre de chevauchements et de saillies deviennent quasiment nul chez tous les mâles. Le temps de réaction est largement augmenté (Baril *et al.*, 1993).
- Le poids des testicules, un reflet de l'activité spermatogénique, est diminué. Une moyenne de 100 grammes par testicules est constatée en mars comparativement à plus de 150 grammes en septembre chez le bouc Alpin ou Saanen (Delgadillo *et al.* 1991).
- La qualité de la semence est altérée. La diminution de la motilité des spermatozoïdes est associée à une baisse sévère de leur fertilité (Delgadillo *et al.*, 1992).

II-2- Les facteurs de contrôle de l'activité sexuelle :

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 derniers, 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 de la thermogénèse, le poids corporel ou encore le comportement alimentaire (Thibault et Levasseur, 2001).

II-2-1- Les rétrocontrôles sur l'axe hypothalamo-hypophysaire :

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 : elles réduisent 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 à les œstrogènes, (Monniaux *et al.*, 2009).

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 (Thibault et Levasseur, 2001). Chez le mâle, la testostérone et l'inhibine accomplissent ce même rôle.

II-2-2- Le contrôle photopériodique :

Chez le bouc, la fréquence et l'amplitude des pics de LH varient en fonction de la saison. Ainsi, la testostéronémie suit la même tendance. Les taux sont plus faibles de janvier à mai, puis ils augmentent régulièrement pour atteindre des valeurs maximales en septembre. La diminution des taux est ensuite progressive jusqu'en janvier, puis le cycle annuel recommence (Chemineau et Delgadillo, 1994).

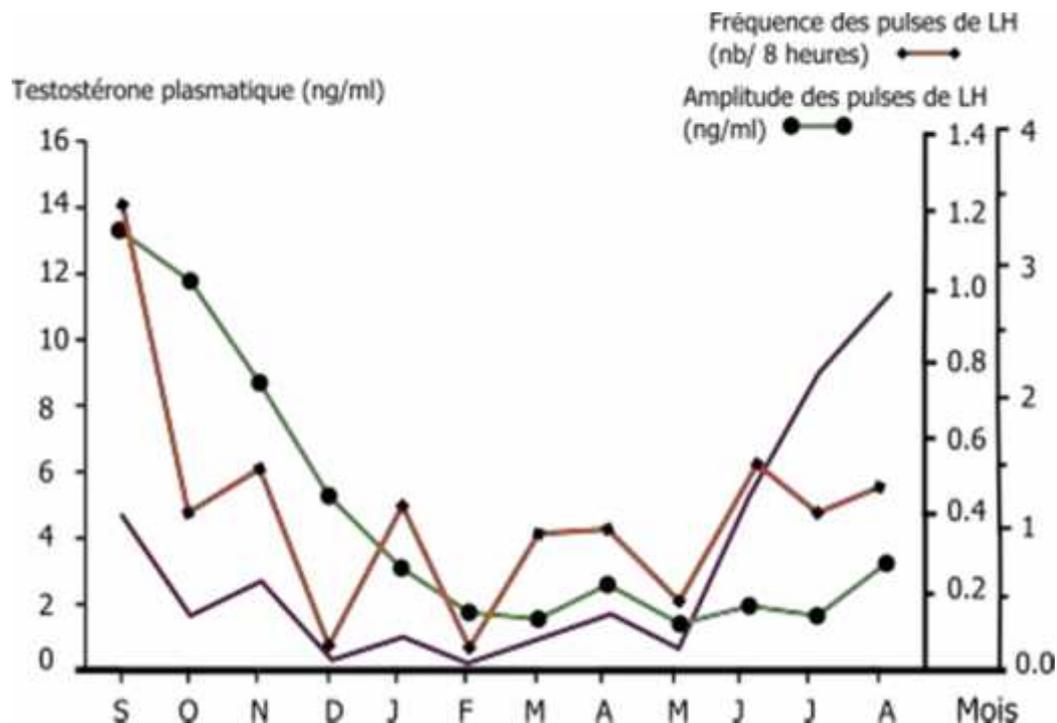


Figure 08: Variations saisonnières des pics de LH (amplitude et fréquence) et de la concentration sanguine en testostérone (d'après Delgadillo et al. 1992).

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 (Chemineau et al., 1996).

D'autre part, l'intensité de la rétroaction négative exercée par l'œstradiol $_{17}$ 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 (Thiery et al. 2002).

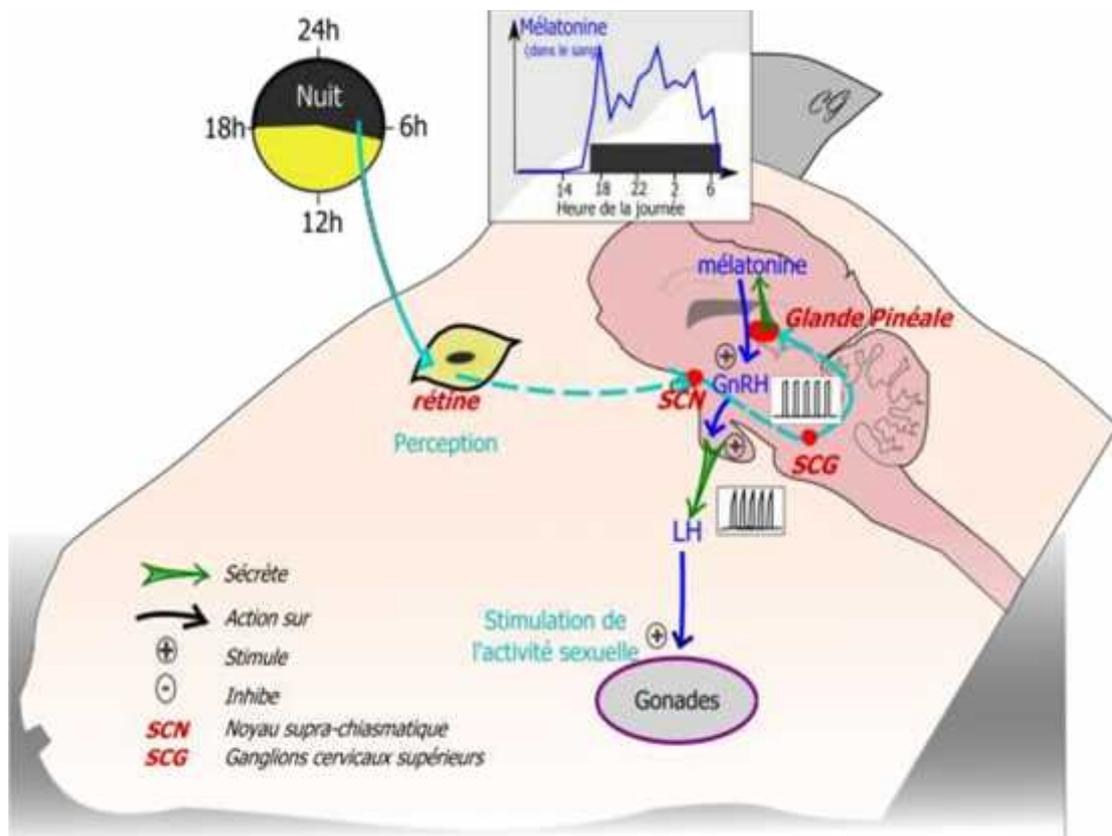


Figure 09 : Contrôle de la photopériode sur le système nerveux central.

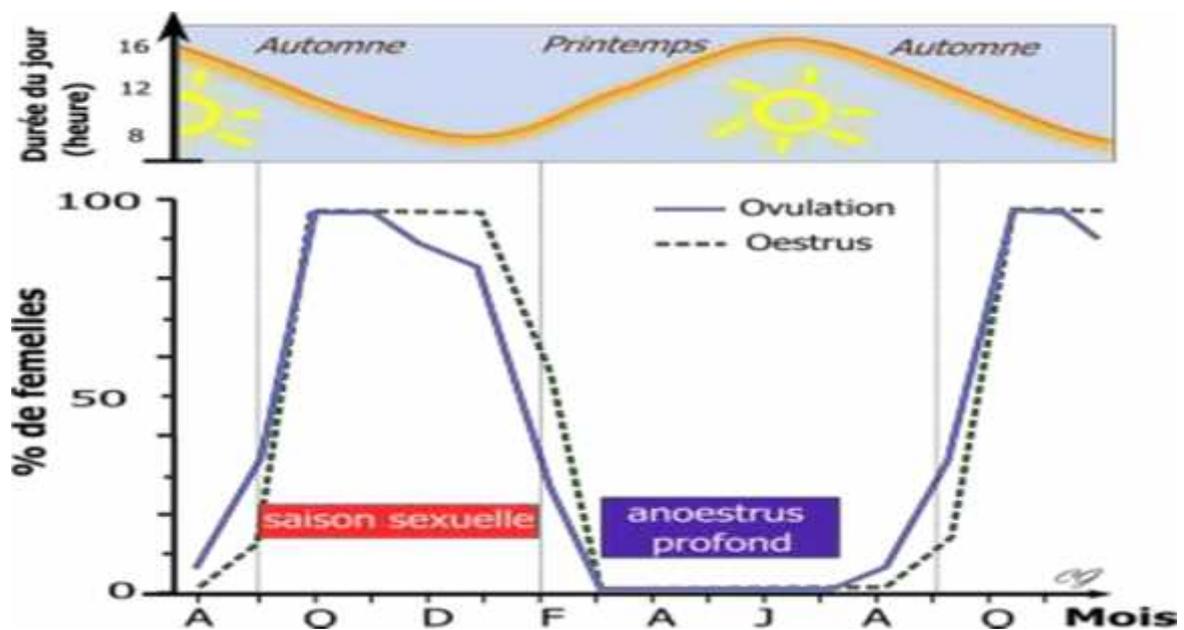


Figure 10: Variations saisonnières des ovulations et du comportement d'œstrus de la chèvre Alpine (adapté de Baril et al. 1993).

