

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 vétérinaire

THEME :

**ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE DU  
DIAGNOSTIC DE LA GESTATION CHEZ LES  
CAPRINS**

**Présenté par :**

- Mr. ABDERRAHIM Oussama
- Mr. CHERAD Samir

**Encadre par :**

Mr. BELHAMITI Tahar Belkacem

**ANNEE UNIVERSITAIRE : 2016 – 2017**

# Remerciement

*Mes vifs remerciements vont, tout d'abord, à Dieu le tout puissant pour la volonté, la santé et la Patience qui m'a aidé et m'a permis de réaliser ce modeste travail.*

*Remerciements chaleureusement vont en premier lieu à notre promoteur*

*DR : TAHAR BELKACEM BELHAMITI*

*qui ma dirige dans ces trois dernières années, pour tous ses conseils et critiques et même sa patience. , et dirigé notre travail avec efficacité.*

*Mes remerciements un sincère remerciement pour tous les enseignants et les enseignantes de l'institut des sciences vétérinaires de l'université Ibn Khaldoun de Tiaret.*

*Je tiens également à remercier ma sœur ZAHIRA Pour aide et les encouragements prodigués lors de la rédaction de ce mémoire et les conseils.*

*Ainsi qu'à mes proche amies : ABDELHAK-OUSSAMA-ahmed-bendhiba-hafid-yacine-yaakoub-hadj-samir.*

*En fin, À toute la promotion de 5ème année 2016-2017., et toute personne qui m'a soutenue de loin ou de prés.*

# Dédicace

*Je dédie ce modeste travail à mes très chers parents:*

*Faible témoignage de mon profond amour et de ma grande reconnaissance.*

*Merci pour votre soutien et toute la confiance que vous placez en moi.*

*À toi mon cher père: Votre absence me marque et nulle ne peut combler le vide que vous laissé.*

*Que Dieu vous accueille dans son vaste paradis.*

*À ma chère mère: abboud khaïra qui a sacrifié sa vie pour nous et qui a éclairé mon chemin de réussite, et pour ton éternel et incommensurable soutien.*

*Merci pour tes encouragements sans faille tout au long de ces années difficiles,*

*Merci de m'avoir toujours soutenu dans mes décisions, souvent à contrecœur, mais toujours dans mon intérêt.*

*À mes belle sœurs ; ikram*

*A Mon Oncle : belkacem*

*À toute ma famille: CHERAD+ABBOUD*

*A mes collègues: MIMMOUNI(w)*

*A mes amis et Atouts les sœurs les frères er du universitaire ibn khalidoun TIARET.*

*Et à toute la promo de 5ème année docteur vétérinaire «Tiaret»  
2016-2017.*

**SAMIR**

# Dédicace

*Je dédie ce modeste travail à mes très chers parents:*

*Merci pour votre soutien et toute la confiance que vous placez en moi.*

*À ma chère mère ; Houria qui a sacrifié sa vie pour nous et qui a éclairé mon chemin de réussite, et pour ton éternel et incommensurable soutien.*

*A mon Père : Moulay Driss qui ma soutenu toute ma vie.*

*A mes frères et collègue des études, le long de ma carrière universitaire.*

*A mes amis et Atouts les sœurs (Chaalal Samra) les frères er du universitaire ibn khaldoun TIARET.*

*Et à toute la promo de 5ème année docteur vétérinaire «Tiaret» 2016-2017.*

OUSSAMA

# TABLE DES MATIERES

Remerciement	
Dédicace	
Table des Métières	
Liste des Tableaux, Figures et Photos	
Introduction générale .....	11

## ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

### CHAPITRE 01: ANATOMIE ET HISTOPHYSIOLOGIE DE L'APPAREIL GENITAL DE LA CHEVRE

I. Les ovaires .....	13
I.1. Anatomie et structure .....	13
I.2. Le revêtement de l'ovaire .....	13
I.3. La zone centrale .....	13
I.4. La zone périphérique .....	13
II. Vascularisation et innervation ovarienne .....	14
II.1. L'artère .....	14
II.2. La veine .....	14
II.3. Les lymphatiques .....	14
II.4. Les nerfs .....	14
III. Histophysiologie de l'ovaire .....	14
III.1. La fonction exocrine .....	14
III.1.1. L'ovogenèse .....	15
III.1.2 La folliculogenèse .....	16
III.1.3 L'atrésie folliculaire .....	18
III.1.4. L'ovulation .....	18
III.1.5. Le corps jaune .....	19
III.2. La fonction endocrine .....	19

### CHAPITRE 02 : LES VOIES GENITALES DE LA FEMELLE

I. Anatomie et Structure .....	22
I.1. Oviductes ou trompes utérines .....	22
I.1.1. Le pavillon ou infundibulum .....	22
I.1.2. L'ampoule .....	22

I.1.3. L'isthme .....	22
I.2. Utérus .....	22
I.2.1. Les cornes utérines .....	22
I.2.2. Le corps utérin .....	22
I.2.3 Le col utérin ou cervix .....	23
I.3. Le vagin .....	23
I.4. La vulve .....	23
II. Histophysiologie des voies génitales .....	24
II.1. Oviducte .....	24
II.2. L'utérus .....	24
III. Profil hormonal du cycle sexuel .....	27

### **CHAPITRE 03 : LE DIAGNOSTIC DE GESTATION**

I. Profil hormonal de la gestation .....	29
II. Le retour en oestrus .....	30
III. La palpation abdominale .....	30
IV. Les techniques biochimiques .....	30
IV.1. Dosage de la progestérone .....	31
IV.2. Dosage des oestrogènes .....	31
IV.3. Dosage de l'hormone lactogène placentaire et des protéines de gestation .....	32
V. Les techniques biophysiques .....	32
V.1. Le diagnostic échographique .....	32
V.2. Principe de l'échographe .....	33
V.3. Technique d'examen.....	34
V.3.1. Echographie transcutanée .....	34
V.3.2. Echographie transrectale.....	36
Références Bibliographiques .....	38

# LISTE DES ABREVIATIONS

- ADN** : Acide Desoxyribonucléique.
- DSP**: Daily Sperm Production.
- E1**: Oestrone.
- E2**: Oestradiol.
- eCG**: Equine Chorionic Gonadotropin.
- EGF**: Epidermal Growth Factor.
- FSH** : Folliculo Stimulating Hormon.
- GnRH** : Gonadotrophic Releasing Hormon.
- HDL** : High Density Lipoprotein.
- IA** : Insémination Artificielle.
- ICSH** : Interstitial Cell Stimulating Hormon.
- IGF** : Insulin-like Growth Factor.
- LH** : Luteinising Hormon.
- mcg**: Milli centigramme.
- MHz**: Megahertz.
- PAG**: Protein Associated Glycoprotein.
- PG** : Prostaglandine.
- PGF2 $\alpha$** : ProstaglandineF2 $\alpha$ .
- PMSG** : Pregnant Mare Serum Gonadotropin.
- PRL**: Prolactine.
- TGF**: Transforming Growth Factor.
- UI** : Unité Internationale.

# LISTE DES TABLEAUX

Tableau II.1: La fréquence des cycles sexuelles en fonction de leur durée (Marquis, 1990)...25
Tableau III.1 : Exactitude du diagnostic de gestation à 21j (Marquis, 1990).....31

# LISTE DES FIGURES

Figure I.1: Appareil génital de la chèvre (Corcy, 1991).....	12
Figure I.2: Structure de l'ovaire (Drion et al, 1993) .....	14
Figure I.3: Les différentes étapes de l'ovogenèse (Bonnes et al, 1988).....	16
Figure I.4: Les principales étapes de la croissance folliculaire (Monniaux et al, 1999) .....	17
Figure I.5: Structures ovariennes à travers le cycle oestral d'après (PETERS et BALL, 1987) .....	18
Figure I.6: La stéroïdogénèse chez la femelle (Robel, 2001) .....	20
Figure II.1: Les voies génitales de la femelle (boukhlik2002) .....	21
Figure II.2: Cycle sexuel chez les mammifères (hanzen 2010) .....	26
Figure II.3: Variation hormonale durant le cycle (Robel 2001) .....	28
Figure III.1: Différent type de l'ecographe (coure obstétrique, 2015).....	33
Figure III.2: Echographie transcutanée (Wolfgang, 1994).....	35
Figure III.3: Ecographe par la voie transrectale.....	36

# LISTE DES PHOTOS

Photo III.1: Coupe horizontale du thorax d'un fœtus de 60j .....	35
Photo III.2: Cœur d'un fœtus de 75j.....	35
Photo III.3: Echographie transrectale d'un fœtus de 41j.....	37
Photo III.4: Cotylédons d'une gestation de 52j.....	37

---

# Introduction Générale

---

Les caprins comme chez les autres animaux domestiques, l'application des biotechnologies de la reproduction. Chez les petits ruminants, le diagnostic précoce de gestation, la détermination du stade de gestation et du nombre de fœtus voire de leur aspect normal ou non, constituent pour l'éleveur autant d'opportunités de mieux gérer leur troupeau. Il permet non seulement de réduire les périodes improductives (lorsque les femelles ne sont pas gestantes) et d'éliminer les mères infertiles, mais aussi de constituer des lots d'animaux présentant des états physiologiques similaires et de là optimiser leur alimentation.

