

**REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE**

**MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR**

**ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE**

**UNIVERSITE IBN KHALDOUN DE TIARET**

**INSTITUT DES SCIENCES VETERINAIRES**



**Mémoire de fin d'études**  
**en vue de l'obtention du diplôme de docteur veterinaire**

**THEME :**

**Etude de l'histologie des testicules des caprins.**

**\_\*Etude bibliographique\***

**Présenté par :**

Mr:Kaim hamou

**Encadre par :**

Dr:Belhamiti.T.B

**Année universitaire : 2018 – 2019**

# **REMERCIEMENT**

*Avant tout, je remercie ALLAH le tout puissant de m'avoir donné la force et le courage pour réaliser ce modeste travail, atteindre mes buts et réaliser ainsi un rêve et je remercie mon prophète Mohammed.*

*Ce mémoire n'aurait jamais été entrepris ni achevé sans la patiente assistance, les savants conseils et orientations, les méticuleux contrôles et suivis, que m'a prodigué*

*mon encadreur, Monsieur BelhamitiTahar Belkacem qui a accepté de m'encadrer.*

*Je tiens à exprimer mes plus sincères remerciements aux membres du jury de ce mémoire :*

*À Monsieur AIT AMRANE A, qui me fait l'honneur de présider ce jury.*

*À Monsieur SELLES S.M.A, qui a accepté d'être examinateur de ce travail.*

*C'est avec plaisir et reconnaissance que j'adresse mes remerciements à tous ceux qui ont participé à la réalisation de ce travail.*

# *Dédicace*

Tout d'abord on prie Dieu de m'avoir donné la force et le courage de terminer mon étude.

D'abord je dédie ce mémoire à mes parents.

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

Mon père, pour tout ce qu'il a fait pour moi pour que je sois celui que je suis aujourd'hui, je te demande en m'inclinant devant tes sacrifices et bonté, de bien vouloir trouver dans ces petits mots toute ma gratitude ainsi que mon profond dévouement je t'aime

Mon frère : Abdelhalim

Mes sœurs : Wahiba, Aicha qui n'ont cessé d'être pour moi des exemples de persévérance, encouragement et de générosité.

A toutes les personnes qui me sont chères, en particulier Ahmed, Abdellah, Naima et Nouria.

Mes chers collègues : Nour dine, Oussama, Abdelaziz, Ahmed.

A toute les familles : kaim et bougrine.

Mes professeurs de l'institut qui doivent voir dans ce travail la fierté d'un savoir bien acquis.

Beaucoup de mots et quelques lignes reflètent mon amour et de gratitude pour tous les amis

qui ne les ont pas écrit et à tous ceux qui m'a aidé de près ou de loin.

*Kaimhamou*

# *Sommaire*

# Sommaire

Remerciement	
Dédicace	
Liste des figures	
Liste des photos	
Liste des abréviations	

## Partie bibliographique

Introduction.....	06
-------------------	----

### Chapitre I : L'anatomie de l'appareil génital du bouc

I- Anatomie de l'appareil génital du bouc.....	08
I.1.Les testicules.....	08
I.1.1.La structure interne du testicule.....	09
I.1.2.Les enveloppes testiculaires.....	10
II-Les voies spermatiques extra testiculaires.....	11
II.1.L'épididyme.....	11
II.2.Canal déférent.....	12
II-3.L'urètre.....	12
III-Les glandes annexes.....	12
III.1.Les vésicules séminales.....	12
III.2.La prostate.....	13
III.3.Les glandes bulbo-urétrales ou de cowper.....	13

### Chapitre II : La physiologie de l'activité sexuelle du mâle

I-La physiologie de l'activité sexuelle du mâle.....	14
I.1.La spermatogenèse.....	14
I.1.1.Spermatogenèse et cycle spermatogénitique.....	14
I.1.2.Phase de multiplication des spermatogonies.....	14
I.1.3.Phase de réduction de la maturation.....	14
I.1.4.Phase de la spermiogenèse.....	15
I.2.Rôles des cellules de sertoli.....	15
II-Régulation hormonale de la fonction sexuelle.....	17
II.1.La puberté.....	19
II.2.La saisonnalité.....	20

### Chapitre III : L'insémination artificielle caprine

I-L'insémination artificielle caprine.....	21
--	----

I.1.Intérêts de l'insémination artificielle.....	21
I.1.1.Désaisonnement.....	21
I.1.2.Intérêt sanitaire.....	22
I.1.3.Amélioration génétique.....	22
II-Conduite des mâles.....	24
III-Production de la semence.....	24
III.1.Collecte.....	24
III.1.1.Méthode de collecte.....	25
III.1.1.1.La récolte du sperme.....	25
III.2.Conditionnement de la semence.....	28
III.3.Cryoconservation de la semence.....	30
IV-Mise en place de la semence ou insémination proprement dite.....	30
IV.1.La décongélation de la semence.....	30
V-Les méthodes de l'insémination.....	31
V.1.L'insémination cervicale.....	31
V.2.L'insémination intra utérine par laparoscopie.....	31
VI-Moment de l'insémination.....	32
VI.1.Chaleurs induites.....	32
VI.2.Chaleurs naturelles.....	33
VII-Conclusion.....	34
Références .....	35

## Liste des photos et des figures

### Les photos :

Photo 01 : Vagin artificiel.....	24
Photo 02 : Récolte par vagin artificiel un volume d'éjaculat.....	26

### Les figures :

Figure 01 : L'appareil génital du bouc en place en vue latérale gauche.....	07
Figure 02 : Coupe transversale du tube séminifère.....	08
Figure 03 : Structure histologique des tubes séminifères.....	09
Figure 04 : Schéma présentant l'anatomie de l'épididyme.....	12
Figure 05 : Schéma représentatif des différentes fonctions de cellules de sertoli.....	15
Figure 06 : Les différentes étapes de la spermatogenèse chez le bouc.....	15
Figure 07 : Les étapes de la spermiogenèse.....	16
Figure 08 : Contrôle neuroendocrinien de la spermatogenèse.....	17
Figure 09 : Le vagin artificiel.....	24
Figure 10 : Différentes types d'électro-éjaculateurs.....	27

## Liste des abréviations

- **ABP** :Androgèn- binding- protein.
- **Ad**:dark, type A.
- **AP**:pâle, type A.
- **CAEV**: arthrite encéphalite virale caprine.
- **h**: heure.
- **min** : minute.
- **mg** : milligramme.
- **ml** : millilitre.
- **Na cl** : clore de sodium.
- **FSH** :folliculotropinestimulatinghormon.
- **LH** :lytéotropinehormon.
- **SPZ** :spermatozoide.



# **Etude bibliographique**

# **L'introduction**

# L'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, et face à une demande en protéines animales sans cesse croissante, le recours à l'intensification et la diversification des productions animales devient une nécessité.

L'élevage caprin, producteur de lait et de viande rouge, peut être une bonne alternative. En effet, le caprin suscite aujourd'hui un intérêt certain, soit comme alternative de diversification dans le cadre de filières laitières organisées, soit comme production support de programme de développement rural tant dans les pays industrialisés que dans les pays en voie de développement.

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

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

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

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

# **Chapitre I :**

## **Rappel anatomique de l'appareil génital du bouc**

# Chapitre I : Anatomie de l'appareil génital du bouc

Le tractus génital mâle comprend deux gonades ou testicules qui élaborent les gamètes et sécrètent des androgènes et les voies spermatiques qui assurent la maturation des spermatozoïdes et leur acheminement dans les voies génitales femelles auxquels sont annexées des glandes qui produisent le liquide séminal nécessaire à la survie des spermatozoïdes par un apport d'éléments nutritifs et leur transport dans un milieu liquide (Smith et Sherman 1994).