II-2-3- L'influence des partenaires sexuels :

Dans certaines circonstances, la mise en contact de femelles en anœstrus avec un bouc qui a été isolé pendant plusieurs semaines, provoque une brusque augmentation de l'amplitude et la fréquence des pulses de LH (Chemineau, 1989). Néanmoins, le taux de FSH ne subit pas un changement aussi rapide (Gelez et Fabre-Nys, 2004). Cette réponse, appelée effet bouc, induit une à plusieurs ovulations synchronisées au sein du groupe de femelle.

D'autre part, la présence prolongée d'un mâle avec les femelles allonge la durée de la saison sexuelle. Ce phénomène a été notamment mis en évidence chez la chèvre australienne Feral (Restall, 1992).

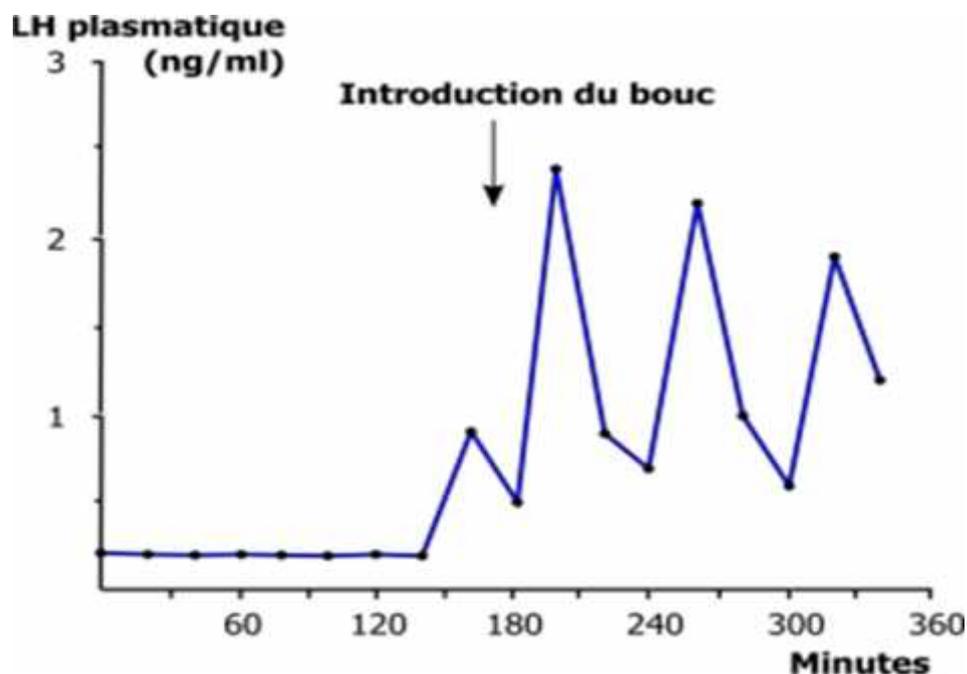


Figure 11 : Augmentation des pulses de LH chez la chèvre suite à l'introduction d'un bouc (Chemineau1989).

II-2-4- La race :

Le caractère saisonnier de la reproduction est sous l'influence de critères génétiques (Chemineau et al, 2010). Selon les races, les caprins montrent une saisonnalité plus ou moins marquée avec la possibilité ou non de modifier ce caractère en changeant de latitude. Par exemple, en Amérique du Nord, les chèvres Alpine, Saanen et La Mancha restent très saisonnées (d'août à février) en Espagne, alors que les races Anglo-nubienne ou Pygmée le sont très peu (Hafez, 1993; Amoah et al, 1996).

II-2-5- Les interactions entre individus :

L'introduction d'un bouc dans un lot de chèvres, quelques semaines avant le début présumé de l'œstrus, déclenche l'apparition de chaleurs. La saison de reproduction est alors avancée (Chemineau, 1989). Ce phénomène, appelé effet mâle est dû à la perception par les femelles de stimulus provoqués par le bouc ardent : odorat principalement, comportement sexuel et vocalises (Gelez et Fabre-Nys, 2004; Delgadillo *et al.*, 2006)

Par ailleurs, la mise en contact de femelles induites en œstrus avec des chèvres en anœstrus déclenche l'ovulation pour ces dernières (Restall *et al.*, 1995). Pareillement, des boucs en période de repos sexuel au contact de chèvres cyclées acquièrent une augmentation de leur comportement sexuel (Carrillo *et al.*, 2011).

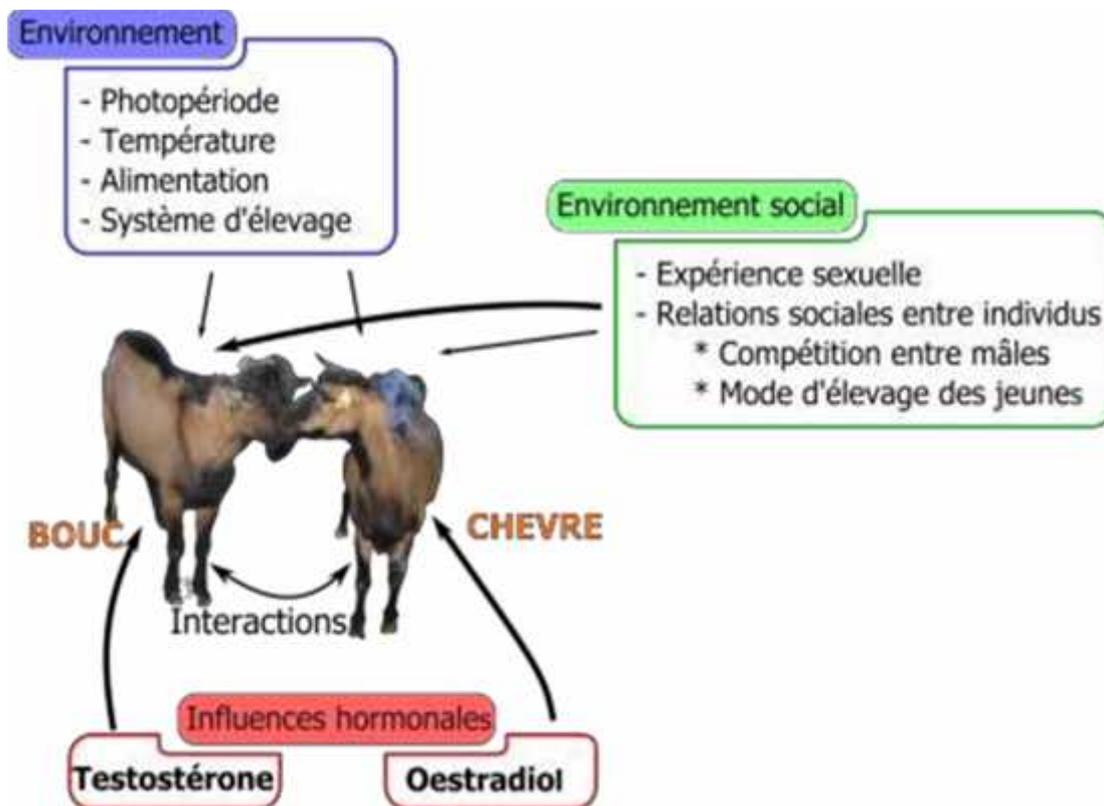


Figure 12 : Facteurs contrôlant l'expression du comportement sexuel chez les caprin (adapté de Fabre-Nys C., 2000).

II-2-6- L'alimentation, la disponibilité alimentaire et le climat :

Le climat, déterminé par la température et l'humidité, influence la saisonnalité de l'activité sexuelle des caprins, principalement chez les races peu saisonnées (Amoah et *al.* 1996).

Par ailleurs, en milieu tropical, le manque de disponibilité alimentaire induit une période d'ancestrus et peut alors raccourcir la saison sexuelle. Après la saison de pluie, l'alimentation étant plus abondante, l'activité sexuelle reprend assez vite (Hafez, 1993). 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; Walkden-Brown et Bocquier, 2010).

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 (Walkden-Brown et Bocquier, 2010).

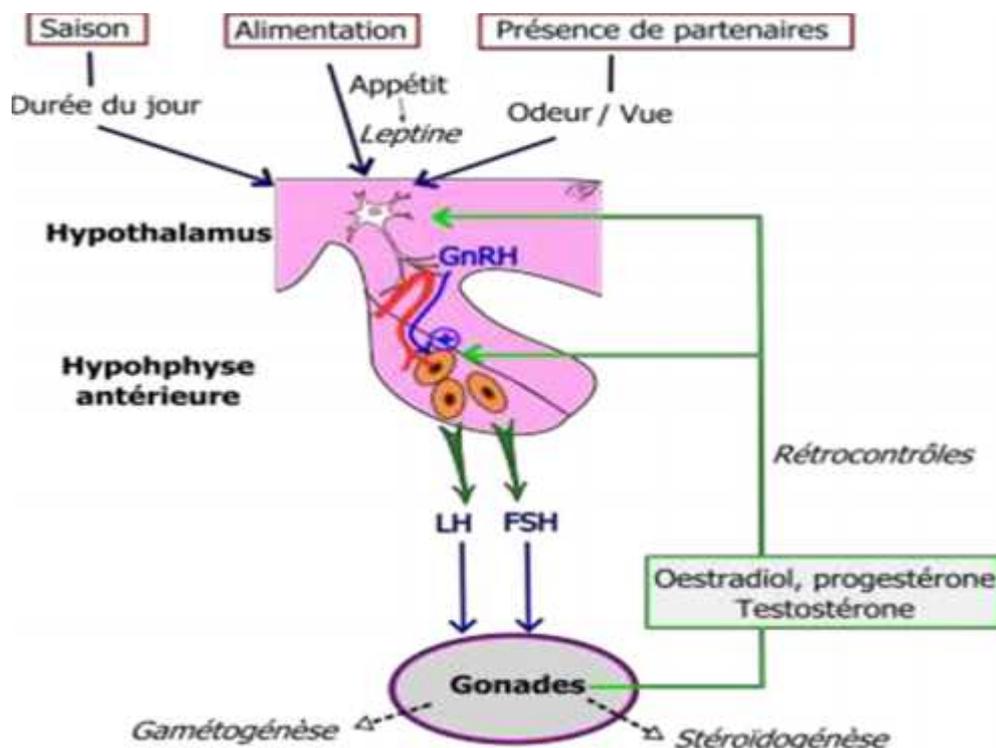


Figure 13: L'axe hypothalamo-hypophysaire et ses facteurs de régulation (adapté de Chemineau et Delgadillo, 1994).