Cela peut s'avérer très important pour éviter des états d'embonpoint défavorables à la fertilité ou, au contraire en cas de gestation multiple, pour éviter des désordres métaboliques.

Les différentes méthodes de diagnostic de gestation sont classées en deux catégories: les méthodes de laboratoire, parmi lesquelles on peut citer les dosages hormonaux (sulfate d'œstrone, hormone lactogène placentaire, progestérone) et les dosages de protéines spécifiques ou associées à la gestation et les méthodes cliniques, dont la radiographie, la palpation recto-abdominale, et l'ultrasonographie (Doppler, mode A et mode-B).

Chez la chèvre, le diagnostic clinique est difficile. Le fouiller rectal ne nous paraît pas recommandable vu la petite taille de ces animaux et les dangers de traumatisme. La palpation directe des fœtus au travers de la paroi abdominale est incertaine même jusqu'aux dernières semaines de la gestation. Le développement abdominal et celui de la mamelle constituent des éléments indicatifs mais tardifs d'un état gestatif.

---

## CHAPITRE 01:

# Anatomie et histophysiologie de l'appareil génital de la chèvre

---

Malgré sa constitution en organes similaires à ceux de l'appareil génital mâle, celui de la femelle est, outre l'élaboration des gamètes et des hormones sexuelles, le siège de la fécondation, de la gestation, de la parturition et de la lactation (Vaissaire, 1977).

Il est constitué de :

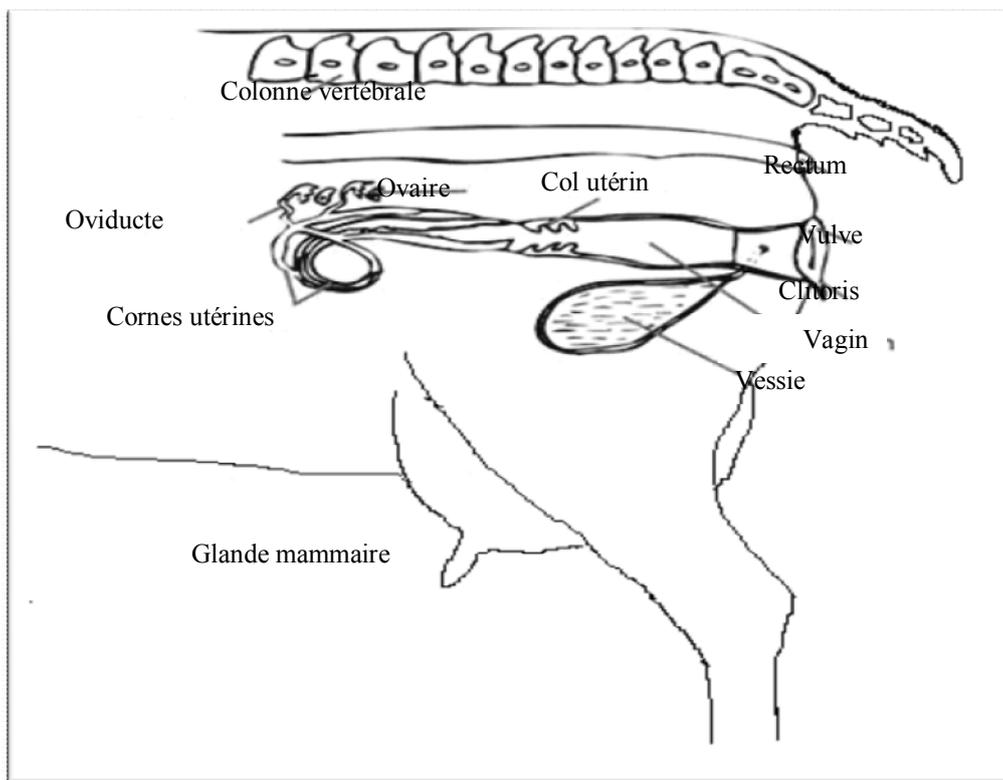
↗ Deux gonades ou ovaires élaborant les gamètes et les hormones sexuelles de la femelle ;

↗ Les voies génitales dont :

- l'oviducte : abrite la fécondation ;

- l'utérus : lieu de la gestation ;

- le vagin et la vulve : organes d'accouplement (Bonnes et al, 1988) (**figure 1.1**)



**Figure 1.1** : Appareil génital de la chèvre (Corcy, 1991)

## **I. Les ovaires :**

La glande génitale femelle ou ovaire est un organe pair doué d'une double fonction :

- ♦ Fonction gamétogénèse (exocrine) : élaboration et libération des gamètes femelles ;
- ♦ Fonction hormonogène (endocrine) : synthèse d'hormones commandant l'activité génitale de la femelle (**Vaissaire, 1977**).

### **I.1. Anatomie et structure :**

Suspendu à l'extrémité crâniale du ligament large (mésovarium), l'ovaire se situe près du pubis un peu crânialement au col de l'ilium. Il est de forme ovoïde plus ou moins aplatie d'un côté à l'autre et de couleur blanc rosée ou grisâtre.

La consistance de l'ovaire est ferme et peu élastique, elle peut devenir rénitente par la présence de follicules ovariens (**Barone, 1978**).

Chez la chèvre, l'ovaire présente les dimensions suivantes :

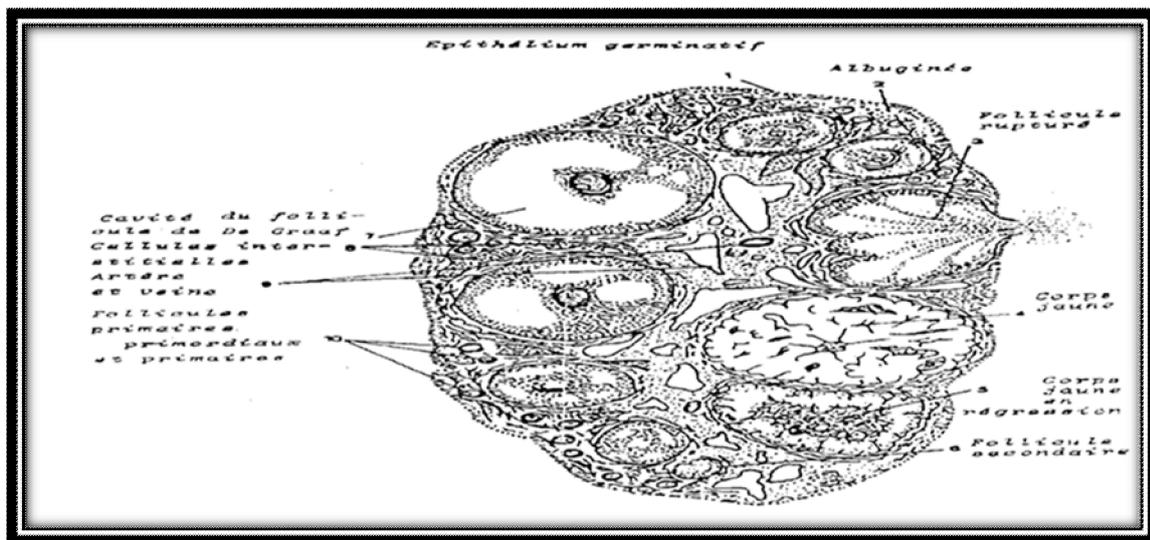
- ♦ Poids : 1,02g ;
- ♦ Longueur : 1-1,8cm ;
- ♦ Largeur : 0,72-1,8cm ;
- ♦ Epaisseur : 0,85-1,12cm (**Altman, 1962 ; Lyngset, 1968**).

L'ovaire est fait, sous un revêtement de structure peu variable, d'un support conjonctif ou stroma contenant les autres constituants qui se répartissent en deux zones : l'une centrale ou médullaire et l'autre périphérique ou cortical (**Barone, 1978**) (**figure 1.2**).

**1.2. Le revêtement de l'ovaire :** il est fait d'un épithélium cubique simple superficiel. La densification du stroma à sa face interne constitue l'albuginée qui est mal délimitée en profondeur.

**1.3. La zone centrale :** appelée également la zone vasculaire ou médulla, elle s'ouvre au niveau du hile. La zone médullaire est formée du stroma conjonctif et de fibres musculaires lisses et est riche en artères et veines ovariens lui donnant un aspect spongieux. Ces dernières sont responsables de la vascularisation corticale. La médulla contient également des éléments nerveux (**Barone, 1978**).

**1.4. La zone périphérique :** de nature parenchymateuse, le cortex est fait d'une densification du stroma elle-même soutenue par des fibres réticulées et des cellules particulières, et d'un système vasculaire de type capillaire. La grande élasticité du stroma permet l'évolution périodique des organites ovariens (follicule ovarien et corps jaune) (**Cross et Mercer, 1993**).



Fig

Figure 1.2: Structure de l'ovaire (Drion et al, 1993).

## II. Vascularisation et innervation ovarienne :

**II.1. L'artère:** un vaisseau né à la partie caudale de l'aorte abdominale est responsable de l'irrigation sanguine de l'ovaire : c'est l'artère ovarien. Elle se porte dans le bord crânial du ligament large et se divise, avant sa pénétration dans l'ovaire, en branches flexueuses. Ces dernières se mêlent avec celles du plexus veineux (**Barone, 1978**).