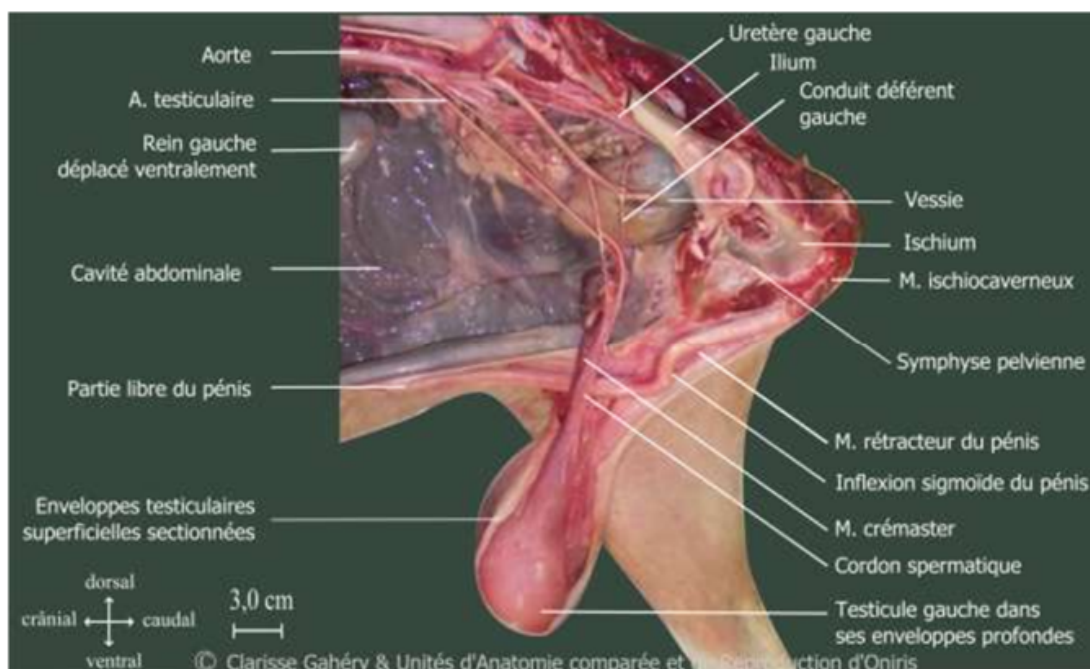


Figure 01 : Appareil génital du bouc en place, en vue latérale gauche [le bassin en place](Smith et Sherman 1994)

## I-Anatomie de l'appareil génital du bouc :

### I.1. Les testicules :

Les testicules sont situés en dehors de la cavité abdominale, en position sous inguinale, ainsi leur température est inférieure de 3 à 5°C à celle du corps, condition nécessaire au déroulement normal de la spermatogenèse chez les ruminants. Les testicules sont dits pendulaires car ils sont de forme ovale et en position verticale. Chez le bouc adulte, le testicule mesure en moyenne 7,5 à 11,5 cm de haut et 3,8 à 6,8 cm de large. La circonférence scrotale, correspondant à la mesure du diamètre maximal, est de 28 à 30 cm. Ces mensurations varient en fonction de la saison sexuelle (Smith et Sherman 1994).

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

# Chapitre I : Anatomie de l'appareil génital du bouc

---

d'anastomoses veineuses qui assurent le refroidissement du sang artériel(Smith et Sherman 1994).

## **I.1.1. La structure interne du testicule :**

Le testicule est revêtu d'une capsule fibreuse ; l'albuginée ; qui s'invagine et délimite plusieurs centaines de lobules à l'intérieur desquels les tubes séminifères sont pelotonnés.

Les tubes séminifères sont constitués d'une lame basale et d'un épithélium séminal. En coupe, on observe, en périphérie de l'épithélium séminal, les noyaux des cellules de sertoli dont le cytoplasme soutient et nourrit les cellules germinales. Les tubes séminifères sont entourés d'un fin tissu conjonctif où se trouvent les capillaires sanguins et lymphatiques, les nerfs ainsi que des amas de cellules de leydig (Steven et Lowe 1993).

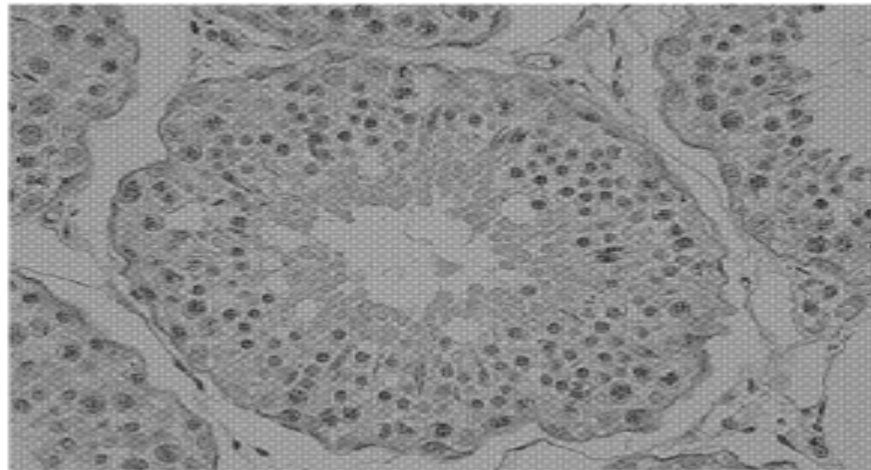


Figure 02: Coupe transversale du tube séminifère (Evanston ; II).

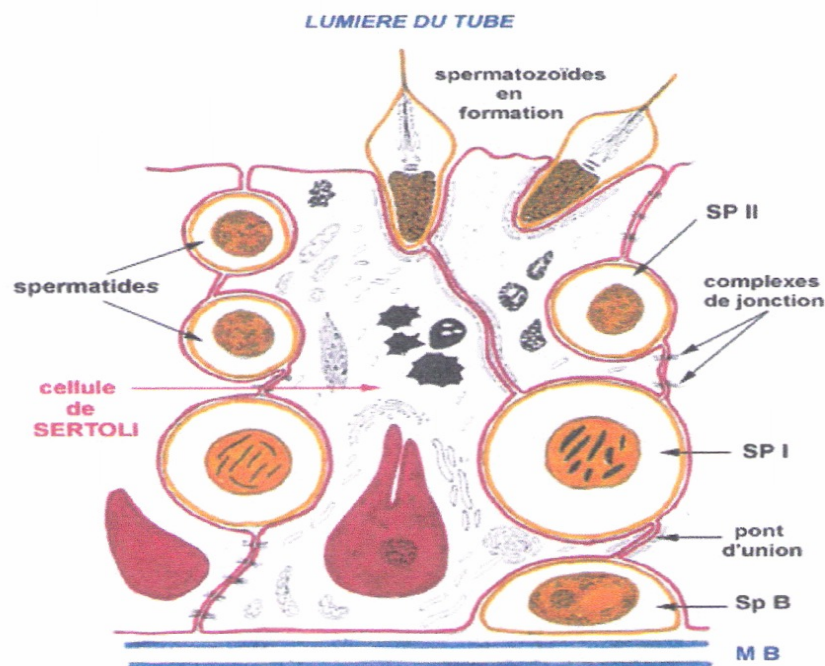


Figure 03: Structure histologique des tubes séminifères (Albert et Jean, 2001).

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

### I.1.2. Les enveloppes testiculaires :

Les enveloppes testiculaires sont, de l'extérieur vers l'intérieur, le scrotum, un fascia fibreux, une tunique vaginale et l'albuginée, ainsi qu'un muscle releveur du testicule, le crémaster.

#### a) Enveloppe superficielle :

- scrotum, peau du scrotum : commune aux deux testicules minces, élastique, très souple, forme plus ou moins bien délimitée, pigmentation et pilosité variable, glandes sébacées plus ou moins importantes. Ils assurent la thermorégulation grâce à sa finesse.

## Chapitre I : Anatomie de l'appareil génital du bouc

---

- Dartos : forme un sac autour de chaque testicule, constitué de fibres musculaires lisses et de fibres élastiques. Ils assurent la thermorégulation grâce aux contractions musculaires qui provoquent des rides du scrotum en de froid.
- b) Enveloppe intermédiaire :
- Tunique celluleuse : tissu conjonctif très mobile situé entre les enveloppes profondes et le scrotum. Son rôle protecteur permet au testicule et son sac fibreux de fuir en cas de choc ou compression.
- c) Enveloppe profonde :
- Sac fibreux : forme un sac autour de chaque testicule prenant naissance dans l'abdomen et passant par l'anneau inguinal. Chaque sac est fermé par deux tuniques : la tunique vaginale correspond au feuillet externe de péritoine et la tunique fibreuse de nature conjonctive. Il permet la fixation du crémaster et la protection du testicule.
  - Muscle crémaster : muscle rouge et strié fixé dorso-latéralement sur chaque sac fibreux. Il joue le rôle de thermorégulateur grâce à ses contractions importantes en éloignant ou en rapprochant le testicule au corps.