II -3- La saisonnalité de l'activité sexuelle chez le bouc :

II-3-1- Variations du comportement sexuel et du poids testiculaire :

Chez les boucs, les éléments du comportement sexuel (flairages, montes, saillies) suivent des variations saisonnières très importantes. La fréquence des saillies est maximale d'octobre à janvier, et minimale le reste de l'année (Rouger, 1974). Il existe des variations saisonnières du taux de réussite à la collecte au vagin artificiel (Corteel, 1977), et de latence à l'éjaculation (Delgadillo *et al*, 1991). Le pourcentage d'échecs à la collecte est nul d'octobre à avril, mais s'élève jusqu'à 20% de mai à août. Le poids testiculaire, qui est étroitement lié à l'activité spermatogénique du testicule, subit aussi des variations saisonnières, avec des valeurs basses de janvier à avril et hautes de septembre à décembre.

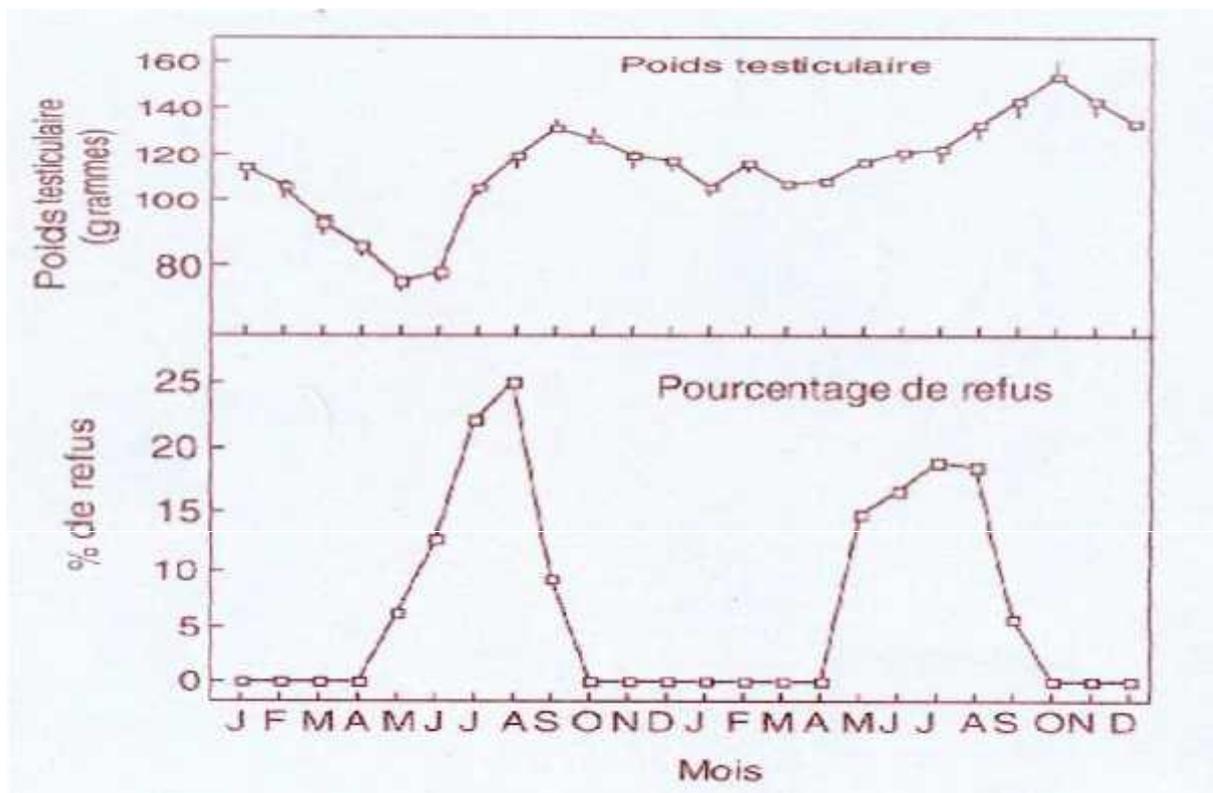


Figure 14: Variations saisonnières du poids testiculaire ($m \pm SEM$) et du pourcentage de refus à la collecte chez 6 boucs Alpains et Saanen, collectés au vagin artificiel deux fois par semaine (Delgadillo *et al*, 1991.)

II-3-2- Variations de la qualité et de la fécondance de la semence :

Ces variations de comportement sexuel et de poids testiculaire sont associées à des changements importants dans le volume et la concentration de l'éjaculat (Corteel, 1977). Une forte baisse de la motilité individuelle et de la fécondance des spermatozoïdes est également observée entre avril et août (Corteel, 1977 ; Delgadillo *et al.*, 1991), ce qui, dans des conditions naturelles d'éclairage, a des conséquences pour les centres d'insémination artificielle qui ne peuvent collecter que de septembre à février, mais également pour les éleveurs utilisateurs de mâles pour les saillies à induction hormonale de l'œstrus en contre-saison. Pour pallier ce problème, les centres d'insémination utilisent actuellement des programmes lumineux, afin de pouvoir collecter les boucs sur d'autres périodes de l'année.

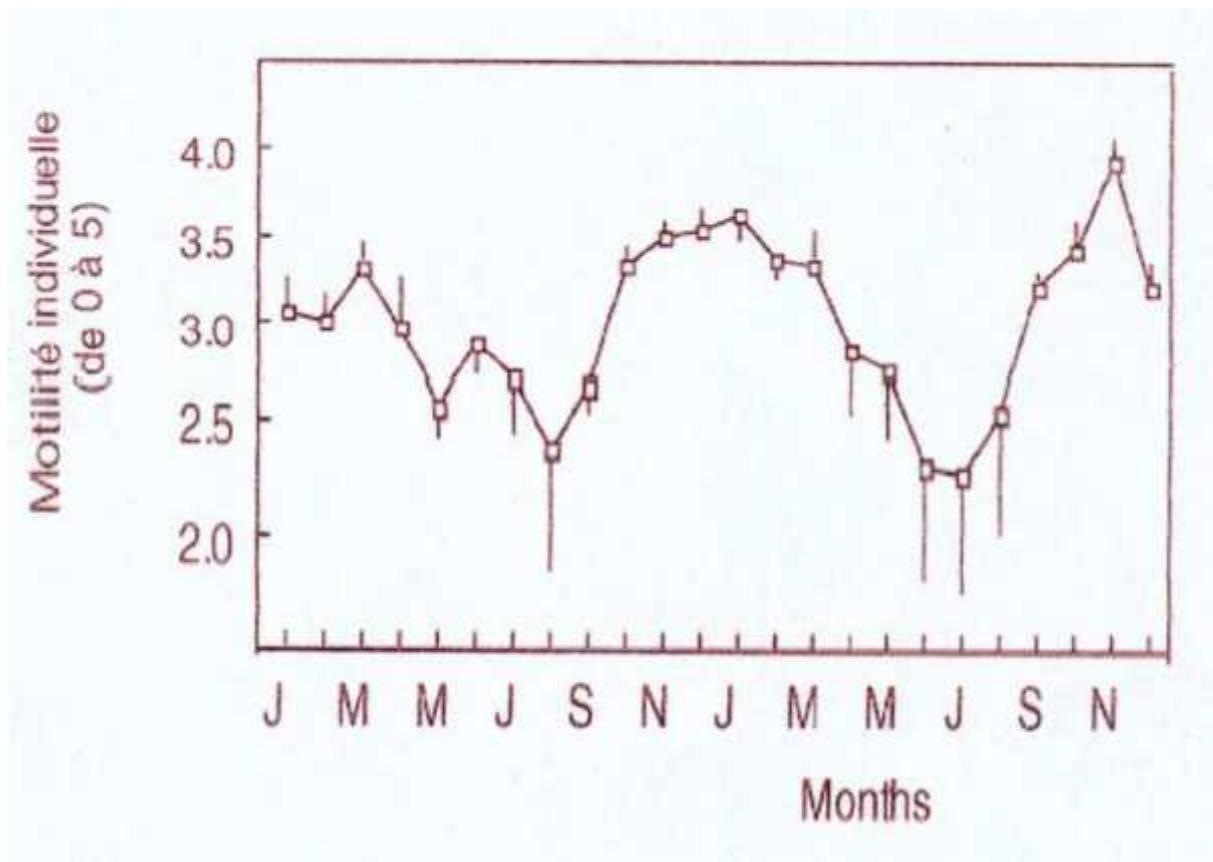


Figure 15: Variations saisonnières de la motilité individuelle des spermatozoïdes (m ± SEM) chez 6 boucs Alpains et Saanen, collectés au vagin artificiel deux fois par semaine (Delgadillo et al., 1991.)

CHAPITRE II :

SPERMOGRAMME

La récolte du sperme est la première opération à réaliser dans la technique de l'insémination artificielle et/ou de son examen. Chez le bouc, elle se fait par deux méthodes communes pour toutes les espèces animales. La première est celle du vagin artificielle (Djabakou et al, 1984 ; Meyer et Yasso, 1990) et la seconde est l'électro-éjaculation (Derivaux et Ectors, 1986).

I- Les techniques de prélèvement :

Deux techniques de prélèvement sont décrites : le vagin artificiel et l'électro-éjaculateur. C'est la méthode la plus largement utilisée en raison de la facilité de collection et du confort de l'animal (Shoenian, 2005).

I-1- La récolte au vagin artificiel :

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

Cette méthode permet :

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

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

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

Il est constitué dans la majorité des espèces de :

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

La cavité close qui se forme entre les deux cylindres réalise une chambre circulaire communicante avec l'extérieur par l'ajutage du cylindre extérieur.