**II.2. La veine:** la veine ovarienne naît d'un réseau à larges mailles formé par l'ensemble des veines de l'ovaire qui drainent la zone parenchymateuse vers la zone vasculaire. Elle est volumineuse, peu flexueuse et gagne le bord crânial du mésovarium (**Barone, 1978**).

**II.3. Les lymphatiques :** les vaisseaux lymphatiques sont particulièrement abondants autour des follicules mûrs. Ils se collectent, se mêlent au plexus veineux et aboutissent au-delà du hile aux nœuds lymphatiques.

**II.4. Les nerfs :** l'ovaire est soumis à une innervation sympathique et parasympathique. Le plexus ovarien est constitué de nombreux grêles faisceaux anastomosés (**Barone, 1978**).

## III. Histophysiologie de l'ovaire :

Chez la femelle, l'ovaire a une double fonction ; la première exocrine assurant la maturation et l'émission cyclique du gamète femelle ou ovocyte, et la deuxième endocrine permettant l'imprégnation hormonale de l'appareil reproducteur, état indispensable à la fécondation de l'ovocyte et à l'implantation du zygote.

**III.1. La fonction exocrine :** La production d'un ovule ou ovogenèse se déroule à l'intérieur d'un amas cellulaire appelé follicule. Cependant, l'évolution de ce dernier ou folliculogenèse aboutit à sa phase terminale à l'expulsion d'un ovule ; on parle alors de l'ovulation. Le follicule ayant ovulé forme un massif cellulaire appelé le corps jaune.

L'ovogenèse et la folliculogenèse se déroulent de manière simultanée. Contrairement au mâle, la femelle produit, lors de l'oogenèse pendant la vie embryonnaire, un nombre définitif d'ovule dont ce stock n'est pas renouvelable (**Baril et al, 1993**).

**III.1.1. L'ovogenèse :** c'est l'ensemble des processus de multiplication et de différenciation cellulaire qui, à partir d'une cellule initiale ou gonocyte, aboutissent à la production d'un ovule apte à être fécondé par un spermatozoïde (**Maillet, 1974**).

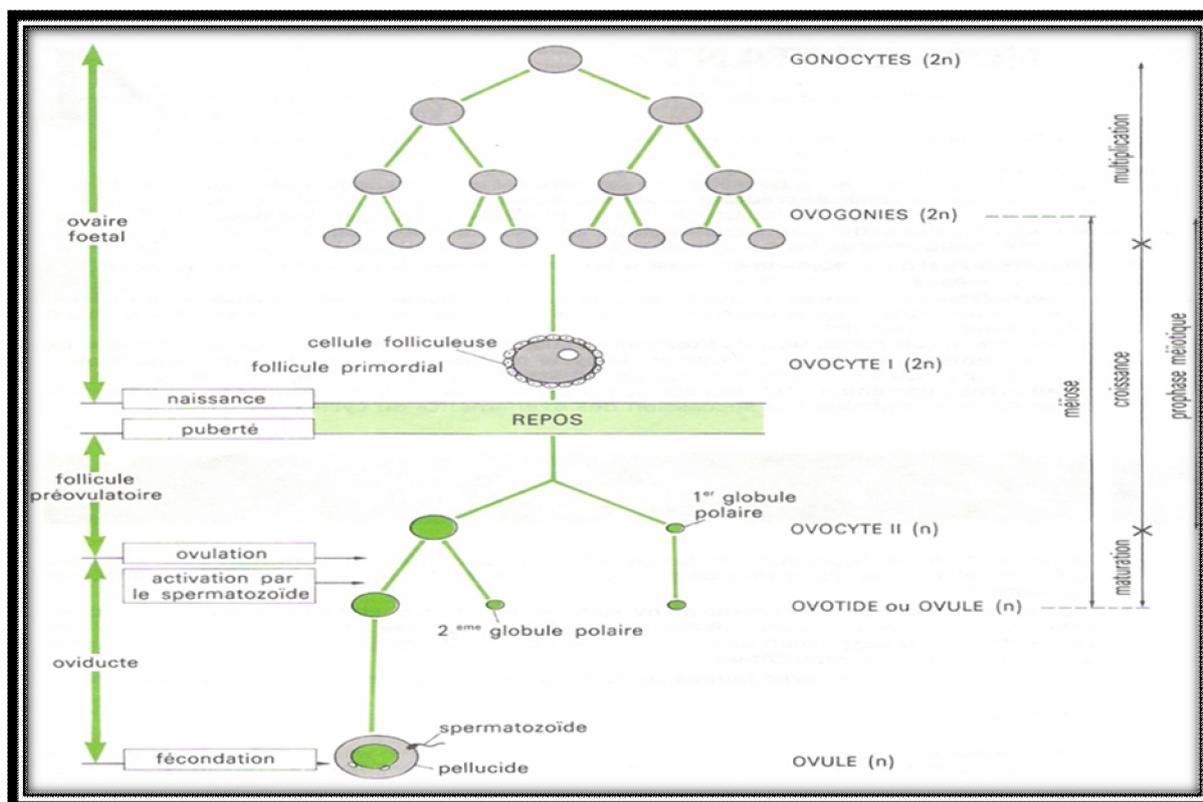
Elle se déroule en trois phases (**figure1.3**) :

➤ **Phase de multiplication :** au début du stade de la gonade différenciée, les gonocytes se transforment en ovogonies. Ces dernières entrent en méiose de manière spontanée ou sous l'influence vraisemblable d'un facteur mésonéphrotique appelé MIS (Meiosis Inducing Substance) (**Westergaard et al, 1985**).

Les ovocytes du premier ordre qui résultent restent bloquer au stade de la prophase sous l'influence d'un autre facteur provenant des cellules granuleuses nommé OMI (Oocyte Maturation Inhibitor) (**Sirard et al, 1985**).

➤ **Phase de croissance :** durant cette phase, l'ovocyte bloqué en prophase commence à s'accroître en taille.

➤ **Phase de maturation :** cette phase débute à partir de la puberté. Chez la plupart des mammifères, la maturation ovocytaire consiste en l'achèvement de la première division de la méiose (division réductionnelle) qui aboutit à l'expulsion de l'ovocyte du deuxième ordre et le premier globule polaire (**cellules à n chr**). L'ovocyte du deuxième ordre entame immédiatement la deuxième division de la méiose (division équationnelle) tout en restant bloqué au stade de la métaphase (**Vaissaire, 1977**).



**Figure 1.3: Les différentes étapes de l'ovogenèse (Bonnes et al, 1988).**

### **III.1.2. La folliculogénèse :**

La folliculogénèse est l'ensemble des différentes étapes du développement folliculaire aboutissant, soit à sa déhiscence au moment de l'ovulation, soit à son involution (Driancourt et al, 2001). Elle évolue par vagues au nombre de 4, à 3 à 4j d'intervalle au cours d'un cycle oestral de 23j (Zarrouk et al, 2001) (**figure 1.4 ; 1.5**).

L'ovocyte du premier ordre s'entoure d'une membrane basale et de quelques cellules folliculaires constituant ainsi un « **follicule primordial** ». Ce dernier devient **primaire** lorsque l'ovocyte s'entoure d'une couche complète de cellules cuboïdales.

La prolifération des cellules folliculaires et leur organisation en couches entraînent la formation d'un « **follicule secondaire** » dans lequel, l'ovocyte occupe toujours une position centrale. A ce moment, la membrane basale se transforme en membrane dite de Slavjanski. Une nouvelle couche de cellules apparaît à la surface du follicule, ce sont les cellules de la thèque. L'apparition progressive d'espaces liquidiens entre les cellules folliculaires et leur confluence donne naissance à l'antrum et le follicule se qualifie alors en « **tertiaire** ».

Les étapes citées ci-dessus se déroulent indépendamment des hormones gonadotropes et cette évolution est dite « **croissance folliculaire basale** ». Un grand nombre de follicule à antrum (diamètre de 0,2mm chez la brebis (**Dufour et al, 1979**)) entre en croissance : c'est le

recrutement. Ce dernier dépend de la présence d'hormones gonadotropes, on parle alors de la « *croissance folliculaire terminale* ».

Parmi les follicules recrutés, un nombre identique au futur taux d'ovulation, poursuit sa croissance tandis que les autres arrêtent leur développement et deviennent atrophique : c'est la sélection. La poursuite de la croissance des follicules sélectionnés constitue la dominance (Baril et al, 1993).