### **II- Les voies spermatiques extra testiculaires :**

#### **II.1. L'épididyme :**

C'est un organe allongé, plaqué le long du testicule, composé de trois parties : la tête, le corps et la queue. Il est formé d'un très long système canaliculaire pelotonné qui débute par les canalicules éférents qui se réunissent au niveau du corps de l'épididyme pour donner un conduit unique le conduit épididymaire. Il peut mesurer jusqu'à 60 mètres chez le bouc. L'épididyme assure le stockage, le transport vers les organes éjaculateurs, et la maturation (acquisition de la mobilité et de la fécondance) des spermatozoïdes. ( Barone 1978)



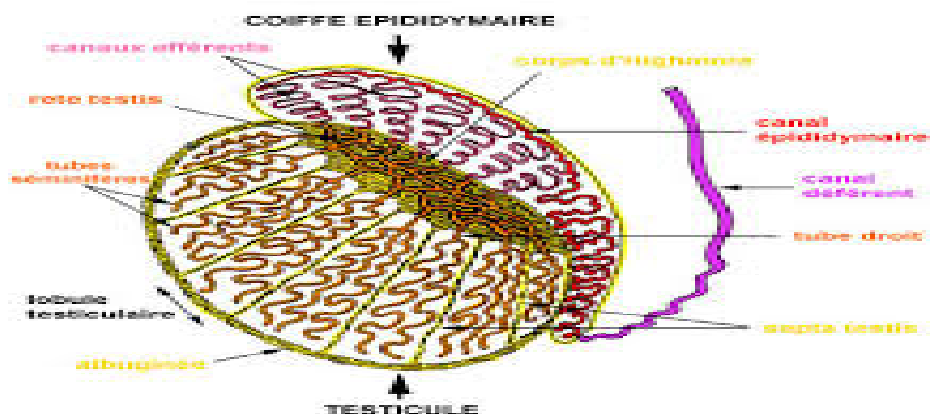


Figure04 : Schéma présentant l'anatomie de l'épididyme (internet).

## II.2. Le canal déférent :

L'épididyme se poursuit par le conduit déférent qui transporte les spermatozoïdes jusque dans la cavité abdominale où il se jette dans l'urètre au niveau de la face dorsale de la vessie. La partie distale du canal déférent s'élargit pour donner l'ampoule qui est de 6 à 7 cm de long sur 4 à 5 mm de diamètre, chez le bouc (Barone 1978).

## II.3. L'urètre :

L'urètre est un organe impair qui sert, à la fois, à l'excrétion du sperme et de l'urine. Il se divise en trois parties : l'urètre pelvien dans le bassin, le bulbe de l'urètre au niveau de l'inflexion sigmoïde et l'urètre pénien.

Chez les petits ruminants, il se termine par un processus urétral à l'extrémité du pénis mesurant 3 à 5 cm de long chez le bouc (Barone 1978).

Le pénis, organe de l'accouplement, permet de déposer la semence dans les voies génitales femelles, au moment de la saillie, il est formé de l'urètre pénien, des muscles ischio-caverneux et de formations érectiles (corps spongieux et caverneux) qui se dilatent sous l'afflux de sang au moment de l'érection.

## III- Les glandes annexes :

### III.1. Les vésicules séminales :

Ce sont des organes pairs, allongés et ovoïdes avec une surface irrégulièrement lobulée. Leur extrémité crâniale est libre, tandis que leur extrémité postérieure est étirée et se termine par un canal excréteur. Ce dernier fusionne en partie avec celui du conduit

## Chapitre I : Anatomie de l'appareil génital du bouc

---

déférent constituant ainsi le conduit éjaculateur qui débouche dans l'urètre (Barone, 1978).

### **III.2. La prostate :**

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

### **III.3. Les glandes bulbo-urétrales ou de Cowper :**

De forme globuleuse chez les ruminants, ces glandes siègent dorsalement, de chaque côté de l'urètre, écartées crânialement et rapprochées caudalement. Elles sont recouvertes par un muscle compresseur (Drion et al, 1993).

## **Chapitre II :**

# **La physiologie de l'activité sexuelle du mâle**

## Chapitre II : La physiologie de l'activité sexuelle du mâle

---

L'activité sexuelle du mâle présente un caractère continu. Contrairement à ce que l'on observe chez la femelle, elle s'installe à la puberté et se maintient tout au long de la vie de l'animal ; cependant chez les espèces présentant une variation saisonnière de l'activité sexuelle (ex : ovins, caprins), on observe, lors de la période défavorable, un ralentissement de la production des gamètes.

La fonction sexuelle du mâle présente un double aspect :

- \_ La fabrication des gamètes mâles ou spermatozoïdes
- \_ la production de l'hormone mâle ; la testostérone.

### I- La physiologie de l'activité sexuelle du mâle:

#### I.1. La spermatogenèse :

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

**I.1.1. Spermatogenèse et cycle spermatogénétique :** c'est l'ensemble des divisions et des différenciations des spermatogonies souches qui aboutissent à la production des spermatozoïdes. La spermatogenèse se déroule dans la lumière du tube séminifère de manière centripète.

**I.1.2. Phase de multiplication des spermatogonies :** situées près de la membrane basale, ces cellules ont un noyau arrondi, foncé à chromatine finement dispersée, et désignées par *Ad* (Dark, type A). Par mitose, elles donnent une spermatogonie *Ad* et une spermatogonie *Ap* (pâle, type A) appelée aussi « *poussièreuse* » ayant une chromatine plus claire toujours finement dispersée. La division de celle-ci aboutit aux spermatogonies *B* ou « *croûteuses* ».

**I.1.3. Phase de réduction et de maturation :** le spermatocyte I devient une grande cellule ovalaire et entre par la suite en division méiotique aboutissant à la formation de deux « *spermatocytes du deuxième ordre* » ou « *spermatocytes II* » possédant la moitié du stock chromosomique : c'est la première division de la méiose (réductionnelle). Sa prophase compte cinq étapes : *leptotène*, *zygotène*, *pachytène*, *diplotène* et *diacinèse*. Suite à la deuxième division de la méiose, chaque spermatocyte II donne deux nouvelles cellules appelées « *spermatides* » (Vaissaire, 1977).

## Chapitre II : La physiologie de l'activité sexuelle du mâle

---

**I.1.4. Phase de la spermiogenèse :** les spermatides ne se divisent pas mais subissent une série de modifications aboutissant à la libération des spermatozoïdes : c'est la *spermiogenèse*. Elle se déroule de la façon suivante.

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

La spermiation est l'étape finale de la spermatogenèse : c'est la libération des spermatozoïdes dans la lumière du tube séminifère (Vaissaire, 1977).

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

### **I.2. Rôles des cellules de Sertoli :**

Elles ne seront indispensables au bon déroulement de la spermatogenèse qu'après leurs différenciations. Les cellules de Sertoli assurent les fonctions suivantes.

↪ Support, protection et nutrition des cellules germinales : les cellules de Sertoli relient les cellules de la lignée germinale et les protègent des réactions immunologiques. Les échanges métaboliques de ces dernières se font à travers le cytoplasme sertolien en raison de la non vascularisation de l'épithélium séminal.

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

↪ Sécrétion et synthèse : outre les lactates et les pyruvates, sources d'énergie pour les cellules germinales, les cellules de Sertoli produisent aussi plusieurs protéines d'importances variables, entre autres l'**ABP** (Androgen-Binding-Protein) et l'**inhibine**.

↪ Stéroïdogénèse : c'est le métabolisme de la testostérone en androstènedione, dihydrotestostérone et l'aromatisation de la testostérone en 17 $\beta$  oestradiol.