SPERMOGRAMME

L'une des extrémités du vagin artificiel reste ouverte permettant l'intromission de l'organe copulateur du mâle, tandis que sur l'autre se fixe un cône en caoutchouc qui se prolonge d'un tube en verre ou mieux en plastique gradué servant à récolter le sperme (Shoenian, 2005 ; Hanzen, 2006).

Parfois, le cône en caoutchouc porte un orifice permettant le départ de l'air de manière à éviter un excès de pression à ce niveau. Certains vagins artificiels sont équipés d'un thermomètre.

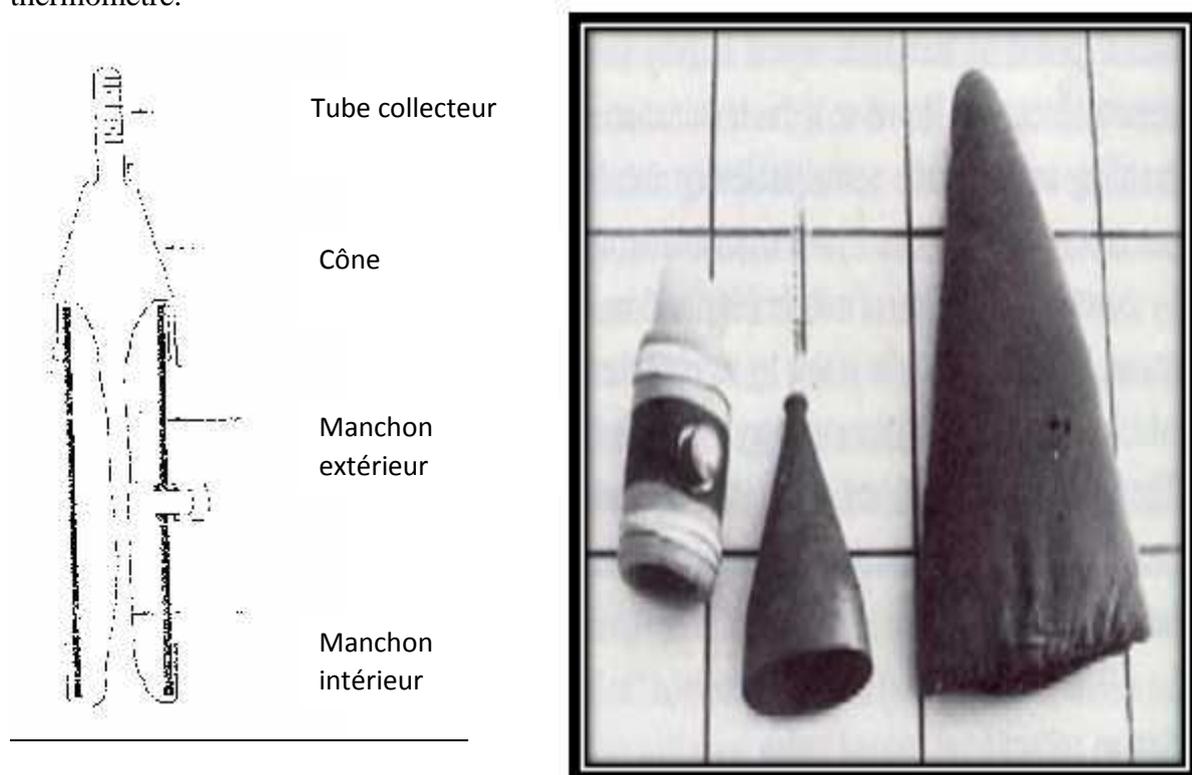


Figure 16

Photo 01

Figure 16 : Le vagin artificielle (a) Parez et Duplin, 1987.

Photo 01 : Le vagin artificielle (b) Goelz, 1999).

Dans beaucoup de cas, le vagin artificiel est protégé d'un revêtement assurant, d'une part, la préservation de l'échantillon du choc thermique, et d'autre part, la protection du dispositif d'éventuels dommages (Shoenian, 2005).

Remarque :

- Il est important que le pénis ne contacterait pas le tube collecteur afin d'éviter la contamination de l'échantillon.
- Un vagin artificiel long est à l'origine d'une diminution du volume de l'éjaculat, car le sperme enduit les parois de l'appareil.
- La largeur du vagin artificiel sera à l'origine d'une diminution de la stimulation du mâle à l'éjaculation du fait de la pression lâche exercée sur son organe copulateur.

I-1-1- La préparation du vagin artificiel :

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

L'extrémité servant à la pénétration du pénis est enduite d'un lubrifiant, facilitant ainsi l'intromission de l'organe. Cependant, en excès, celui-là peut s'accumuler dans le tube collecteur et contaminer le sperme rendant les examens de la semence difficiles.

Les températures élevées de l'eau peuvent léser l'organe copulateur du mâle qui, par la suite, refuse d'effectuer des montes.

Une surpression du vagin artificiel est à éviter, car, elle peut ne pas céder passage au pénis et sera à l'origine d'un éclatement du cylindre interne. En regardant son ouverture, un remplissage correct se traduit par la simulation d'une fente vulvaire (Hanzen, 2006).

I-1-2- La collecte de la semence :

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

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

SPERMOGRAMME

Après cela, l'animal éjacule immédiatement, le vagin est alors retourné de manière à recueillir le sperme dans le tube collecteur.

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

En pratique, il est recommandé de respecter un intervalle de deux jours entre les collectes pendant la première moitié de la saison sexuelle, et de trois jours durant la seconde moitié de celle-ci (Boué et Corteel, 1992).

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

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

I-2- La récolte par électro-éjaculation :

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

L'électro-éjaculation consiste en une stimulation électrique des nerfs érecteurs et éjaculateurs provoquant l'émission du sperme (Goelz, 1999). L'électro-éjaculateur est fait d'une électrode bipolaire et d'une source de courant alternatif à un bas ampérage

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

La collecte par électro-éjaculation permet l'obtention des éjaculats de volume important et de concentration en spermatozoïdes plus faible, mais sans diminution de la motilité de ces derniers (Akusu et al, 1984).

Nunes, (1982), rapporte que le plasma séminal a un effet délétère sur la conservation in vitro des spermatozoïdes, de ce fait, l'électro-éjaculation n'est pas préconisée chez le bouc. Cependant, les connaissances actuelles de l'anatomie et de la physiologie de l'appareil génital du

SPERMOGRAMME

bouc ont permis à cette technique de procurer un sperme avec un ratio de plasma séminal normal (Corteel, 1981).



Photo 02 : Différents types d'électro-éjaculateurs (Goelz, 1999).

II- L'examen de la semence ou spermogramme :

Après que le sperme ait été collecté du mâle, la prochaine étape sera de le traiter. L'évaluation de la qualité du sperme est l'examen de divers paramètres macroscopiques, microscopiques ou biochimiques dont leur concordance permet de tirer de conclusions valables.

II-1- Examens macroscopiques :

II-1-1- Volume :

La mesure du volume de l'éjaculat s'effectue par la lecture directe à l'aide de graduations du tube de collecte sans tenir compte de sa partie mousseuse (Baril et al, 1993).

Le volume de l'éjaculat dépendra de divers facteurs, à savoir, l'âge, la saison et la fréquence de récolte (Maxwell et Evan, 1987 ; Hafez, 1987).

Cependant, quand le volume de l'éjaculat augmente ou diminue, ces changements sont, en grande partie, dues aux changements de la quantité des sécrétions épидидymaires et des glandes annexes (Corteel, 1977). Selon Setchell, (1977) et Taure, (1988), le volume de l'éjaculat varie entre 0,2 et 0,5ml chez les jeunes boucs de 7 à 10mois, et entre 0,6 et 2ml chez les adultes.

II-1-2- Aspect et consistance :

Chez les caprins, le sperme est un liquide épais, crémeux, inodore et assez visqueux (Marquis, 1990). La consistance de la semence est fonction du rapport entre les spermatozoïdes et le plasma séminal. Ainsi, le sperme de forte consistance contient beaucoup plus de spermatozoïdes que celui de faible consistance (Salamon, 1976 ; Hafez, 1987).

II- 1-3- Couleur :

Chez la plupart des espèces animales, la couleur du sperme peut varier du blanc clair au jaune brillant (Ezekwe, 1988a). Chez le bouc, le sperme est de couleur blanc jaunâtre. Cette coloration est due à la présence d'un pigment lipochrome élaboré par la vésicule séminale.

La présence d'éléments anormaux dans le sperme peut être à l'origine d'une modification de sa couleur, et on peut avoir, donc :

- Une couleur jaune, due à la présence d'urine ou de pus, et dans ce cas, le pouvoir fécondant de la semence peut être complètement compromis.
- Une couleur rosée ou rougeâtre, traduisant l'existence de sang frais ou l'administration de phénothiazine.
- Une couleur bleuâtre, résultat d'une diminution de la concentration ou de l'administration de bleu de méthylène.
- Une coloration brunâtre ou grise indique une contamination du tractus génital du mâle (Hafez, 1987 ; Maxwell et Evans, 1987).

II-2- Examen microscopique du sperme :

II-2-1- Motilité massale :

Elle est analysée au microscope à faible grossissement (x10). L'opération doit être effectuée très rapidement ; du fait de la sensibilité du sperme à l'action toxique de la baisse du pH du plasma séminal, à la lumière, aux chocs thermiques, etc.....

Une goutte de semence pure est posée sur une lame chauffée à 37°C, on observe le mouvement de l'ensemble des spermatozoïdes qui forment des tourbillons plus ou moins rapides (Eilts, 2004).

SPERMOGRAMME

Tableau II : Grille de notation de la motilité massale et de la motilité individuelle du sperme (Baril et al., 1993).