L'accroissement, en nombre des cellules folliculaires et en volume de la cavité antrale, entraîne la formation d'un follicule mûr encore nommé follicule de DEGRAAF (Drion et al 2003)

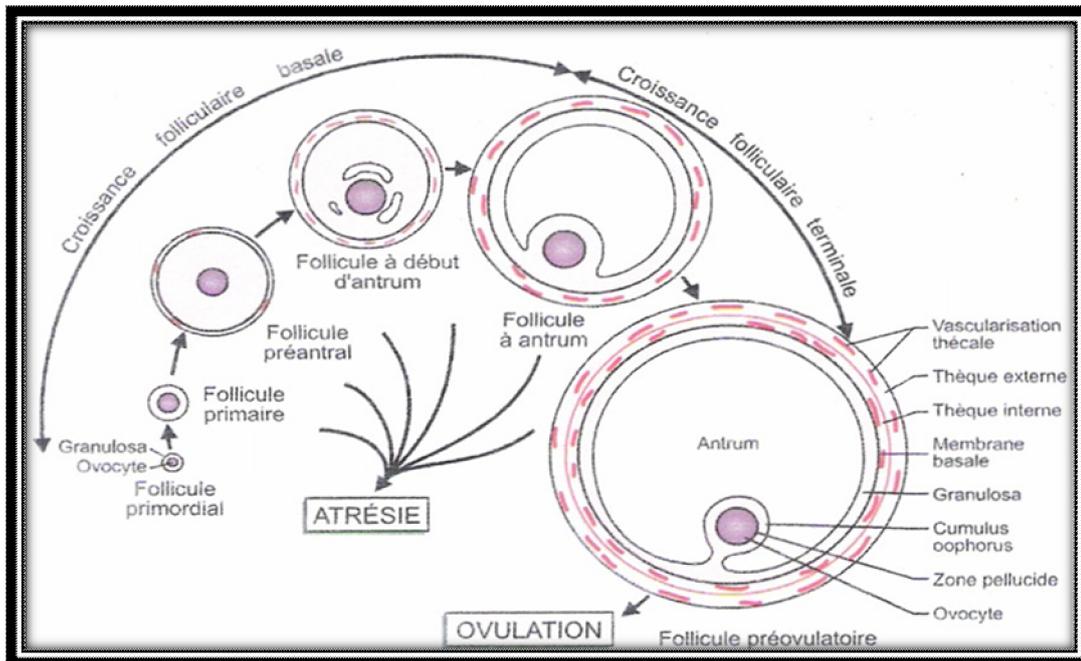
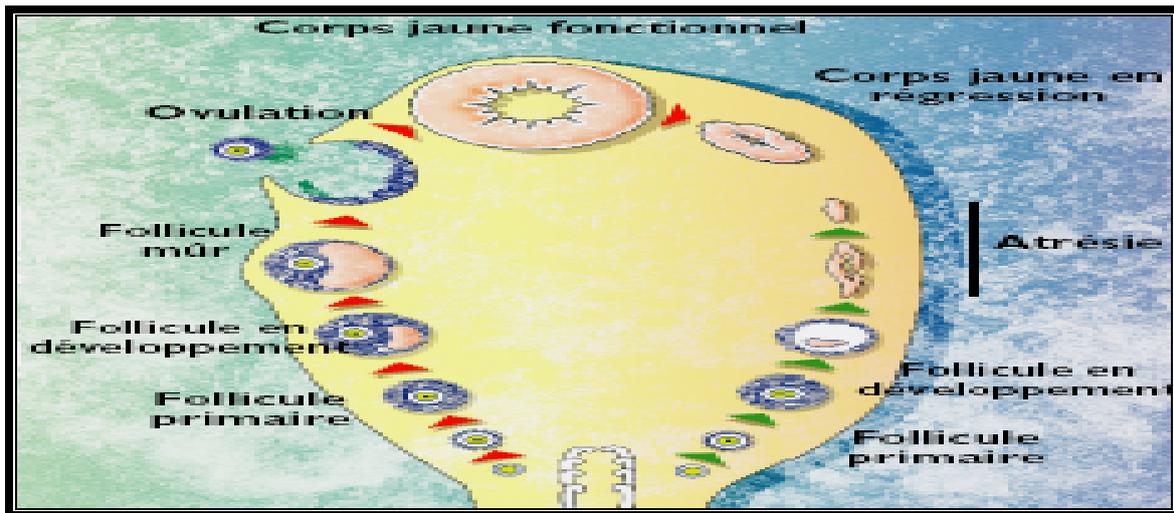


Figure 1.4 : Les principales étapes de la croissance folliculaire (Monniaux et al, 1999).



**Figure 1.5:** Structures ovariennes à travers le cycle oestral d'après (PETERS et BALL, 1987).

**III.1.3. L'atrésie folliculaire :** l'atrésie ou involution folliculaire est le devenir de la majorité des follicules ovariens des mammifères, car 99% de ceux entrant en croissance dégénèrent (Monniaux et al, 1999). Elle se produit à n'importe quel moment de la folliculogénèse et est contrôlée par une mort cellulaire programmée appelée *apoptose* (Drion et al, 2003).

L'atrésie folliculaire se caractérise particulièrement par la mise en évidence de 2pycnose dans les cellules de la granulosa ou par la présence d'un processus dégénératif au niveau ovocytaire (Kruip, Dieleman, 1982 ; Hirshfield, 1989 ; Cataldo, Guidice, 1992).

**3.1.4. L'ovulation :** c'est la libération d'un ou de plusieurs ovocytes aptes à être fécondés par le ou les spermatozoïdes, suite à la rupture d'un ou de plusieurs follicules arrivant au terme de leur maturation (Vaissaire, 1977). Chez la chèvre, l'ovulation est spontanée et a lieu 30 à 36h après le début des chaleurs (Cartier, 1983).

Après le pic de la LH (décharge ovulante), la synthèse d'hormones protéolytiques augmente, il se produit alors :

- ♦ Une dissociation des cellules du cumulus oophorus de celle de la granulosa ;
- ♦ La rupture des différentes couches de la thèque ;
- ♦ L'altération de la membrane basale séparant la granulosa de la thèque.

En outre, l'épithélium ovarien se desquame, il apparaît donc, une zone avasculaire appelée *stigma* au niveau de laquelle se produira la déhiscence folliculaire (Bonnes et al, 1988).

**III.1.5. Le corps jaune :** c'est un organite ovarien transitoire destiné, en effet, à dégénérer plus ou moins rapidement selon qu'il y ait ou non fécondation et gestation. Il est constitué de petites et grandes cellules qui proviennent respectivement d'une transformation morphologique et fonctionnelle des cellules de la thèque et de la granulosa du follicule ayant ovulé (Auletta, Flint, 1988 ; Niswender et al, 2000).

L'évolution morphologique et fonctionnelle du corps jaune passe par trois étapes successives:

➤ **La lutéogénèse :** est la période nécessaire à l'installation du corps jaune. Une hémorragie vient combler le follicule ovulant et les cellules de la thèque et de la granulosa se mêlent. Ces cellules subissent une lutéinisation et seront en contact direct avec des vaisseaux sanguins néoformés (Vaissaire, 1977).

➤ **La lutéotrophie :** est la période pendant laquelle le corps jaune maintient son aptitude fonctionnelle. Pendant cette phase, les petites cellules, très sensibles aux pulses de la LH, sécrètent des petites quantités de progestérone, tandis que, les grande cellules, indirectement sensibles aux pulses de la LH, en sécrètent de grandes quantités (Baril et al, 1993). Chez la chèvre, cette période s'étale du 9<sup>e</sup> au 12<sup>e</sup> jour du cycle (Vaissaire, 1977).

➤ **La lutéolyse :** lors d'un cycle non fertile, le corps jaune régresse sous l'effet de différents facteurs lutéolytiques. Il devient une masse fibreuse ou fibrohyaline dite *corps blanc* ou *corpus albicans* (Barone, 1978). La lutéolyse n'est pas attribuée à une diminution de facteurs lutéotropes (LH et PRL), car des injections pulsatiles de LH ne l'empêchent pas (Leymarie et Martal, 2001). Cependant, les prostaglandines utérines, notamment la PGF2 $\alpha$ , provoquent la lutéolyse. Ils empêchent l'utilisation des gonadotropines par le corps jaune en créant une vasoconstriction ovarienne (Vaissaire, 1977).

S'il y a gestation, le corps jaune se maintient et évolue en corps jaune gestatif (Bonnes et al, 1988). Cela est dû à une intervention, d'une part, de l'embryon qui inhibe la sécrétion de la PGF2 $\alpha$  bloquant ainsi la lutéolyse, et d'autre part, le maintien de l'action lutéotrope des hormones hypophysaires (LH et PRL) (Leymarie et Martal, 2001).

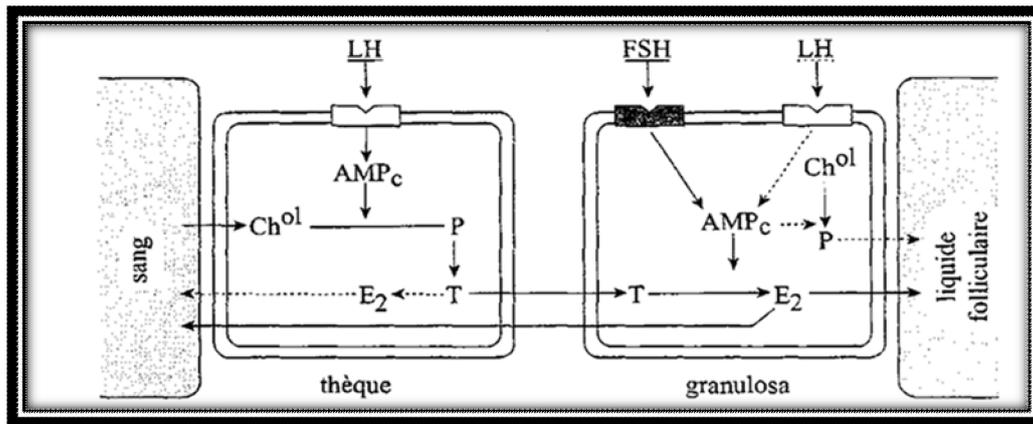
**III.2. La fonction endocrine :** en plus de son activité exocrine gamétogène, l'ovaire assure, sous le contrôle d'hormones gonadotropes, la sécrétion d'hormones essentiellement stéroïdes. L'apparition et l'évolution de l'activité stéroïdogène dans les follicules ovariens sont imputées à l'acquisition, par les cellules de la granulosa et de la thèque interne, de récepteurs spécifiques aux hormones gonadotropes (Dupoy, 1993). Ces cellules diffèrent par leur équipement enzymatique.