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

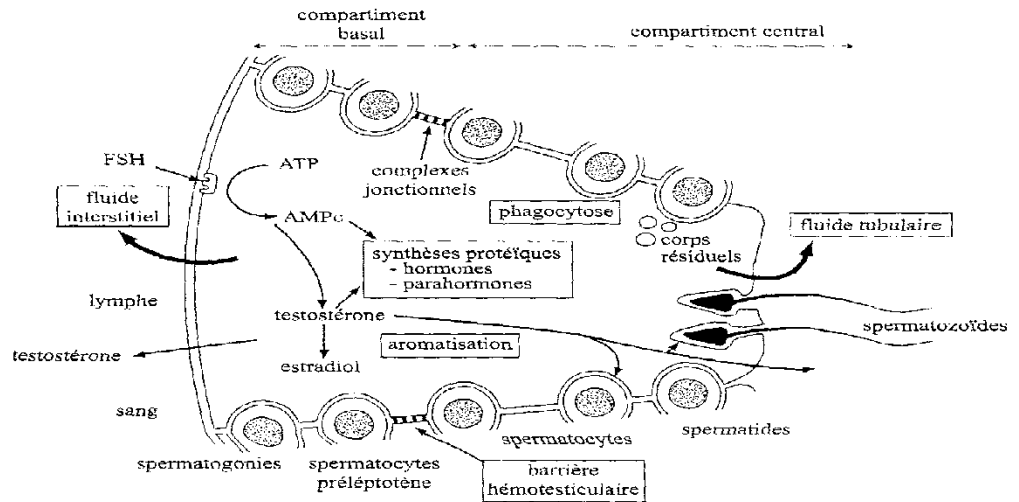


Figure 05: Schéma représentatif des différentes fonctions des cellules de Sertoli (Dadoune et Demoulin, 2001).

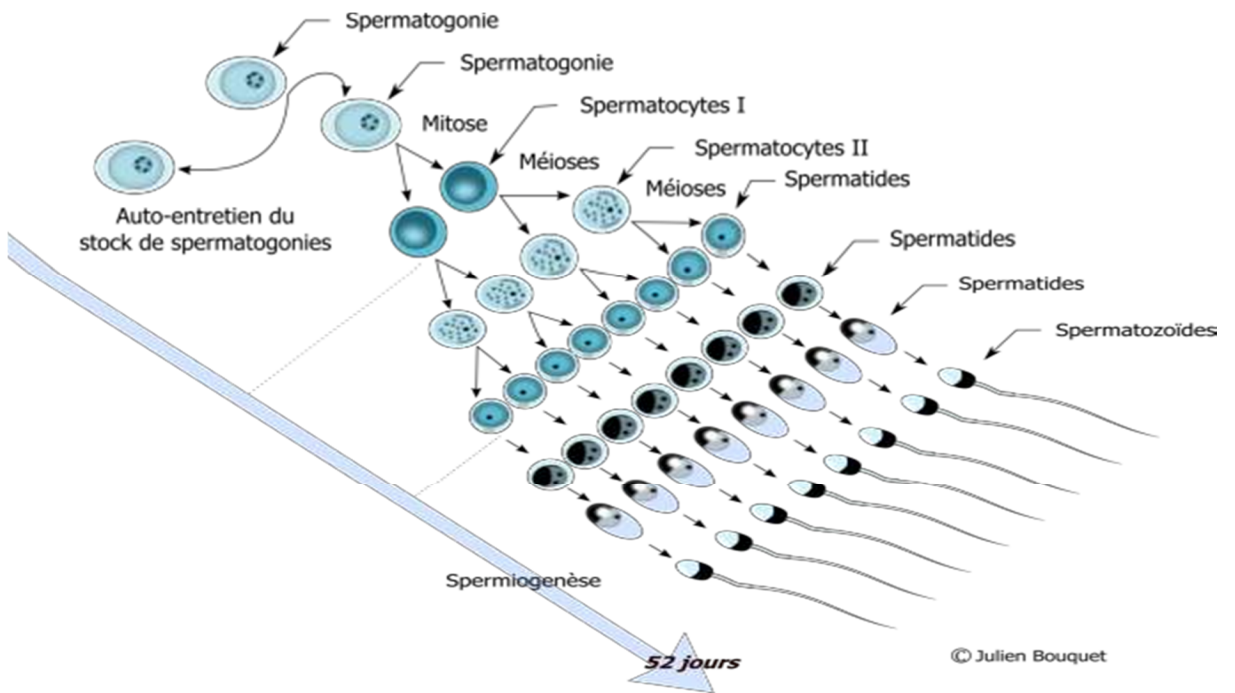


Figure 06: Les différentes étapes de la spermatogenèse chez le bouc (Julien Bouquet ; 2012).

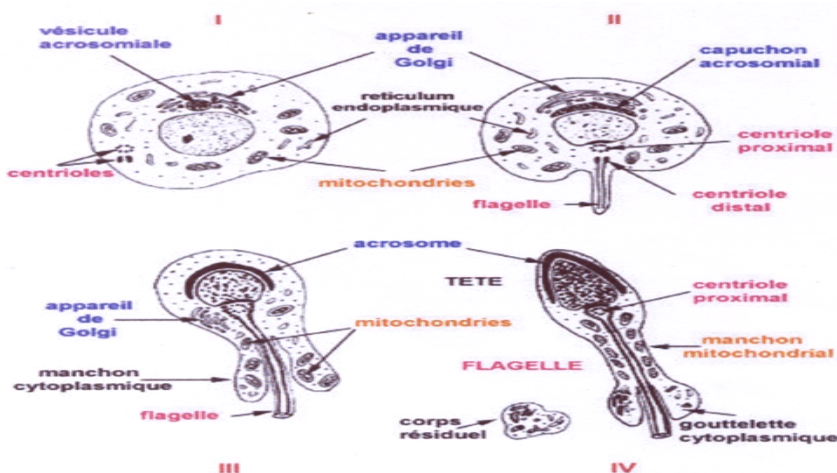


Figure 07: Etapes de la spermiogénèse (Albert et Jean, 2001).

Chez le bouc, la durée du cycle spermatogénétique est estimée à 50 jours : 36 jours pour la spermatogénèse et 14 jours pour la spermiogénèse (derashri et al 1992).

### II- Régulation hormonale de la fonction sexuelle :

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

Le déclenchement et le maintien de la spermatogénèse sont sous la dépendance de **FSH** et de **LH** (Parez, 1964). La GnRH, sécrétée de manière pulsatile par des neurones hypothalamiques, stimule la sécrétion hypophysaire, elle-même pulsatile, de deux autres hormones FSH et LH.

La FSH exerce son action au niveau de l'épithélium séminal et au niveau des cellules de Sertoli qui secrètent l'*ABP* et l'*inhibine*. Cette dernière exerce un feed-back négatif sur la sécrétion de FSH, en agissant soit sur les neurones hypothalamiques, soit sur les noyaux hypophysaires (Vaissaire, 1977).

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

La GnRH stimule la synthèse et la libération de FSH et LH par l'hypophyse. Ces dernières agissent au niveau du testicule : FSH active la spermatogénèse et la production, par les cellules de sertoli, d'*inhibine* et d'*ABP*. LH stimule la synthèse

## Chapitre II : La physiologie de l'activité sexuelle du mâle

d'androgènes par les cellules de leydig (Derivaux et ectors 1985). L'antéhypophyse, sous le contrôle de l'hypothalamus, produit la prolactine (PRL) qui exerce son action sur les cellules de leydig en augmentant la synthèse de testostérone, en augmentant le nombre de récepteur à LH et en favorisant la fixation de LH sur ses récepteurs (Dadoune et Demoulin, 2001).