0	Immobilité totale	Pas de déplacement des spermatozoïdes
1	Mouvements individualisés	Déplacement très lent ou pas de déplacement, tremblements du spermatozoïde, oscillations de la queue
2	Mouvements très lents	Déplacement lent, tremblements, mouvements inorganisés, quelques spermatozoïdes se déplacent plus rapidement
3	Motilité massale générale de faible amplitude	Les spermatozoïdes effectuent des déplacements Curvilinéaires sans tremblement
4	Motilité massale rapide, sans tourbillons	Déplacement rapide, quelques cellules avec une trajectoire Rectiligne, d'autres avec une trajectoire courbe
5	Motilité massale rapide, Avec tourbillons	Déplacement rectiligne et rapide des spermatozoïdes

II-2-2- Motilité individuelle :

Cette évaluation est réalisable en même temps que l'estimation du pourcentage des spermatozoïdes mobiles, d'ailleurs, elles sont effectuées dans les mêmes conditions de grossissement et de température (Hafez, 1987 ; Baril et al, 1993).

Chez les races à activité sexuelle saisonnière, le taux des spermatozoïdes mobiles est élevé pendant la saison sexuelle et faible en dehors de celle-ci (Delgadillo, 1990). Pendant la saison de reproduction, la motilité spermatique est élevée ; ainsi, un éjaculat moyen contient 85 à 95% de spermatozoïdes normaux dont leur motilité individuelle est la plus élevée de l'année.

SPERMOGRAMME

En général, les variations saisonnières de la motilité, évaluées en condition définies, sont associées aux variations saisonnières correspondantes de la fertilité (Corteel, 1976).

II-2-3- Détermination de la concentration :

C'est un critère important pour le jugement de la qualité de la semence. La concentration d'un éjaculat exprime le nombre de spermatozoïdes par millilitre de sperme.

L'appréciation de la couleur peut être une méthode empirique pour l'évaluation de la concentration. Ainsi, une couleur jaune très claire signifie une concentration inférieure à 1 milliard de spz/ml. En revanche, un sperme blanc ivoire peut exprimer une concentration supérieure ou égale à 3 – 4 milliards de spz/ml (Marquis, 1990).

Cette évaluation subjective peut être complétée par d'autres méthodes, à savoir :

a)- Le comptage direct par hématimètre :

Il consiste en une dilution préalable du sperme dans une solution susceptible de disperser et de tuer les spermatozoïdes, tels que le NaCl à 3% ou solution de formaldéhyde à 1%. Pour le sperme de bouc, un taux de dilution de 5% est conseillé (Hanzen, 2006). Généralement, les hématimètres se différencient par les cellules de comptage, il existe, alors, les cellules de Malassez, de Thoma, de Naubouer ou de Türk.

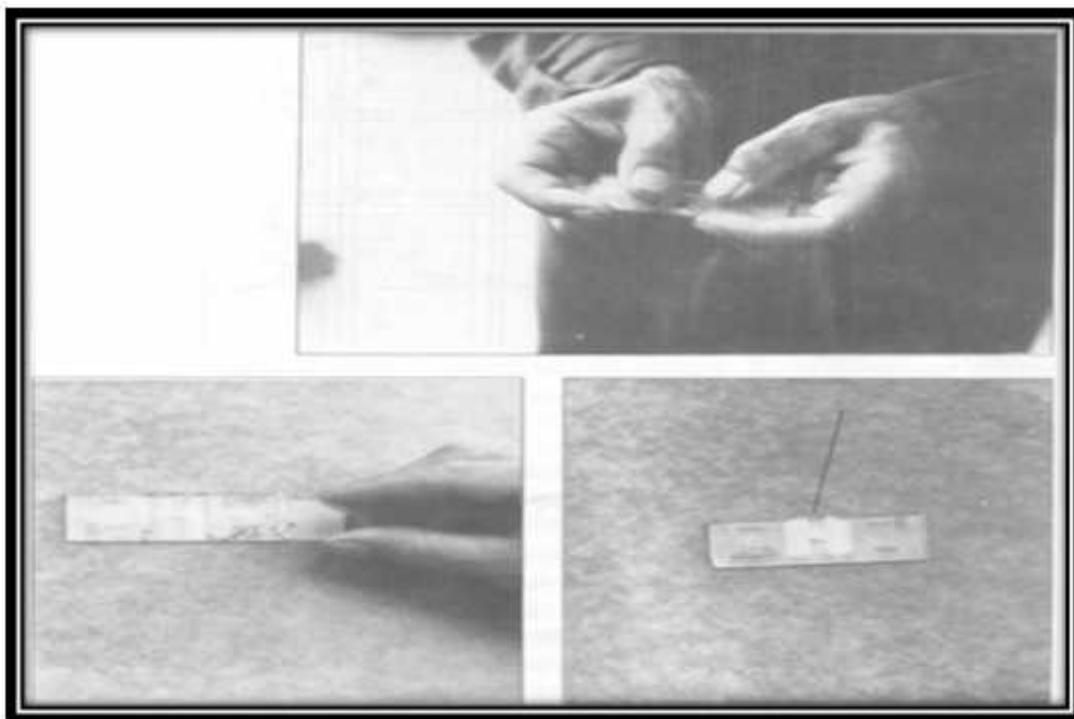


Photo 03: Comptage des spermatozoïdes (Baril G et al, 1993.)

b)- La spectrophotométrie : (Ou néphélométrie)

C'est la méthode universelle utilisée dans les centres d'insémination artificielle. Elle consiste à apprécier la concentration en spermatozoïdes, en évaluant l'opacité de la suspension au moyen d'un spectrophotomètre ou colorimètre (Dumont, 1996).

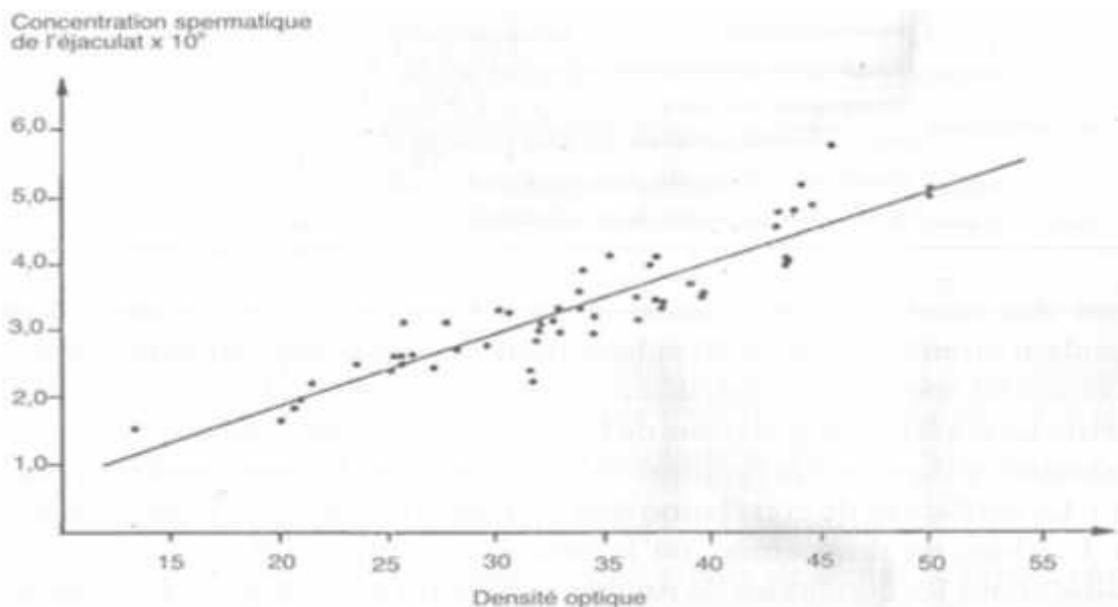


Figure 17: Exemple de la relation entre la densité optique et la concentration en spermatozoïdes de l'éjaculat (Baril G, et al, 1993).

II-2-4-Test de vitalité :

La *coloration vitale* a pour principe d'utiliser un colorant qui ne traverse que les membranes des cellules mortes (éosine, rose Bengale, vert de Crésyl) et un colorant de fond qui facilite la lecture (bleu de méthylène, nigrosine). La coloration éosine nigrosine est classiquement utilisée.

Les frottis sont réalisés en mélangeant une goutte de colorant avec une goutte de sperme. Cependant, l'acrosome ne peut pas être évalué sur ce type de préparation, et seule une lecture, en milieu humide de préparation des gamètes fixés au formol en contraste de phase, le permet (Chavette, 1992).

Pour déterminer le taux de cellules mortes et celles avec anomalies structurales, la lame est placée sur la platine chauffante du microscope à 37 – 38°C et examinée à la lumière directe, pour au moins 150spz dans différents champs de la même préparation (Baril et al, 1993).

Tous les spermatozoïdes colorés en totalité ou en partie sont considérés comme morts au moment de la coloration.

D'après Corteel, 1981, l'incidence des anomalies morphologiques des spermatozoïdes augmente en dehors de la saison sexuelle ou après exposition des mâles à des températures ambiantes élevées. Cependant, la fertilité du bouc sera affectée, surtout si leur proportion dépasse 20% (Marquis, 1990).

Une goutte de sperme dilué et coloré sera placée à l'extrémité d'une lame chauffée pour en faire l'étalement.

Les spermatozoïdes anormaux apparaissent dans l'éjaculat au cours de la seconde semaine post-traitement et leur pourcentage augmente au fur et à mesure qu'augmente la durée du traitement (Smith, 1970).

L'augmentation de la température testiculaire sera à l'origine de dégénérescences spécifiques, avec apparition d'anomalies à des stades critiques et précis du cycle spermatogénétique (Chemineau et al, 1990).

En effet, la température ambiante n'influe pas uniformément sur les animaux, certains sont très sensibles aux variations thermiques, tandis que d'autres semblent peu affecter et continuent à produire une semence de bonne qualité (Colas et al, 1986).

Les anomalies morphologiques des spermatozoïdes peuvent intéresser, simultanément ou isolement, leurs divers constituants : la tête, le col, la pièce intermédiaire, la partie principale et la queue. Elles peuvent être classées en anomalies spermatiques majeures et mineures.