Selon Hall (1986) et Miller (1988), les cellules de la granulosa sont dépourvues de l'enzyme P450C17 ; de ce fait, elles ne peuvent donc synthétiser les androgènes (A et T),

précurseurs des estrogènes (E1 et E2). Alors pour se faire, elles importent les androgènes à partir des cellules thécales qui peuvent convertir le cholestérol en progestérone et en testostérone.

Les cellules de la thèque ont des récepteurs de la LH stimulant la conversion du cholestérol en prégnénolone, tandis que celles de la granulosa ont des récepteurs de la FSH contrôlant ainsi l'aromatase des androgènes en estrogènes.

Dans la granulosa du follicule préovulatoire, la FSH induit les récepteurs de la LH qui stimule la sécrétion de la progestérone (Robel, 2001) (figure6).



**Figure I.6:** La stéroïdogenèse chez la femelle (Robel, 2001).

D'autre part, la stéroïdogenèse ovarienne est régulée par l'intervention d'autres facteurs ovariens de natures différentes: *l'inhibine*, *l'activine*, *la follistatine* et *les facteurs de croissance* (TGFa ET-b, IGF-1 et EGF) (Drion et al, 1993).

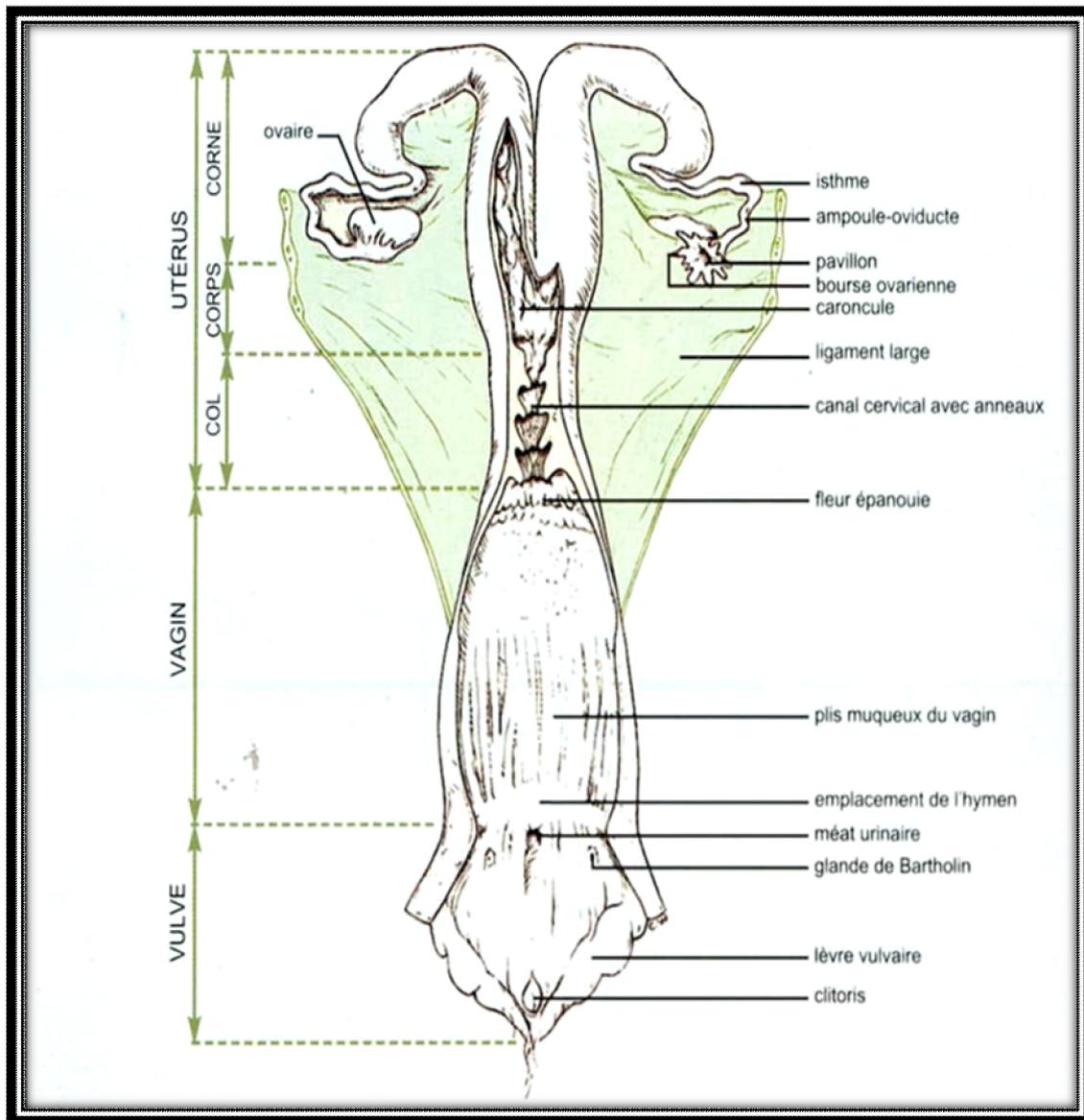
---

## CHAPITRE 2 :

# Les voies génitales de la femelle

---

On regroupe sous la dénomination de tractus génital femelle un ensemble d'organes qui interviennent à des titres différents dans la physiologie de la reproduction. L'organisation générale du tractus génital femelle n'est pas comparable à celle du tractus mâle : en particulier, la notion des voies excrétrices de l'élaboration exocrine de l'ovaire n'aurait guère de signification ; quant aux glandes, elles font partie intégrante de la paroi des organes du tractus femelle (**Figure II.1**)



**Figure II.1 : Les voies génitales de la femelle (boukhlik2002).**

## **I. Anatomie et structure :**

**1.1. Oviductes ou trompes utérines :** c'est la partie initiale des voies génitales de la femelle. Le salpinx ou trompe de fallope est un conduit flexueux, pair et étroit. Chez la chèvre, sa longueur est de 12 à 16cm et son diamètre extérieur est, au niveau de l'ampoule, de 2 à 3cm et de 0,5 à 1cm au niveau de l'isthme (**Barone, 1978**).

Chaque oviducte se compose des segments suivants :

**1.1.1. Le pavillon ou infundibulum :** il s'ouvre dans la bourse ovarique. Il peut s'appliquer sur le bord libre de l'ovaire pour recueillir le ou les gamètes émis par l'ovaire au moment de l'ovulation (**Bonnes et al, 1988**). Chez les petits ruminants, il est relativement plus large et moins long.

**1.1.2. L'ampoule :** c'est la partie la plus dilatée de la trompe, elle fait suite à l'infundibulum. Chez la chèvre, l'ampoule présente des flexuosités amples et irrégulières. Elle est le siège de la fécondation (**Barone, 1978**).

**1.1.3. L'isthme :** il fait suite à l'ampoule sans démarcation nette. Il présente une cavité étroite, et sa terminaison, peu distincte, se raccorde à la corne utérine de manière progressive (**Barone, 1978**). La paroi de l'oviducte est constituée par la superposition de couches tissulaires, on distingue de la périphérie à la lumière :

- Une séreuse épaisse qui contient les vaisseaux et les nerfs.
- Une musculuse faite de deux couches de cellules musculaires lisses. Chez les ruminants, la couche externe est longitudinale et la couche interne est circulaire.
- Une muqueuse plissée formée par un épithélium cylindrique simple. Celui-ci comprend des cellules ciliées et des cellules sécrétrices non ciliées, reposant sur un tissu conjonctif aglandulaire richement vascularisé (**Vaissaire, 1977**).

**1.2. Utérus :** c'est l'organe de la gestation. L'utérus est un organe creux de couleur jaune rosée parfois rougeâtre. Son poids, sa consistance et ses dimensions varient en fonction de l'état physiologique de la femelle.

La chèvre a un utérus bipartitus, il est fait de deux longues cornes qui s'unissent caudalement en une courte partie appelée corps. Celui-ci communique avec le vagin par le col.

**1.2.1. Les cornes utérines :** elles font suite aux oviductes et mesurent 10 à 12cm de longueur (**Bressou, 1978 ; Soltner, 1993**). Les cornes utérines sont spiralées, longuement accolées par leur base et ne présentent qu'un seul ligament intercornual.