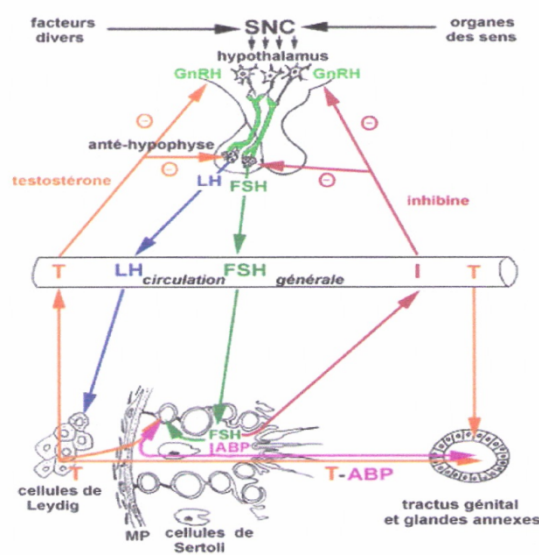


Figure08: Contrôle neuroendocrinien de la spermatogenèse (Albert et Jean, 2001).

La testostérone est synthétisée par les cellules de leydig. Elle contrôle les caractères sexuels spécifiques du mâle ; la spermatogenèse, les sécrétions des glandes annexes et le comportement sexuel sont directement sous son influence. Elle régule également les caractères sexuels secondaires (développement musculaire, odeurs...) Les cellules de sertoli produisent l'inhibine et l'ABP (Androgen Binding Protein), cette dernière se lie à la testostérone et la transporte vers l'épididyme. Le rôle de l'ABP n'est pas encore totalement élucidé.

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

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



### II.1. La puberté :

La puberté est définie comme la production des premiers éjaculats de bonne qualité. Elle est marquée par l'acquisition du comportement sexuel (Corteel1994), l'augmentation des synthèses de testostérone et de LH, le début des sécrétions des glandes annexes, le démarrage de la spermatogenèse et finalement l'émission des premiers éjaculats. Parallèlement à ces modifications, les glandes annexes et les organes liés à la fonction sexuelle augmentent de taille.

Le suivi régulier des concentrations hormonales sur des chevreaux de race alpine, montre une augmentation lente de la testéronémie au cours des deux premiers mois de vie, puis une élévation importante corrélée à une augmentation rapide de la taille des testicules et du poids de l'animal, pendant les deux mois suivant. A quatre mois, la testéronémie est équivalente à celle mesurée chez des boucs adultes en saison sexuelle (Corteel ; 1994), parallèlement à ce processus, on assiste à une augmentation des concentrations plasmatiques de LH et de FSH.

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

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

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

## Chapitre II : La physiologie de l'activité sexuelle du mâle

---

### II.2. Saisonnalité :

Sous nos latitudes, les caprins présentent une activité sexuelle saisonnée. La période de reproduction débute en été (juin), se poursuit en automne et jusqu'au début d'hiver.

Chez les boucs de races européennes, le comportement sexuel, le volume testiculaire et la production de semence (volume et concentration) varient au cours de l'année sous l'influence de la photopériode (Corteel 1981). La qualité des éjaculats est aussi affectée par la saison : le pourcentage de spermatozoïdes mobiles et la motilité des spermatozoïdes sont plus élevés durant la saison sexuelle. Le nombre d'anomalies morphologiques varient également de 5\_8% durant la saison sexuelle à 10\_18% en contre-saison (Delgadillo Sanchez 1990).

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

## **Chapitre III :**

# **L'insémination artificielle caprine**

## Chapitre III : L'insémination artificielle caprine

---

L'utilisation de l'insémination artificielle, largement utilisée dans l'élevage bovin reste encore limitée pour l'élevage caprin, malgré les avantages apportées par rapport à la monte naturelle. L'insémination artificielle caprine ne s'est développée réellement qu'à partir de 1986, notamment en raison de la nécessité de mettre au point des techniques spécifiques de congélation de la semence de bouc et d'adapter aux chèvres les traitements de maîtrise des cycles mis au point chez les ovins. Elle concerne majoritairement deux races laitières ; la race alpine (61% des inséminations artificielles en 2000) et la race Saanen (39% des inséminations artificielles en 2000) (Capri-AI 2000).

L'insémination artificielle ne concerne cependant qu'une faible proportion (6 à 7%) de la population caprine (Brice et Al ; 1997).

### **I- L'insémination artificielle caprine :**

#### **I.1.Intérêts de l'insémination artificielle :**

##### **I.1.1.Désaisonnement :**

L'élevage caprin est orienté vers la production laitière, en vue principalement d'une transformation fromagère (Leboeuf et al. 1998). Les races françaises sont saisonnées : la lutte a lieu de septembre à novembre. La gestation durant environ 5 mois, les mises-bas ont lieu de février à avril. La lactation a une durée moyenne de 8 mois, conduisant à un tarissement d'octobre à janvier. La production laitière caprine est donc insuffisante durant l'automne et le début d'hiver.

Les transformateurs laitiers fixent un prix du lait plus élevé en automne-hiver pour encourager les éleveurs à produire du lait en contre-saison. Le désaisonnement de la reproduction des chèvres permet aux éleveurs d'adapter au mieux leur production laitière à la demande du marché.

Les traitements hormonaux des femelles à base progestagènes, d'hormones gonadotropes et de mélatonine permettent à la fois de synchroniser les chèvres pour l'insémination artificielle et d'avancer la période de mises-bas pour profiter d'une production laitière maximale en automne avec un prix du lait élevé. Les inséminations artificielles réalisées en avance de saison sexuelle sont possibles grâce à l'utilisation de semence congelée qui permet de féconder les femelles en dehors de la saison de collecte de semence (56% des IA ont été réalisées avant le 31 juillet pour l'année 2000) (Capri- IA 2000) et aux traitements lumineux qui permettent de les collecter toute l'année.

## Chapitre III : L'insémination artificielle caprine

---

### **I.1.2. Intérêt sanitaire :**

L'insémination artificielle permet d'utiliser la semence d'un même bouc dans de nombreux élevages sans déplacement des animaux. Il n'y a donc pas de risque de transmission d'agents pathogènes d'un élevage à l'autre.

La transmission d'agents pathogènes pour le mâle en insémination artificielle est très limitée pour trois raisons :

On évite la contamination directe d'un animal à l'autre car il n'y a pas de contact entre les individus.

Le statut sanitaire du mâle est contrôlé à l'entrée en centre de production de semence et tout au long de sa carrière de reproducteur pour un grand nombre de maladies (brucellose, tuberculose, para tuberculose, fièvre Q, Chlamydie). Ils sont en particulier contrôlés pour le CAEV (Arthrite Encéphalite Virale Caprine). Pour éliminer de la reproduction les animaux porteurs, annuellement, le laboratoire de contrôle des reproducteurs réalise un examen séminologique et recherche la présence éventuelle des différents agents pathogènes qui peuvent être transmis par la semence.

Les conditions d'hygiène drastiques des laboratoires, l'addition d'antibiotique dans le dilueur limitent au maximum les risques de contamination au cours de la collecte et du conditionnement de la semence. De plus les doses congelées subissent une quarantaine avant d'être commercialisé (Leboeuf et Al, 1998a).

La quasi-certitude que l'animal reproducteur est indemne de maladie et que sa semence n'a pas pu être contaminée au cours des étapes de conditionnement permet d'assurer une qualité sanitaire exceptionnelle à la semence mise en place par les centres d'insémination artificielle.

### **I.1.3. Amélioration génétique :**

La vocation principale du troupeau caprin français étant la production laitière, les paramètres de production choisis comme premiers critères de sélection sont : le taux protéique et la quantité de protéine par lactation. Seuls les animaux soumis au contrôle laitier et les élevages indemnes des principales maladies contagieuses servent de base à la sélection.

L'évaluation génétique des reproducteurs nécessite d'avoir des connexions entre les élevages (c'est à dire des descendants d'un même bouc dans plusieurs élevages afin de pouvoir les comparer) pour corriger un effet élevage éventuel. Cette évaluation génétique est possible grâce à l'utilisation de l'insémination artificielle qui

## Chapitre III : L'insémination artificielle caprine

---

permet d'avoir de nombreux descendants d'un même mâle dans différents élevages, au même moment (Leboeuf et Al, 1998a).