II-3- Examens biochimiques :

II-3-1- La mesure du PH :

Le sperme du bouc est légèrement acide, son PH varie de 6 à 6,8 avec une moyenne de 6,4 (Vaissere, 1977). Cette valeur évolue inversement à celle de la concentration, quand celle-ci augmente, le PH diminue. Le PH est mesuré, juste après la récolte, à l'aide d'un PH mètre.

Après la collecte, le rythme de diminution du PH permet l'évaluation de la qualité du sperme (Derivaux et Ectors, 1986).

II-3-2- Le test de fructolyse :

Les spermatozoïdes, stockés in vitro en anaérobiose, métabolisent le fructose présent dans le plasma séminal.

L'index de fructolyse s'exprime par la quantité en milligramme de fructose assimilée par 10^9 spz en une heure à 37,6°C. Il est significativement corrélé avec la concentration et la motilité spermatique.

Ainsi, un sperme de qualité a un index de fructolyse variant entre 1,4 et 2 (Derivaux et Ectors, 1986).

II-3-3- La réduction du bleu de méthylène :

Ce test apprécie la déshydrogénase du sperme. Après coloration au bleu de méthylène, un sperme de bonne qualité se décolore en moins de 10 minutes, au contraire, un sperme de qualité médiocre ne l'ait qu'en dépassant les 15 minutes (Milovanov, 1986).

II-3-4- La thermo-résistance :

C'est la détermination de l'aptitude des spermatozoïdes à survivre en conditions thermiques comparables à celles de l'appareil génital femelle.

La semence est diluée pour avoir entre 80 et 300 millions de spz/ml et placée dans un bain-marie à 37 - 38°C. Le taux des cellules vivantes est déterminé au début du test et 3 heures après (Hafez, 1986).

Dans le but de mieux apprécier la qualité de la semence, d'autres tests peuvent être utilisés, il s'agit, entre autres, de l'intégrité de l'acrosome, le test GOT (Glutamic Oxaloacetic Transaminase) et l'aptitude des spermatozoïdes à se déplacer dans différents milieux y compris le mucus cervical (Baril et al, 1993).

La fertilité d'un mâle dépend de la capacité de celui-ci à former un nombre suffisant de spermatozoïdes qui seront déposés au moment optimal et à l'endroit anatomique optimal du tractus génital femelle pour optimiser leur contact avec l'ovocyte, en permettre la fertilisation et le développement embryonnaire.

Deux types de facteurs séminaux sont susceptibles d'interférer avec la fertilité d'un mâle compte tenu de l'interaction existante entre la quantité et la qualité d'un sperme. Certains défauts qualitatifs peuvent être compensés par une augmentation de la quantité de sperme.

SPERMOGRAMME

Ainsi en est-il de leur mobilité qui si elle est insuffisante les empêche d'atteindre l'endroit de fécondation, de leur durée de vie voire de certaines anomalies morphologiques.

D'autres au contraire ne peuvent être compensés. Ils sont associés à l'incapacité du spermatozoïde à féconder l'ovocyte ou à permettre le développement des premiers stades embryonnaires. La plupart des anomalies morphologiques appartiennent à cette catégorie.

La connaissance du mécanisme de transport du sperme dans les voies génitales femelles permet de mieux appréhender les relations existantes entre la qualité du sperme et la fertilité.

Deux phases doivent être distinguées dans la migration du sperme vers l'endroit de fécondation.

La première phase d'une durée de quelques minutes fait directement suite à l'insémination. Elle concerne essentiellement les spermatozoïdes non viables. La seconde est plus soutenue et dure environ 6 heures.

Elle concerne davantage les spermatozoïdes viables. En effet, le col, les cornes utérines et la jonction utéro-tubaire voire l'ovocyte exercent un certain rôle de filtre à l'encontre des spermatozoïdes anormaux, non viables.

PARTIE
EXPERIMENTALE

CHAPITRE I : MATERIELS ET METHODES

MATERIELS ET METHODES

1- La localisation :

L'expérience que nous avons menée s'est déroulée au chef-lieu de la wilaya de Tiaret, dans la ferme d'expérimentation de l'université Ibn-Khaldoun de Tiaret. Elle s'est prolongée du **13/12/2014** au **03/06/2015**.

L'étude comporte l'investigation d'un important facteur de la fonction de reproduction, à savoir l'étude des variations de la production spermatique du bouc de race ARBIA dans la région de Tiaret.

2- Milieu et animaux :

Le lot de caprin subissant l'expérimentation était constitué de 04 boucs et 1 chèvre. L'âge des animaux était 03ans, au début de l'expérimentation.

Les boucs et la chèvre sont maintenus, pendant toute la durée de l'expérimentation, dans des box individuels avec absence de tout contact physique entre mâle et femelle, à l'exception du moment de travail. Ils reçoivent une alimentation fixe à base d'orge broyée.

Le fourrage et l'eau sont distribués à volonté. Un complément minéralo-vitaminique est incorporé dans la ration de manière à couvrir ses déficits.



Photo 04 : Les boucs dans des box individuels

3- La récolte du sperme :

Dans une salle réservée à la récolte du sperme, en utilisant un vagin artificielle, celle-ci a eu lieu 1 fois par semaine.

4- La préparation du vagin artificiel :

A l'aide d'une plaque chauffante, l'eau est amenée à une température de 55°C, de manière à créer, au moment du remplissage du vagin artificiel, une température favorable à l'éjaculation (45°).

Par temps froid, la température de l'eau peut être élevée jusqu'à 70°C et un réchauffement préalable de l'appareil est nécessaire. La température de l'eau est mesurée avec un thermomètre.

Le vagin artificiel est rempli d'eau jusqu'à avoir à l'entrée du vagin artificiel une fente similaire à la vulve de femelle, ceci a permis de créer une pression suffisante sur l'organe copulateur du mâle.

L'extrémité du vagin artificiel servant à la pénétration du pénis est enduite de vaseline.



Photo 05: Vagin artificielle.

5- La préparation de la femelle :

La femelle boute-en-train est maintenu en œstrus par l'injection, deux fois par semaine, de 1mg de benzoate d'œstradiol. Pour faciliter la récolte, la femelle est généralement attachée.

Après la préparation du vagin artificiel et l'attachement de la femelle, les mâles sont lâchés un par un pour être récoltés. L'opérateur, à genou à côté de la femelle, lance le vagin en direction du fourreau à chaque fois que le bouc chevauche la chèvre.



Photo 06



Photo 07

Photo 06 : Femelle attachée

Photo 07 : Lors de récolte

MATERIELS ET METHODES

Si l'éjaculation se produit, le vagin est mis en position verticale, pour avoir la totalité de l'éjaculat dans le tube collecteur. Le volume est mesuré directement sur celui-ci par lecture des graduations. Le tube de récolte est, immédiatement, mis dans un bain marie préalablement chauffé à 37°C et transporté vers le laboratoire pour effectuer un spermogramme.



Photo 08 : Les analyses au laboratoire

Le vagin artificiel est désinfecté, après chaque utilisation, avec un détergent neutre.

RESULTATS ET DESCUSSION

RESULTATS ET DESCUSSION

Les résultats :

Les résultats enregistrés dans notre étude montrent que la moyenne mensuelle de la production spermatique culmine au mois de décembre. Elle subit une diminution nette en janvier. Au cours des mois de février et de mars, la production spermatique diminue progressivement jusqu'à où elle s'annule presque complètement en mai.

Les variations mensuelles moyennes du volume spermatique de 4 boucs sont représentées ci-dessous :

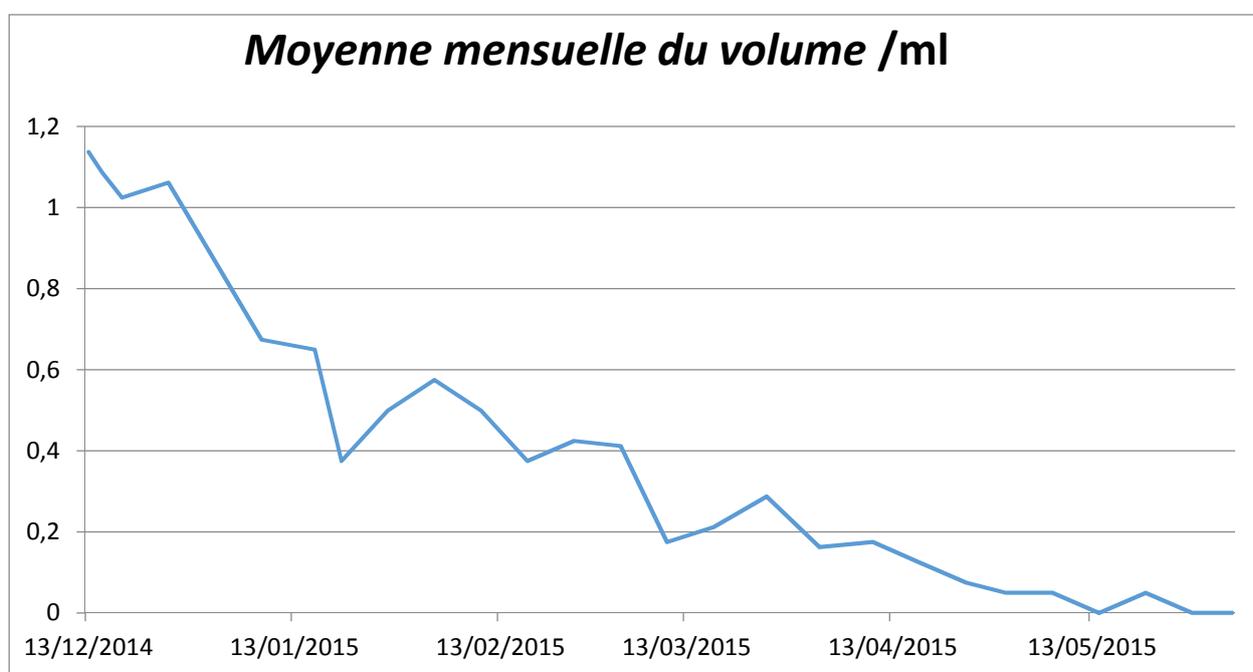


Figure 18 : Moyenne mensuelle du volume spermatique des 4 boucs/ml

RESULTATS ET DESCUSSION

Il est à remarquer que la production spermatique de chaque bouc évolue d'une manière similaires. Pour chacun d'entre eux, le mois de décembre est marqué par une production spermatique maximale. Elle diminue aux mois suivant jusqu'à atteindre le minimum au mois de mai. Ces résultats sont représentés ci-dessous :