**1.2.2. Le corps utérin :** c'est un court cylindre, il mesure, chez la chèvre, 2 à 3cm de longueur (**Barone, 1978**).

**I.2.3. Le col utérin ou cervix:** il est constitué par un fort épaissement de la paroi du conduit génital. Le col s'interpose entre les cavités utérine et vaginale. Celles-ci communiquent entre elles par un étroit canal cervical (**Vaissaire 1977**).

**Remarque :** chez la chèvre, le col est très difficilement franchissable au court de l'oestrus. Donc, les inséminations cervicales sont rares, alors, on se limite à déposer la semence à l'entrée du col. De plus, il est préférable d'effectuer une insémination artificielle à l'entrée du col plutôt que d'endommager le cervix qui est très délicat, car de petites hémorragies peuvent être néfastes pour la survie des spermatozoïdes (**Marquis, 1990**).

Comme tous les organes creux, l'utérus comporte de la périphérie à la lumière :

➤ Une séreuse de nature fibreuse enveloppant l'utérus, en continuité avec le ligament large. Elle tient l'utérus suspendu dans la cavité abdominale.

➤ Une musculuse ou myomètre, faite de deux couches musculaires. La couche superficielle est formée par des fibres musculaires lisses longitudinales, tandis que la couche profonde est constituée de fibres musculaires circulaires qui se renforce au niveau du col.

Entre ces deux couches existe une couche moyenne vasculaire constituée par un important plexus vasculaire mêlé à des faisceaux de fibres élastiques (**Vaissaire, 1977**).

Chez les ruminants, la face interne de l'utérus se caractérise par des formations particulières nommées *les cotylédons*. Chez la chèvre, ces dernières sont polymorphes : les gros sont plats et les petits ressemblent à ceux de la brebis qui sont creusées en leur centre.

La liaison entre les cotylédons et les enveloppes embryonnaires forme le placenta assurant ainsi les échanges entre le fœtus et sa mère (**Thibault et al, 1998**).

**I.3. Le vagin :** c'est un conduit cylindroïde qui s'étend du col de l'utérus à la vulve, il constitue avec elle l'organe d'accouplement de la femelle permettant ainsi le passage du fœtus à l'occasion de la parturition (**Drion et al, 1993**).

La paroi vaginale comporte :

➤ Un adventice fait d'un tissu conjonctif dense pourvu de fibres élastiques.

➤ Une musculuse constituée essentiellement de fibres musculaires lisses circulaires et longitudinales, et des fibres élastiques

➤ Une muqueuse comprenant un épithélium pavimenteux stratifié kératinisé et un chorion de tissu conjonctif dépourvu de glandes (**Vaissaire, 1977**).

**I.4. La vulve :** est le sinus urogénital de la femelle, sa morphologie permet de voir le vestibule vaginal ou cavité vulvaire et l'ouverture vulvaire dont les lèvres et le clitoris représentent les organes génitaux externes.

L'épithélium de la cavité vulvaire est pavimenteux stratifié, reposant sur un chorion riche en glandes et en muscles constricteurs (**Vaissaire, 1977**).

## **II. Histophysiologie des voies génitales :**

**II.1. Oviducte :** la structure de l'oviducte lui permet d'assurer les fonctions suivantes :

En lieu, l'infundibulum, suite à la turgescence de l'organe au moment de l'oestrus, tend à coiffer l'ovaire et recueillir l'ovule libéré. Les battements des cils des cellules ciliées engendrent un courant de sérosité qui achemine l'ovule vers l'ampoule, endroit de la fécondation. L'ascension des spermatozoïdes jusqu'à l'ampoule est assurée, d'une part, par la mobilité propre des spermatozoïdes, et d'autre part, par la contraction de la musculature de l'oviducte.

S'il y a fécondation, le zygote en segmentation aura une vie tubaire de 4 à 5j durant lesquels sa nutrition serait assurée par les élaborations des cellules sécrétrices (**Barone, 1978**).

**II.2. L'utérus :** au niveau de l'utérus, l'endomètre joue un rôle majeur dans le phénomène de l'implantation et de la constitution du placenta.

La contraction du myomètre, sous dépendance hormonale, intervient au moment de la parturition (**Vaissaire, 1977**).

Lors de l'ascension spermatique, les spermatozoïdes traversent le mucus sécrété par les glandes utérines : c'est la capacitation. Chez les ruminants, cette dernière n'a lieu que dans l'utérus et les trompes. Elle débute au niveau du col par élimination du plasma séminal, puis trois autres mécanismes se mettent en jeu :

↗ L'enlèvement des protéines liées à la membrane plasmique du spermatozoïde par les glycosaminoglycane des voies génitales femelle.

↗ L'enlèvement du cholestérol libre par l'albumine et la lipoprotéine HDL présentes dans les sécrétions génitales.

↗ Le remaniement de chaînes oligosaccharidiques de protéines intra-membranaires par des enzymes présentes dans le milieu génital (**Thibault, 2001**).

A partir de la puberté, l'appareil génital femelle présente, au cours et pendant toute la période d'activité sexuelle, des modifications structurales se produisant toujours de la même façon et revenant à intervalle périodique suivant un rythme bien défini. Ces modifications sont connues sous le nom de "cycle sexuel". Elles ne sont interrompues que par la gestation (Dérivaux, 1971).

Selon Drion et al, (1993), la chèvre est une espèce saisonnière polyoestrienne chez qui, les cycles n'apparaissent qu'à une période déterminée de l'année, à moins qu'il n'y ait interruption dès le premier cycle par suite d'une fécondation.

**Tableau II.1 : La fréquence des cycles sexuelles en fonction de leur durée (Marquis, 1990).**

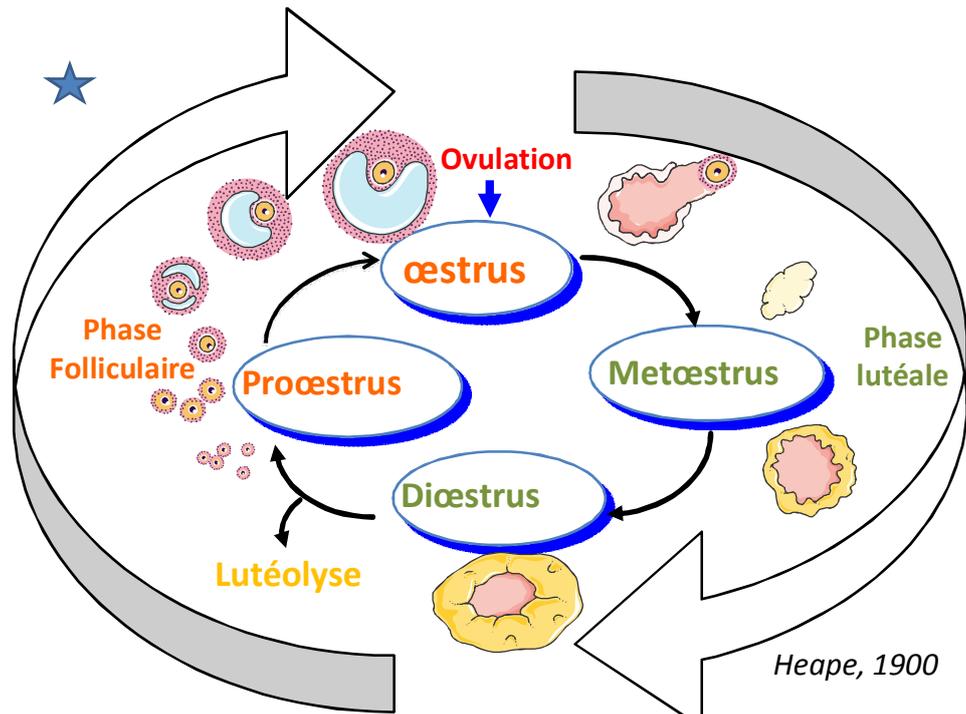
Durée des cycles en jours	162 cycles ; Alpine et Toggenbourg	114 cycles ; Barbrrie	134 cycles ; Créole guadeloupéenne	63 cycles ; Alpine en Guadeloupe
1-4	10,5	-	3,0	6,3
5-10	16,0	28,1	14,2	4,8
11-16	8,0	2,6	6,7	3,2
17-22	42,6	57,0	47,0	77,7
23-28	8,6	6,1	13,4	3,2
29-34	0,6	2,6	6,0	-
35-47	6,2	3,5	4,5	3,2
43-100	7,4	-	5,2	1,6

Chez la chèvre, la durée moyenne du cycle est de 21j ; cependant, il existe dans l'espèce caprine une fréquence importante de cycles de durée anormale. Seulement 77% des chèvres alpines présentent une durée considérée comme normale (de 17 à 25j), 14% d'entre elles ont une durée courte (< 17j), et les 9% restantes ont une durée longue (> 25j) (Baril et al, 1993).

En fonction de l'évolution ovarienne, le cycle sexuel peut également être divisé en deux phases :

**1 -La phase folliculaire :** chez la chèvre, elle dure 2 à 3j et correspond à la période recrutement – sélection – dominance de la croissance folliculaire terminale jusqu'à l'ovulation

**2-La phase lutéale :** d'une moyenne de 16j (15 à 17j). Elle s'étend de l'ovulation jusqu'à la fin de la lutéolyse (Zarrouk et al, 2001 ; Driancourt, Levasseur, 2001).