La sélection des mères à boucs est réalisée dans l'ensemble des troupeaux qui adhèrent au contrôle laitier et qui ont au moins 20% de femelles issues d'insémination artificielle. Les meilleures productrices sur index sont accouplées avec les mâles sélectionnés comme pères à boucs. Les jeunes mâles, issus de ces accouplements programmés, sont génotypes pour le gène de la caséine alpha S1. Seuls les animaux porteurs d'un ou deux allèles favorables pour la production fromagère feront partie du programme de sélection.

Les mâles choisis entrent, alors, en station de monte pour le pré testage. Il consiste en une évaluation de la capacité des jeunes boucs à éjaculer en présence de l'homme, dans le vagin artificiel, et de la qualité de leur semence. En particulier, la résistance des spermatozoïdes à la congélation et à la décongélation est estimée. À la fin de ce pré testage, environ 50% des animaux sont éliminés en raison d'un comportement sexuel déficient ou d'une mauvaise résistance de la semence à la congélation-décongélation.

Les boucs sélectionnés sont alors testés sur descendance sur une quarantaine de filles dans au minimum 10 élevages différents. L'évaluation de leurs lactations permet d'avoir une bonne estimation de la valeur génétique des mâles. Les animaux collatéraux et les ascendants sont également pris en considération dans le calcul d'un index synthétique. Seuls les mâles améliorateurs sont conservés pour l'insémination artificielle, et les meilleurs d'entre eux seront choisis comme pères à boucs pour produire la génération suivante.

L'insémination artificielle permet de diffuser rapidement le progrès génétiques du noyau de sélection vers les autres troupeaux laitiers et d'améliorer ainsi l'ensemble du cheptel et même d'exporter la génétique vers d'autres pays. En effet, les chèvres issues d'insémination artificielle produisent + 89 kg de lait, + 1,1 g/kg de matière grasse et de + 0,4 g/kg de matière protéique en plus, par rapport aux contemporaines. Les inconvénients de l'insémination artificielle sont liés généralement au choix des géniteurs de faible qualité qui peuvent causer des résultats catastrophiques sur l'élevage, la possibilité de transmission des maladies héréditaires (Leboeuf et Al 1998 a).

## Chapitre III : L'insémination artificielle caprine

---

### II-Conduite des mâles :

Bien que les variations saisonnières soient moins marquées chez le mâle que chez la femelle, l'activité sexuelle saisonnée ne permet pas de récolter une semence de qualité toute l'année. Une diminution du volume et de la concentration de l'éjaculat s'accompagnant d'une baisse de la motilité est observée en dehors de la saison sexuelle (Refsal 1986, Corteel et Al. 1978). Afin de limiter les coûts économiques et d'augmenter le nombre des doses produites par an et par bouc, les mâles sont soumis à un traitement photopériodique qui consiste en une alternance de jours courts (8h de lumière et 16h d'obscurité) et de jours longs (16h de lumière et 8h d'obscurité). Ce traitement photopériodique supprime les variations saisonnières de l'activité sexuelle. Les boucs peuvent alors être collectés toute l'année. Des boucs soumis à ce traitement photopériodique pendant 3 ans et collectés deux fois par semaine ont produit 61% de spermatozoïdes totaux supplémentaires par rapport aux animaux témoins, avec une fertilité identique des femelles inséminées. Une alternance (période de jours longs-période de jours courts) de deux mois semble plus favorable à la production spermatique qu'une alternance d'un mois (alternance de 1 mois :  $7_+$  ou  $0$ ,  $8.10^9$  spz/éjaculat et 2 mois :  $7.4_+$  ou  $- 0.6 .10^9$  spz/ éjaculat (Delgadillo et Sanchez, 1990).

### III- Production de semence :

#### III.1.Collecte :

La collecte de sperme est réalisée en présence d'une chèvre. Afin de stimuler le mâle, la femelle est maintenue en œstrus permanent à l'aide d'une injection de 100µg de benzoate d'œstradiol, une fois par semaine. Le sperme est collecté à l'aide d'un vagin artificiel, rempli d'eau à 55°C et conservé dans une étuve à 37°C afin que les spermatozoïdes ne subissent pas de choc thermique (Refsal, 1986).

La fréquence des collectes habituellement appliquée dans les centres d'inséminations est de deux fois par semaine. Une fréquence de cinq fois par semaine augmente la production hebdomadaire de spermatozoïdes (10.6 et 22.4x  $10^9$  spz/semaine/animal, respectivement) (Corteel 1978). Cependant, un intervalle de 2 ou 3 jours entre chaque collecte de sperme est préférable pour augmenter la survie des spermatozoïdes après congélations et décongélation.

### III.1.1.Méthode de collecte :

#### III.1.1.1. La récolte du sperme :

Dans une salle réservée à la récolte du sperme, en utilisant un vagin artificielle, celle-ci a eu lieu 3 fois par semaine, à un intervalle d'un jour entre chaque séance (Samedi - Lundi - Mercredi).

a- La préparation du vagin artificiel : cet appareil mesure 24cm de long et 6cm de diamètre, muni d'un cône et d'un tube collecteur gradué en plastique.



Photo01: Vagin artificielle.



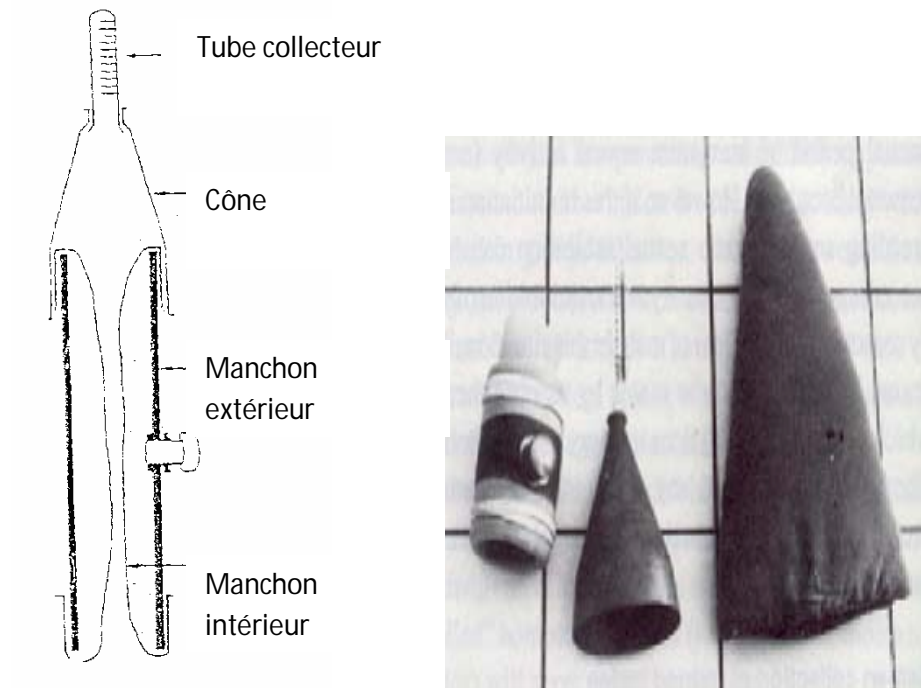


Figure 09 : Le vagin artificielle ((a) Parez et Duplin ; 1987 (b) Goelz, 1999).

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'environ 150ml d'eau, ce volume 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.

La préparation de la femelle : la femelle boute-en-train est maintenue en oestrus par l'injection, deux fois par semaine, de 1mg de benzoate d'oestradiol. Pour faciliter la récolte, la femelle est généralement attachée au mûr. 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.

## Chapitre III : L'insémination artificielle caprine

---

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.



Photo02 : Récolte par vagin artificiel un volume d'éjaculat

## Chapitre III : L'insémination artificielle caprine

---

### b- 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 8volts 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).



Figure10 :Différents types d'électro-éjaculateurs (Goelz, 1999).

### III.2. Conditionnement de la semence :

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

## Chapitre III : L'insémination artificielle caprine

---

La concentration est calculée par mesure de la densité optique par spectrophotométrie, après dilution d'un volume constant de semence pure dans une solution NaCl à 9%, formolé à 0.1%. La densité optique est proportionnelle à la concentration en milliard de spermatozoïdes par ml. Elle varie, en moyenne, de 1.5 à  $4 \times 10^9$  spz/ml chez le bouc (Refsal, 1986).