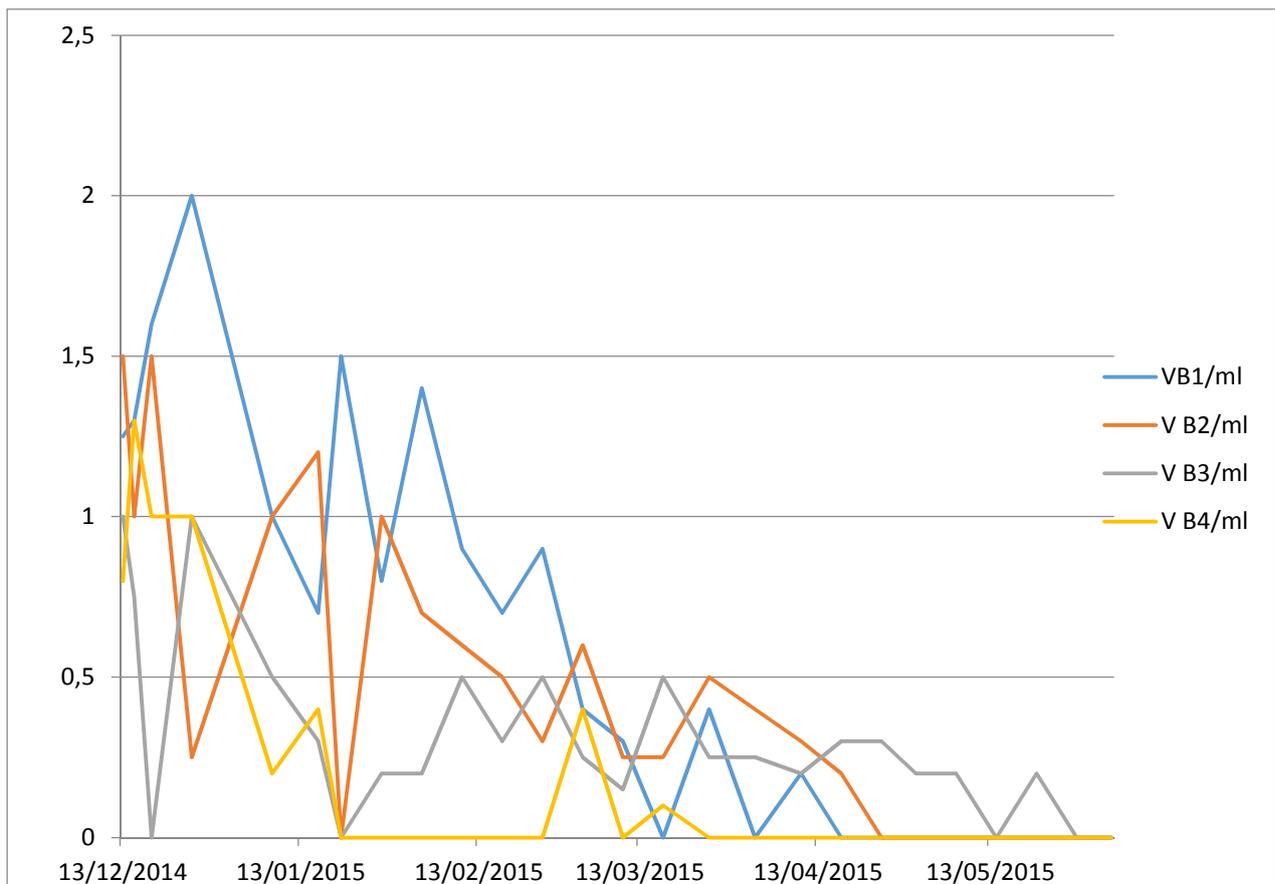


Figure 19 : Variations de la production spermatique de chaque bouc

DISCUSSION :

Le volume spermatique :

Dans notre étude, les résultats obtenus montrent que la production spermatique augmente pendant la saison d'été et d'automne, puis elle commence à régresser en hiver et essentiellement au printemps. Seulement au mois de mai, la production spermatique s'annule pour l'ensemble des boucs étudiés.

Donc, les boucs locaux du Mexique (région subtropicale) sont sensibles aux variations de la photopériode, et la même constatation est faite chez nos boucs étudiés.

Chez les caprins des latitudes moyennes et élevées, la principale période d'activité sexuelle se situe en automne, et le printemps représente la saison du repos sexuel se prolongeant jusqu'au milieu de l'été (Ortavant et al, 1985).

Chez les boucs des races saisonnières, le comportement sexuel, le volume testiculaire ainsi que la production spermatique sont influencés par les changements photopériodiques (Ortavant, 1977 ; Laubser, 1982 ; Branca et Cappai, 1989).

D'après Chemineau et Delgadillo (1994), l'augmentation de l'activité pulsatile de la LH (amplitude en juin – juillet, fréquence en septembre) entraîne le début de la croissance testiculaire (juillet – août) puis la libération de la testostérone (septembre) qui stimule le comportement sexuel (augmentation du nombre des saillies par test de comportement, diminution de la latence à l'éjaculation) et la qualité de la semence (octobre).

Chez les boucs de races Alpine et Saanen, dont la semence est collectée au vagin artificiel deux fois par semaine, il existe des variations saisonnières du taux de réussite à la collecte (Corteel, 1977), et de la latence à l'éjaculation (Delgadillo et al, 1991) ; chez six boucs des deux races suivis pendant deux années consécutives celle-ci est de 100% d'octobre à avril et diminue de 20% entre mai et août.

Ces variations du comportement sexuel et du poids testiculaire s'associent à des changements importants du volume et de la concentration de l'éjaculat, une baisse de la motilité individuelle et de la fécondance des spermatozoïdes est également observée entre avril et août (Corteel, 1977 ; Delgadillo et al, 1992).

RESULTATS ET DESCUSSION

Les boucs de races Alpine et Poitevine ont des éjaculats de volume élevé en automne et en hiver, c'est-à-dire pendant leur période d'activité sexuelle. Ces volumes diminuent par la suite pour atteindre un minimum au printemps et en été.

Des boucs de race Saanen élevés en conditions climatiques tropicales au Soudan maintiennent la saisonnalité de leur reproduction, en dépit de faibles variations de la durée du jour en cette latitude (15°30'N, 32°E). Cependant, une différence significative de leur circonférence scrotale est observée entre l'automne, l'hiver et l'été (26,54cm, 25,54cm et 23,88cm respectivement). En outre, le volume du mélange des éjaculats obtenus après plusieurs récoltes est plus élevé en automne que pendant les autres saisons (Ahmed et al, 1997).

Delgadillo et al. (1999), concluent que le bouc Créole au nord mexicain, constamment nourri, manifeste une activité sexuelle saisonnière avec un maximum se produisant entre mai et décembre.

Chez ces boucs, les valeurs minimales du poids testiculaire (90g) et de la concentration plasmatique de la testostérone (0,1ng/ml) ont été observées entre janvier et février respectivement, tandis que les pics de ces deux paramètres ont été enregistrés en juillet et août (145g et 10ng/ml respectivement).

Egalement, la latence à l'éjaculation varie au cours de l'année, elle diminue entre mai et novembre (96sec) et atteint le pic en avril (183sec). Le nombre minimal de spermatozoïdes par éjaculat survient entre les mois de février et avril ($1,4 \times 10^9$ spz/éjaculat), alors que leur nombre maximum est observé entre mai et septembre ($2,8 \times 10^9$ spz/éjaculat). La motilité spermatique est faible entre janvier et avril (environ 3,04) et élevée entre mai et novembre (environ 3,55). Le pourcentage des spermatozoïdes vivants diminue entre janvier et avril jusqu'à la valeur 68% puis augmente de nouveau entre mai et novembre (80%).

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 obtenues sur nos boucs dans notre région.

Chez la race jordanienne Damascus, le mois de la récolte spermatique affecte significativement les caractéristiques spermatiques telles que la motilité massale, la mobilité individuelle, le pourcentage des spermatozoïdes et le volume des éjaculats.

RESULTATS ET DESCUSSION

Les volumes les plus élevés sont enregistrés en hiver (décembre – février) avec un maximum de 1,3ml en janvier. Durant les mois de mars – mai (printemps) le volume des éjaculats diminue jusqu'à un minimum de 0,72ml en mai, puis il augmente de nouveau pendant l'été (juin – août) et l'automne (septembre – novembre) (Ahmed et al, 2003).

Au contraire de l'espèce caprine, l'évolution de la production spermatique des béliers dans la région de Tiaret est différente de celle des boucs. Le volume moyen des éjaculats est de $0,97 \pm 0,27$ et $0,96 \pm 0,24$ ml respectivement pour les béliers Ouled Djellal âgés de 4 à 6ans. Il est de $0,60 \pm 0,05$ et de $0,69 \pm 0,12$ ml respectivement pour les béliers Hamra âgés de 4 à 6ans. Les valeurs maximales du volume spermatique ont été obtenues pendant l'automne, le printemps et l'été (Azzi, 2001).

CONCLUSION

Les caprins de race ARBIA vivants dans la région de Tiaret manifestent d'importantes variations dans leur production spermatique. Cette dernière semble être influencée, pendant la durée de l'expérimentation, par la durée de la photopériode, les jours décroissants sont stimulateurs de la production spermatique, tandis que les jours croissants sont inhibiteurs de celle-ci.

En effet, les variations du volume de la production spermatique montrent, qu'au contraire du mois de mai, le mois de décembre est le moment dont le volume de la semence est en maximum.