**Figure II.2 :** cycle sexuel chez les mammifères (hanzen 2010)

Habituellement, un cycle sexuel est divisé en quatre phases :

- a) Le pro-oestrus : période préparatoire aux chaleurs,
- b) L'oestrus : période d'acceptation du mâle,
- c) Le metoestrus : installation du corps jaune et d'un état prégravidique de l'utérus,
- d) Le dioestrus : phase d'activité du corps jaune (**Drion et al, 1993**).

**NB : Chèvre :** Cycle 20-21 j / Pro œstrus 3 j / œstrus 24-40 h / Metœstrus Dicœstrus 16 j

L'œstrus, seule période visible du cycle, dure 24 à 48h. Cette variation est sous l'influence de différents facteurs, entre autres, la race, l'âge, la saison et la présence des mâles. Comparée avec les autres races de chèvres domestiques, la race Angora a un œstrus court de 24h (**Zarrouk et al, 2001**).

La chèvre exprime d'avantage son comportement œstral que la brebis. En chaleur, elle est agitée exerçant une stimulation du partenaire ; en premier lieu, elle refuse l'approche du mâle, tandis que ses approches envers lui se poursuivent accompagnées de frétillement de la queue, de bêlement et souvent d'émission d'urine. Cette attitude stimule encore le bouc, et la femelle finit par lui accepter en s'immobilisant lors du chevauchement. La chèvre peut exhiber un comportement d'homosexualité, elle chevauche les autres femelles en œstrus (**Fabre-nys, 2000**).

### **III. Profil hormonal du cycle sexuel :**

Contrairement au mâle, le comportement sexuel de la femelle est spécifiquement hormono-dépendant ; la sécrétion et l'action des hormones sont nécessaires pour le déclenchement et l'expression de l'œstrus.

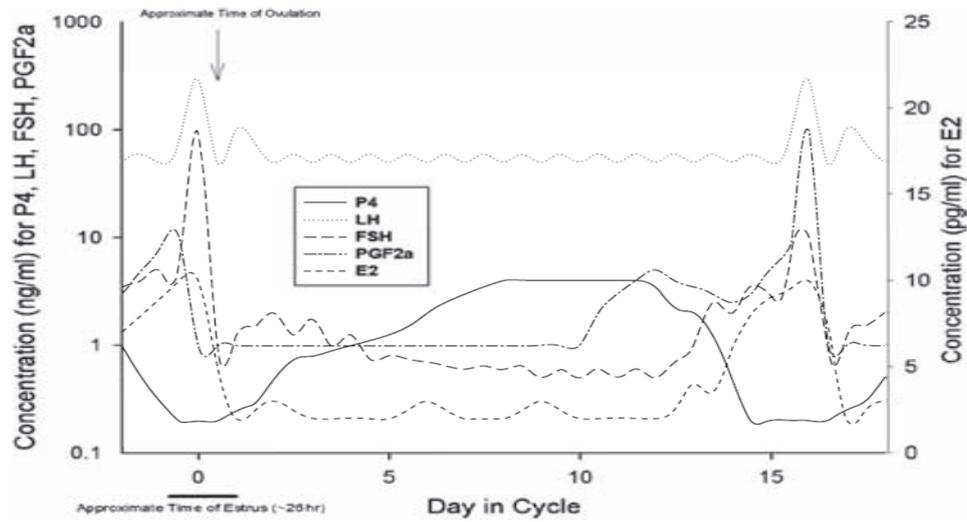
Pendant la phase lutéale, la progestérone exerce un rétrocontrôle négatif dans la régulation de la LH. Celle-ci se trouve alors sécréter en pulse de faibles amplitudes (**Chemineau P et al, 1988**). Vers le 16<sup>ème</sup>-17<sup>ème</sup> j du cycle, les prostaglandines utérines PGF2 $\alpha$  provoquent la lutéolyse, alors, il se produit une chute de la progestérone qui sera à l'origine d'une augmentation de la fréquence et de l'amplitude des décharges de LH (**Horton et Polyer, 1976 ; Mori et Kano, 1984 ; McGracken et al, 1999**).

Les hormones gonadotropes, principalement FSH, assurent la croissance des follicules dont le diamètre est supérieur à 1mm (**Akusu et al, 1986**). Ils commencent à sécréter des quantités croissantes de l'oestradiol 17 $\beta$  (**Mori et Kano, 1984**). Ce dernier s'élève dans la circulation sanguine exerçant, également par rétrocontrôle positif, une décharge hypophysaire massive de LH : c'est le pic préovulatoire (**Dial et al, 1985**). Il est à signaler que la FSH est également libérée massivement en même temps que la LH et pour la même durée. Cette décharge préovulatoire de gonadotropines est à l'origine d'une lutéinisation du follicule et d'un arrêt de la sécrétion d'oestradiol, conduisant à l'ovulation qui se produit alors 20h après le pic préovulatoire de LH (**Zarrouk et al, 2001**).

Cependant, le follicule se transforme en corps jaune, celui-ci sécrète la progestérone en partie sous l'influence de la pulsativité élevée de la LH jusqu'au jour 7 du cycle (**Sutherland et Lindsay, 1991**). C'est le milieu de la phase lutéale et un nouveau cycle recommence.

**Remarque :** en plus de son rôle dans la satiété, l'équilibre énergétique et la thermorégulation, la **leptine**, hormone sécrétée par le tissu adipeux, occupe une place importante dans le développement et la régulation de la reproduction en agissant sur l'axe hypothalamo-hypophyso-gonadique. La leptine règle la sécrétion hypothalamique pulsatile de la LHRH (Luteinizing Hormone Releasing Hormone). Elle module la sécrétion des gonadotropines hypophysaires, agit directement sur les gonades et contribue, chez la femelle, au contrôle de l'ovulation (**Bruneau et al, 1999**).

## Variation hormonal durant le cycle



*Figure II.3 : Variation hormonal durant le cycle (Robel, 2001)..*

---

## CHAPITRE 03 :

# Diagnostic de Gestation

---

Après la fécondation, l'établissement et le maintien d'une gestation sont rendus possibles grâce aux interactions entre le fœtus, l'utérus et le corps jaune ovarien qui préviennent la régression structurale et fonctionnelle du corps jaune (**Zarrouk et al, 2001**).

Chez la chèvre, la demi-vie du corps jaune est étendue grâce à un facteur sécrété par le trophoblaste du 14<sup>ème</sup> au 17<sup>ème</sup>j de gestation. Ce facteur inhibe la sécrétion pulsatile de la PGF2 $\alpha$  (**Bazer et al, 1997**).

Selon Bonnes et al. (**1988**), le placenta de la chèvre est conjonctivo-chorial de type cotylédonnaire. Une constatation faite chez elle est que le placenta ne sécrète pas la progestérone car l'ovariectomie bilatérale faite à n'importe quel moment de la gestation, provoque un avortement (**Zarrouk et al, 2001**).

La durée de la gestation de la chèvre va de 144 à 152j, elle est liée d'avantage au poids qu'à la taille de la portée (**Baril et al, 1993**).

### **I. Profil hormonal de la gestation :**

La progestérone est essentielle au maintien de la gestation en contrôlant les contractions utérines. Elle intervient également dans le processus de l'implantation. La progestérone possède une activité immunosuppressive empêchant en partie le rejet du fœtus. Le placenta sécrète les oestrogènes surtout pendant les deux derniers tiers de la gestation. Il sécrète également une hormone qui appartient à la famille de la prolactine : c'est l'hormone lactogène placentaire.

Les protéines associées à la gestation sont d'origine placentaire, utilisées chez les ruminants comme marqueurs sériques de la gestation. Leur dosage permet d'éviter les faux positifs suite à un diagnostic de non gestation par la progestérone. Ce test est très fiable pour repérer les chèvres en pseudogestation (**Thibault, Levasseur, 2001**). Chez la chèvre, les PAG sont détectables dès le 24<sup>ème</sup>j de gestation, leur taux augment à partir de la troisième semaine et diminue à partir de la 9<sup>ème</sup> semaine de gestation (**Zarrouk et al, 2001**).

La présence d'une gestation après insémination est un élément essentiel de la prévision de la reproduction (**Chemineau et al, 2001**). Chez les petits ruminants, le diagnostic précoce de gestation, la détermination du stade de gestation et du nombre des fœtus, voir de leur aspect normal ou non, constitue pour l'éleveur autant d'opportunité de mieux gérer son troupeau (**Hanzen, 2006**). Il permet de détecter, au plus tôt, les saillies ou les inséminations artificielles infructueuses, de repérer les cas d'infertilité et d'effectuer les réformes aux moments opportuns (**El Amiri et al, 2003**).

Différentes méthodes de diagnostic sont utilisées, à savoir, le retour en œstrus, la palpation abdominale, et les techniques biochimiques et biophysiques.