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

C'est pourquoi, le plasma séminal doit être éliminé le plus rapidement possible après la collecte. Pour cela, le sperme est lavé avec une solution de krebs-ringer-phosphate glucose (KRPG). Les spermatozoïdes sont séparés du plasma séminal par centrifugation, en éliminant le surnageant. Cette opération est répétée deux fois. Dans une étude sur la viabilité des spermatozoïdes de bouc au cours de congélation, CORTEEL (1974) a montré que les paramètres séminologiques (pourcentage de spermatozoïdes mobiles et mobilité), mesurés sur de la semence lavée sont supérieurs à ceux évalués sur de la semence non lavée.

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

Puis, la température de la semence est abaissée progressivement jusqu'à +4°C. Un pré-contrôle de la qualité des éjaculats (pourcentage de spermatozoïdes mobiles et mobilité individuelle) permet d'éliminer ceux de qualité insuffisante. Le pourcentage de spermatozoïdes mobiles est évalué sur une goutte de semence diluée (concentration entre 60 et 80 x  $10^6$  spz/ml) au grossissement x 200. Le pourcentage de

## Chapitre III : L'insémination artificielle caprine

---

spermatozoïdes mobiles est estimé visuellement sur 5 champs d'observation. Il doit être supérieur à 30% pour que l'éjaculat soit conservé. Dans le même temps, la qualité des déplacements des spermatozoïdes est estimée en attribuant une note de motilité individuelle de 0 (aucun mouvement) à 5 (spermatozoïdes fléchant). Les éjaculats dont la note est inférieure à 3 ne sont pas conservés (Leboeuf et Al. 1998 a).

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

### **III-3- Cryoconservation de la semence :**

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

Une semaine environ après la collecte, un test de décongélation sur une paillette de chaque éjaculat permet d'évaluer la survie in vitro des spermatozoïdes. Pour cela, les paillettes sont immergées dans un bain à 37°C pendant 20 secondes. Les examens et les critères de conservation des éjaculats sont les mêmes que ceux réalisés après refroidissement à 4°C. En moyenne, 70% des éjaculats congelés sont conservés pour être utilisés en insémination artificielle (Leboeuf et Al. 1998a).

### **IV-Mise en place de la semence ou insémination proprement dite :**

#### **IV.1.La décongélation de la semence :**

Une fertilité suffisante était obtenue en décongelant la semence du bouc à une température de 37°C (Corteel, 1974 ; Salamon et Ritar, 1982).

Cependant, Andersen, 1969 et Tuli et al, 1991, montrent qu'une décongélation de la semence du bouc à une température de 70 à 75°C pendant 7 à 10 secondes permet d'obtenir un taux de survie des spermatozoïdes supérieur à celui observé après décongélation à 35 – 40°C durant 20 à 30 secondes. Cette méthode n'est pas utilisée en pratique du fait de sa difficulté d'application.

### **V-Les méthodes d'insémination :**

L'insémination des chèvres suppose un minimum de contention individuelle manuelle, ou au moyen de cornadis ou de salle de traite.

Deux méthodes d'insémination artificielle sont utilisées en production caprine :

#### **V.1.L'insémination cervicale :**

La contention de l'animal en position verticale est de nature à faciliter l'intervention. La chèvre est maintenue de façon à ce qu'elle ne repose que sur ses pattes antérieures, les pattes postérieures étant maintenues dans l'air par un aide. Le spéculum, introduit dans le vagin, permet le repérage du col sur le plancher du vagin (Boukhlik, 2002).

L'extrémité du pistolet ou de la pipette d'insémination est guidée vers le col dans lequel elle est introduite par des mouvements de rotation. Le col des chèvres est très difficilement franchissable au cours de l'oestrus, alors, la semence est généralement déposée à l'entrée du col. Donc, il est préférable d'effectuer une IA à cet endroit plutôt que d'endommager le cervix, car ses hémorragies peuvent être néfastes aux spermatozoïdes (Marquis, 1990).

Convenablement réalisée, l'insémination des chèvres avec de la semence fraîche permet l'obtention d'un taux de fertilité comparable à celui de la lutte naturelle (Holtz, 2005). Le taux de conception en IA cervicale varie, en fonction de la saison d'insémination, entre 50 et 70% (Amoah et Gelaye, 1997).

#### **V.2.L'insémination intra-utérine par laparoscopie:**

Cette deuxième méthode nécessite l'utilisation d'un endoscope pour faciliter le dépôt de la semence, fraîche ou congelée, directement dans les cornes utérines (Amoah et Gelaye, 1997).

Cette technique n'exige, en dépit de la complexité du matériel et de la spécialisation des opérateurs, que l'utilisation d'un dixième du nombre des spermatozoïdes de l'éjaculat (Holtz, 2005).

Le matériel utilisé pour l'IA par laparoscopie est constitué de :

- Un endoscope rigide de 41cm de long et 6,5mm de diamètre qu'on place dans l'abdomen à l'aide d'un trocart de 15cm de long et 7mm de diamètre.
- Un transcap, lui-même constitué de trois parties.

## Chapitre III : L'insémination artificielle caprine

---

- L'aspic présente à son extrémité distale une très fine aiguille de 5mm de long. Il est destiné à recevoir une paillette de 0,25ml par son extrémité proximale.

- Un trocart de 5mm de diamètre pour le transcap (Marquis, 1990).

L'animal est posé sur une table en décubitus dorsal et incliné crânialement selon un angle de 45°. L'abdomen est insufflé avec de l'air ou d'un gaz inerte. Deux ouvertures sont pratiquées dans la paroi abdominale au moyen du trocart, permettant le passage de l'endoscope et du transcap. La semence est ainsi déposée dans la lumière utérine en perforant la paroi des cornes utérines, avec l'aspic, à 5cm de la bifurcation (Ritar et Ball, 1991 ; Jackson, 1993 ; Holtz, 2005) .

En général, avec l'insémination artificielle par laparoscopie, des taux de conception encourageants ont été enregistré, un taux supérieur à 80% a été réalisé (Amoah et Gelaye, 1990 ; Ritar et al, 1990, Vallet et al, 1992).

Cette technique, même si elle donne effectivement de meilleurs résultats, est difficile à appliquer, ce qui en réduit les possibilités d'utilisation à grande échelle (Gabina, 1990).

Sohnery et Holtz, (2005), ont récemment décrit une autre méthode d'insémination exclusivement utilisée pour leurs troupeaux. Elle consiste à déposer la semence profondément dans les cornes utérines à travers le cervix.

### **VI- Le moment d'insémination :**

**VI.1.Chaleurs induites :** la mise au point progressive du traitement hormonal a permis de passer de deux à une seule insémination sans diminution significative de la fertilité (Leboeuf et al, 1998). Après un traitement d'induction et/ou de synchronisation des chaleurs, le meilleur moment pour une seule insémination est  $45 \pm 1h$  de la fin du traitement (Baril et al, 1993).

Les chèvres Alpine et Saanen, primipares et multipares sont inséminées, respectivement, une seule fois à  $43 \pm 2h$  et  $45 \pm 2h$ , après le retrait des éponges vaginales (Corteel et Leboeuf, 1990). Les nullipares des deux races sont inséminées à  $45 \pm 2h$  après l'arrêt du traitement (Corteel et al, 1993).

Selon le CRAAQ en 2002, l'insémination des chèvres adultes peut avoir lieu entre 43 et 48h de la fin du traitement, avec un retard de 2h pour les chevrettes.

Chez la chèvre de race Arbia dans la région de Tiaret(Algérie), la moyenne du début d'apparition des chaleurs après un traitement d'induction et de synchronisation

## Chapitre III : L'insémination artificielle caprine

---

des chaleurs est de 23h et 23min après le retrait des éponges vaginales. En tenant compte du moment moyen d'apparition des chaleurs, la chèvre Arbia peut être inséminée environ 36 heures après le retrait des éponges vaginales (Ait Amrane et Al ;2018).