Pour avoir une idée plus claire et bien précise sur la reproduction des boucs de race locale, nous souhaiterions bien que notre modeste travail soit complété par :

- L'étude des différents facteurs influençant la production spermatique, surtout saison, en utilisant les manipulations photopériodiques des boucs.
- L'étude de l'aptitude de la semence du bouc de race Arbia à la conservation à court et à long terme.
- L'étude de la fertilité des troupeaux au cours de l'année à travers des programmes de saillie naturelle ou d'insémination artificielle.
- L'étude des différents facteurs de réussite de l'insémination artificielle.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUE

- Barone R., 1978. "Anatomie comparée des mammifères domestiques". Tome 3, splanchnologie, Fascicule 2, appareil urogénital, 951p.p89-239.
- Dadoune J-P., 1998. "Histology". Medecine-Science. Flammarion. P462.
- 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.
- George G., 1996. "Cours d'histologie", cours du PCEM.
- Bonne et al., 1988. "Reproduction des mammifères d'élevages"; collection inrap. édition foucher, 239p, p43-52.
- Thibault C., 1975. "La fécondation", 1 vol. Masson (1995). 20
- Mc. Donald Me., 1980. "Veterinary endocrinology and reproduction". Lea et Febiger edition 3rd 560 p.
- Thibault C., 1993. "La reproduction des vertébrés".
- Signoret J-P., Balthazart J., 1991. Dans "la reproduction chez et les mammifères et l'homme", le comportement sexuel, 786p, p513-536, édition marketing.
- Gordon. I 1997. "Controlled reproduction in sheep and goats". CAB International publ. UK.
- Aït amrane A, 2006. « Variations saisonnières de l'activité sexuelle des boucs de race locale dans la région de Tiaret » Mémoire de magister, spécialité : Physiologie de la gestation et de la lactation, Université SAAD Dahleb, Blida.
- Baril G, Chemineau P, Cognié Y, 1993. « Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins ».
- Brice, G., 2001. Maîtrise de la saisonnalité de la production laitière caprine par synchronisation des chaleurs sans traitement hormonal ou par un allongement de la durée de la lactation - Compte rendu n° 2013112
- Bosu, W.T., Basrur, P.K., 1984. Morphological and hormonal features of an ovine and a caprine intersex. Can J Comp Med 48, 402-409.
- Boué, P., Leboeuf, B., Baril, G., Brice, G., 1998. L'insémination artificielle dans l'espèce caprine : les évolutions de la technique. Renc. Rech. Ruminants 5, 40-44.
- Brice, G., 2003. Le désaisonnement lumineux en production caprine. 40 p.

- Brice, G., Leboeuf, B., 2002. Le point sur... effet mâle, effet bouc. *La Chèvre* 29–33.
- Brinsko, S.P., 2007. Reproductive physiology of the male, in: *Textbook of Veterinary Physiology*. Saunders, pp. 517–525.
- Bruneteau, E., Leboeuf, B., 2008. Bilan de fertilité sur 11 années consécutives dans un troupeau expérimental caprin : comparaison de 2 modes de reproduction, insémination artificielle et saillie naturelle. *Renc. Rech. Ruminants* 15, 392–393.
- Caillat, H., Bouvier, F., Pellicer, M.T., Leboeuf, B., Baril, G., Malpaux, B., Bodin, L., 2011. Etude de la saisonnalité des chèvres de race Alpine et Créole maintenues hors-reproduction. *Renc. Rech. Ruminants* 18, 288–289.
- Chemineau, P., Daveau, A., Maurice, F., Delgadillo, J., 1987. Effects of tropical photoperiod on sexual activity of Alpine goats, in: *International Conference on Goats*, 4ème. Brasilia, p. 269.
- Chemineau, P., Pelletier, J., Guérin, Y., Colas, G., Ravault, J.P., Touré, G., Almeida, G., Thimonier, J., Ortavant, R., 1988. Photoperiodic and melatonin treatments for the control of seasonal reproduction in sheep and goats. *Reprod Nutr Dev* 28, 409–422.
- Chemineau, P., 1989. L'effet bouc : mode d'action et efficacité pour stimuler la reproduction des chèvres en anoestrus. *Productions animales* 2, 97–104. Chemineau, P., Malpaux, B., Delgadillo, J.A., Guérin, Y., Ravault, J.P., Thimonier, J.,
- Pelletier, J., 1992. Control of sheep and goat reproduction: Use of light and melatonin. *Animal Reproduction Science* 30, 157–184.
- Chemineau, P., Delgadillo, J.A., 1994. Neuroendocrinologie de la reproduction chez les caprins. *INRA Prod. Anim.* 7, 315–326.
- Chemineau, P., Baril, G., Leboeuf, B., Maurel, M.C., Roy, F., Pellicer-Rubio, M., Malpaux, B., Cognie, Y., 1999. Implications of recent advances in reproductive physiology for reproductive management of goats. *J. Reprod. Fertil. Suppl* 54, 129–142.
- Chemineau, P., Malpaux, B., Pelletier, J., Leboeuf, B., Delgadillo, J.A., Deletang, F., Pobel, T., Brice, G., 1996. Emploi des implants de mélatonine et du traitement photopériodiques pour maîtriser la reproduction saisonnière chez les ovins et les caprins. *Productions Animales* 9, 45–60.
- Chemineau, P., Pellicer-Rubio, M.-T., Lassoued, N., Khaldi, G., Monniaux, D., 2006. Male- induced short oestrous and ovarian cycles in sheep and goats: a working hypothesis. *Reprod. Nutr. Dev.* 46, 417–429.

- Chemineau, P., Bodin, L., Migaud, M., Thiéry, J., Malpoux, B., 2010. Neuroendocrine and Genetic Control of Seasonal Reproduction in Sheep and Goats. *Reproduction in Domestic Animals* 45, 42–49.
- Corteel, J.M., 1977. Production, storage and artificiel insemination of goat semen, in: *Management of Reproduction in Sheep and Goats Symposium*. Madison, pp. 41–57.
- Corteel, J.M., Leboeuf, B., Baril, G., 1988. Artificial breeding of adult goats and kids induced with hormones to ovulate outside the breeding season. *Small Ruminant Research* 1, 19–35.
- 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.
- De Crémoux, R., Brice, G., Boué, P., Lebceuf, B., 2005. Description des pratiques d'élevages mises en oeuvre dans les ateliers caprins lors de la canicule de 2003 et incidence sur la fertilité après insémination artificielle. *Renc. Rech. Ruminants* 12,160.
- De Crémoux, R., Ribaud, D., Piacère, A., 2008. Facteurs de variations de la fertilité à l'insémination artificielle chez la chèvre : valorisation de la base de données nationale entre 2001 et 2005. *Renc. Rech. Ruminants* 370–371.
- Delgadillo, J.A., Leboeuf, B., Chemineau, P., 1991. Decrease in the seasonality of sexual behavior and sperm production in bucks by exposure to short photoperiodic cycles. *Theriogenology* 36, 755–770.
- Delgadillo, J.A., Leboeuf, B., Chemineau, P., 1992. Abolition of seasonal variations in semen quality and maintenance of sperm fertilizing ability by photoperiodic cycles in goat bucks. *Small Ruminant Research* 9, 47–59
- Delgadillo, J.A., Hochereau-de Reviers, M.T., Daveau, A., Chemineau, P., 1995. Effect of short photoperiodic cycles on male genital tract and testicular parameters in male goats (*Capra hircus*). *Reproduction, Nutrition, Development* 35, 549–558.
- Delgadillo, J.A., Canedo, G.A., Chemineau, P., Guillaume, D., Malpoux, B., 1999. Evidence for an annual reproductive rhythm independent of food availability in male creole goats in subtropical northern mexico. *Theriogenology* 52, 727–737.
- Delgadillo, J.A., Flores, J.A., Véliz, F.G., Hernández, H.F., Duarte, G., Vielma, J., Poindron, P., Chemineau, P., Malpoux, B., 2002. Induction of Sexual Activity in Lactating Anovulatory Female Goats Using Male Goats Treated Only with Artificially Long Days. *J ANIM SCI* 80, 2780–2786.

- Delgadillo, J.A., Flores, J.A., Véliz, F.G., Duarte, G., Vielma, J., Hernandez, H., Fernandez, I.G.,
- 2006. Importance of the signals provided by the buck for the success of the male effect in goats. *Reprod. Nutr. Dev.* 46, 391–400.
- Delgadillo, J.A., De Santiago-Miramontes, M.A., Carrillo, E., 2007. Season of birth modifies puberty in female and male goats raised under subtropical conditions. *Animal : an international journal of animal bioscience* 1, 858–864.
- Delgadillo, J.A., Gelez, H., Ungerfeld, R., Hawken, P.A.R., Martin, G.B., 2009. The “male effect” in sheep and goats--revisiting the dogmas. *Behav. Brain Res.* 200, 304–314.
- Hafez, E.S.E., 1993. *Reproduction in farm animals*, 6th ed. Lea and Febiger, Philadelphia (USA). 573 p.
- Holtz, W., 2005. Recent developments in assisted reproduction in goats. *Small Ruminant Research* 60, 95–110.
- Katz, L.S., McDonald, T.J., 1992. Sexual behavior of farm animals. *Theriogenology* 38,239–253.
- Leboeuf, B., Restall, B., Salamon, S., 2003. Production et conservation de la semence de bouc pour l’insémination artificielle. *INRA Prod. Anim.* 16, 91–99.
- Restall, B.J., 1992. Seasonal variation in reproductive activity in Australian goats. *Animal Reproduction Science* 27, 305–318. Thibault, C., Levasseur, M.-C., 2001. *La reproduction chez les mammifères et l’homme*, Nouv. éd. entièrement refondue. ed. INRA ;Ellipses, Paris.
- Thiéry, J.C., Chemineau, P., Hernandez, X., Migaud, M., Malpoux, B., 2002. Neuroendocrine interactions and seasonality. *Domest. Anim. Endocrinol.* 23, 87–100.