**VI.2.Chaleurs naturelles:** les meilleurs résultats de fécondation sont obtenus avec l'insémination artificielle entre 12 et 24h après le début de chaleurs, du moment que l'ovulation survient 24 à 36h après celui-ci, l'ovule survit 12 à 24h, les spermatozoïdes 24 à 48h et leur migration dure de 5 à 25h (Marquis, 1990 ; Groupe Reproduction Caprine, 2001).



# Conclusion

### **VII-conclusion :**

L'espèce caprine présente quelques spécificités anatomiques et physiologiques concernant la fonction de reproduction. Le système reproducteur est en étroite relation avec les facteurs environnementaux, alimentaires, génétiques et sanitaires dont il faut prendre compte pour la conduite de la reproduction d'un troupeau.

Ces différents éléments conditionnent les stratégies techniques et les méthodes de conduite du troupeau qui sont mises en œuvre pour optimiser la reproduction dans l'élevage.

Ainsi, certaines de ces techniques sont bien connues par les éleveurs depuis des années, le traitement hormonal de synchronisation, le traitement photopériodique et l'IA en sont les exemples. Néanmoins, les résultats de fertilité attendus ne sont pas toujours présents. Les causes d'échec de la mise à la reproduction peuvent être liées à l'animal lui-même et/ ou une mauvaise application des protocoles.

Chez la chèvre, la détection de l'apparition des chaleurs associée à différentes méthodes de reproduction utilisées actuellement, sont préconisées voire nécessaires lorsqu'elles sont associées à l'insémination artificielle (Groupe Reproduction Caprine 2001). Le traitement hormonal permet quelle que soit la saison de déclencher l'oestrus et l'ovulation ainsi que le regroupement des mises bas.

En effet, l'activité sexuelle montre des variations saisonnières à savoir : intense en été et en automne (diminution de la latence à l'éjaculation, augmentation du nombre de saillies par test, ainsi que les variations de la consistance de la semence) et faible en hiver et au printemps (augmentation de la latence à l'éjaculation, diminution du nombre de saillies par test, ainsi que les variations de la consistance de la semence) avec, respectivement, des valeurs élevées et des valeurs faibles de la circonférence scrotale et du comportement sexuel.

Cependant, l'activité sexuelle des boucs de race locale (Arbia) ne s'annule pas durant l'hiver et le printemps, mais elle présente une simple diminution.

*Références*  
*Bibliographiques*

## *Références bibliographiques*

- 1) **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.
- 2) **Albert et Jean., 2001.** « Biologie du développement » .5<sup>ème</sup> édition de l'abrégé.
- 3) **Barone, R., 1996.** Anatomie comparée des mammifères domestiques, tome 4. Splanchnologie 2 : appareil uro-génital, fœtus et ses annexes, péritoine et topographie abdominale. Vigot.
- 4) **Belhamiti. T.B.** Variations de la production spermatique, insémination artificielle et diagnostic de la gestation par échographie chez les caprins de la race locale dans la région de Tiaret. 2007.
- 5) **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.
- 6) **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.
- 7) **Chemineau P, Malpoux B, Delgadillo J.A, Leboeuf B, 1998.** (Photopériodisme).
- 8) **Chemineau P, Malpoux B, Delgadillo J.A, Leboeuf B, 1998.** « Photopériodisme et reproduction chez les caprins ». INRA, neuroendocrinologie sexuelle, physiologie de la reproduction, 37380 Nouzilly, France.
- 9) **Chemineau, P., Delgadillo, J.A., 1994.** Neuroendocrinologie de la reproduction chez les caprins. INRA Prod. Anim. 7, 315–326.
- 10) **Corteel J.M 1974.** « Viabilité des spermatozoïdes de bouc conservés et congelés avec ou sans leur plasma séminal : effet du glucose » Ann. Biol. Anim. Bioch. Biophys., 14, 741-745.
- 11) **Corteel J.M 1975.** « Effet du "lavage" sur la conservation des spermatozoïdes de bouc à basse température » Ann. Biol. Anim. Bioch. Biophys., 15, 525-528.
- 12) **Corteel J.M, 1976a.** Ann. Zootech. 25, 567-571.

- 13) **Corteel J.M, 1977.** « Symposium on management of reproduction in sheep and goat ». Madison (Wisc., USA). July 24-25, pp. 41-57.
- 14) **Corteel J.M, 1981.** « Collection, processing and artificial insemination of goat semen » dans « Goat production » de Gall C., Academic press.
- 15) **Corteel J.M, 1988.** « Collection processing and artificial insemination of goat semen ». Extrait de Goat production, Gall C., 223-241.
- 16) **Corteel J.M, 1992.** « Involvement of seminal plasma in goat sperm preservation » In: V International conference on goat, New-Delhi Pre-conference Proceeding invited papers. Vol II, Part II. P290. Everest press A 791/1, Amar Puri, Nabi Karim, Delhi, India.
- 17) **Corteel J.M, Baril G, Leboeuf B, Marcellier N, 1978.** « Voies disponibles pour augmenter l'utilisation des meilleurs boucs ». 4<sup>ème</sup> journée, Rech. Ovine et caprine, 358-366. Edition Inra-Itovic, Paris.
- 18) **Corteel J.M, Leboeuf B, 1990.** « Evolution technico-économique de l'insémination artificielle caprine ». Elev. Insem., 237, pp 3-17.
- 19) **Corteel J.M, Leboeuf B, Baril G, 1988.** « Artificial breeding of adult goat and kids induced with hormone to ovulate outside the breeding season ». Small Rum. Res., 1, 19-35.
- 20) **Delgadillo J.A, 1990.** « Abolition des variations saisonnières de l'activité sexuelle chez le bouc par des traitements photopériodiques » Thèse Montpellier, France, 119p.
- 21) **Delgadillo, J.A., Hochereau-deReviere, 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.
- 22) **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.
- 23) **Drion, P., Ectors, F., Hanzen, C., Houtain, J.Y., Lonergan, P., Beckers, J.F., 1997.** Régulation de la croissance folliculaire et lutéale : 2. ovulation, corps jaune et lutéolyse. Le Point Vétérinaire 28, 893-900.
- 24) **Gilbert T., 2002.** L'élevage des chèvres. Editions de Vecchi S.A., Paris 159p.

25) **Leboeuf, B., Brice, G., Baril, G., Boué, P., Broqua, C., Bonné, J.L., Humblot, P., Terqui, M., 1998.** Importance du choix des femelles pour optimiser la fertilité après IA chez la chèvre. *Renc. Rech. Ruminants* 5, 71–74.

26) **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.

27) **Leboeuf, B., Guillouet, P., Bonné, J.L., Forgerit, Y., Magistrini, M., 2004.** Goat semen preserved at 4 °C until 76 hours before artificial insemination: Different attempts to maintain the fertility. *South African Journal of Animal Science* 34, 233–235.

Leboeuf, B., Delgadillo, J.A., Manfredi, E., Piacère, A., Clément, V., Martin, P., Pellicer, M., Boué, P., de Cremoux, R., 2008. Management of goat reproduction and insemination for genetic improvement in France. *Reprod. Domest. Anim* 43 Suppl 2, 379–385.

28) **Price, E.O., Smith, V.M., Katz, L.S., 1984.** Sexual stimulation of male dairy goats. *Applied Animal Behaviour Science* 13, 83–92.

29) **Refsal KR.** Collection and evaluation of caprine semen. In: Morrow DA. *Current therapy in theriogenology* 2 Philadelphia Ed. W.B. Saunders company 1986: 619-621.

30) **Smith MC . Sherman DM.** chap 13: reproductive system :the buck in :smith MC. Sherman DM. *Goat medicine Philadelphia Ed. A Lea and Febiger book, A Waverly company* 1994:439-451.

31) **Smith, M.C., Sherman, D.M., 1994.** *Goat medicine.* Blackwell Publishing, USA 634p.

Smith, M.C., 2006. Chapter 69 - Clinical reproductive physiology and endocrinology of does, in: *Current Therapy in Large Animal Theriogenology (2nd Ed.)*. W.B. SAUNDERS, Saint Louis, pp. 535–537.

32) **Smith, M.C., 2008.** Dystocia management and neonatal care. *NAVC Conference veterinary proceedings* 22, 312–314.