## **II. Le retour en œstrus :**

C'est la méthode classique la plus simple et la plus facile du diagnostic de gestation. Elle se base sur le retour en chaleur, un cycle après l'insémination artificielle ou la saillie naturelle, des femelles non gestantes (**Chemineau et al, 2001**). Cette méthode est d'une bonne précision pendant la saison où les femelles sont naturellement cycliques. Au contraire, pendant l'anoestrus saisonnier, plusieurs femelles non gestantes ne reviennent pas en chaleur et retombent en anoestrus, ce qui est à l'origine d'une confusion entre femelles gestantes et femelles en anoestrus (**Monniaux, 2003**).

L'introduction d'un bélier détecteur équipé d'un harnais a constitué une solution intéressante mais insuffisamment exacte puisque étroitement dépendante de la libido de l'animal détecteur.

## **III. La palpation abdominale :**

Elle ne peut se réaliser que pendant la deuxième moitié de la gestation. Cette méthode consiste à détecter la présence du fœtus en le faisant déplacer dans le liquide amniotique (**Baril et al, 1993**), mais elle n'est pas toujours aisée, compte tenu de la tension de la paroi abdominale. Par ailleurs, il ne saurait être réalisé que tardivement.

**Le diagnostic transrectal :** au moyen d'une tige rigide a été lui aussi abandonné compte tenu du risque de lésions rectales qu'il comportait.

**La radiographie abdominale :** est également possible et notamment pour déterminer le nombre de foetus. La méthode n'est cependant applicable qu'après le 65<sup>ème</sup> jour de gestation. Elle pose par ailleurs des problèmes pratiques évidents.

## **IV. Les techniques biochimiques :**

**Les dosages hormonaux** sont applicables. Ils posent, néanmoins, des problèmes pratiques: le prélèvement de sang au (20ème voire 22ème) jour de gestation en ce qui concerne la progestérone, à partir du 25<sup>ème</sup> jour de gestation en ce qui concerne la PAG. Ces méthodes ne permettent, par ailleurs, pas de déterminer le nombre de fœtus, paramètre important en ce qui concerne la gestion de la nutrition et la prévention de pathologies puerpérales. La confirmation d'une gestation et de la viabilité fœtale (et donc d'un hydromètre éventuel en cas de résultat négatif) peut être déterminée chez la chèvre par le dosage dans le sérum ou le lait du sulfate d'œstrone après le 50<sup>ème</sup> jour de gestation.

#### **IV.1. Dosage de la progestérone :**

Il s'agit d'un test précoce qui permet de déterminer l'état de non gestation de la chèvre. La progestérone est mesurée dans le sérum ou le plasma sanguin et dans le lait, 21 ou 22j après IA. Le niveau de cette hormone étant élevé chez la chèvre gestante et faible chez celle non gestante (**Bretzlaff et al, 1989**).

Les prélèvements du sang (5ml avec anticoagulant) et du lait (20ml en début de traite du soir) doivent être gardés aux frais et acheminés rapidement vers le laboratoire (**Baril et al., 1993**). Le dosage hormonal s'effectue par radio-immunologie ou méthode ELISA avec un seuil de positivité de 1,5ng/ml pour le prélèvement sanguin, et 4,5ng/ml pour le prélèvement du lait (Lebon, 1985). L'exactitude de cette technique peut se détailler comme suit :

\*(-) négatif : non gestation, fiable à 95%.

\*(+ ) positif : gestation avec mise bas dans 75 à 85% (**Baril et al, 1993**)

**Tableau III.1 :** Exactitude de diagnostic du gestation a 21j (Marquis,1990)

Lait UNCEIA 1985	Exactitude (+)	87,3% (982 chèvres)
	Exactitude (-)	94,0% (323 chèvres)
	Douteux (0)	5,5% (76 chèvres)
Sang SEIA-INRA 1985	Exactitude (+)	84,6% (800 chèvres)
	Exactitude (-)	95,0% (301 chèvres)

#### **IV.2. Dosage des oestrogènes :**

C'est un test tardif (à partir de 60j) qui se base sur le dosage, dans le sang ou le lait, de sulfate d'oestrone produit par les enveloppes fœtales (**McArthur et Geary, 1986**).

Chez les caprins, il est possible de mesurer le niveau des oestrogènes, éliminées avec les matières fécales, dans quelques crottes prélevées du rectum (**Sindermann et al, 1992**).

Le degré d'exactitude de cette méthode est de 98% pour les tests négatifs, et de 93% pour les tests positifs. En outre, le dosage des oestrogènes permet de prédire le nombre des fœtus (**Sardjana et al, 1988**).

### **IV.3. Dosage de l'hormone lactogène placentaire et des protéines de gestation :**

Chez les ruminants, la PSPB (Pregnancy Specific Protein B) est détectable à partir de 25j de gestation ; il en est de même de la PAG (Protein Associated Glycoprotein) ou de l'hormone lactogène placentaire (**Chemineau et al, 2001**).

Vers la 3<sup>ème</sup>-4<sup>ème</sup> semaine de gestation, le niveau plasmatique des PAG devient nettement différent de celui des chèvres non gestantes, pouvant servir comme base de diagnostic de gestation (**Holtz, 2005**).

### **V. Les techniques biophysiques :**

#### **V.1. Le diagnostic échographique :**

L'échographie s'est rapidement imposée comme méthode de diagnostic de gestation chez les petits ruminants. Très appliquée en clinique gynécologique et obstétricale humaine, la technique d'échographie a seulement été amorcée en clinique gynécologique vétérinaire, notamment pour établir le diagnostic de gestation.

Egalement, le diagnostic échographique a pour but de suivre la vésicule embryonnaire et de l'embryon / fœtus au cours de la gestation, ainsi, il impose une précision de détermination de l'âge de l'embryon / fœtus, la détermination du sexe fœtal, la gémellité, les changements de position, le diagnostic de la mortalité embryonnaire tardive et le prélèvement de liquide fœtal.

Chez la chèvre, différentes méthodes d'échographie sont utilisées, depuis de nombreuses années, pour le diagnostic de gestation.

Les techniques en mode A et Doppler, utilisées dans le passé, ne permettaient pas la visualisation du fœtus (pas d'image), mais le mettaient en évidence indirectement par une courbe d'amplitude caractéristique, ou par une modulation de fréquence perceptible auditivement ou visuellement (**Wolfgang, 1994**).

L'échographie bidimensionnelle est supérieure aux méthodes ne fournissant pas d'image par sa plus grande exactitude pour le diagnostic de gestation et par la possibilité de compter les fœtus et de déceler les signes de vie des fœtus (**Buckrell, 1988 ; Jardon, 1988 ; Bretzlaff et Romano, 2001**).

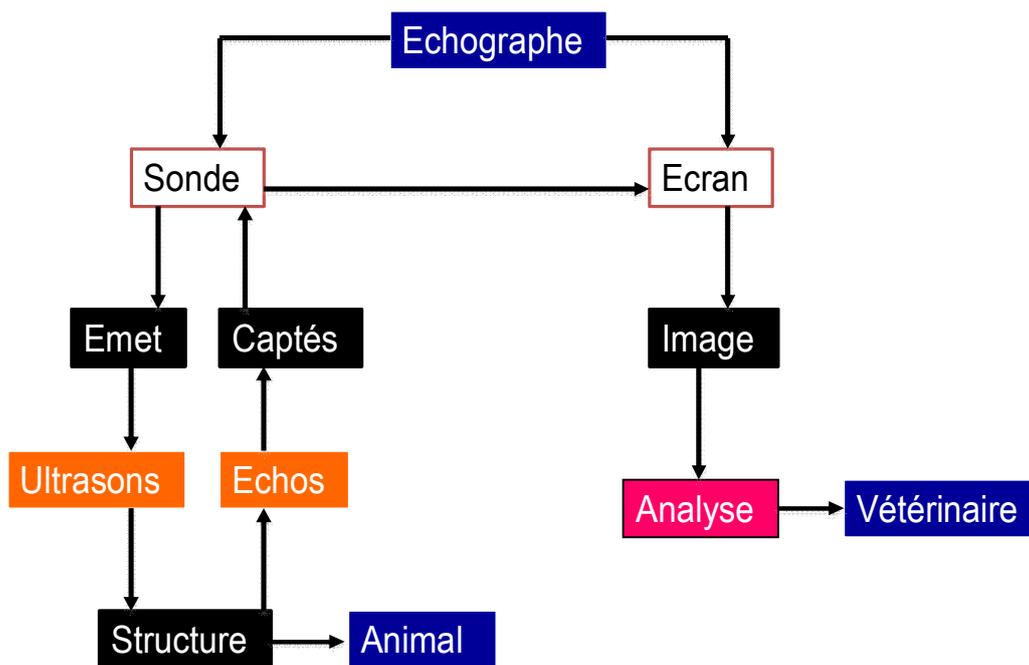
## V.2. Principe de l'échographie :

Une variante de la méthode ultra-sonique, en effet Doppler, est représentée par l'échographie.

Dans cette dernière il n'y a plus un quartz émetteur et un quartz récepteur, mais un seul quartz joue à la fois les deux offices.

A une émission ultra-sonique de très courte durée (1microseconde) succède une période de pause au cours de laquelle sont récoltées les ondes réfléchies appelées « échos ».

Ces dernières sont reçues par le quartz émetteur-récepteur, transformées en impulsions électriques et traitées de manière telle qu'elles puissent être visualisées sur un écran cathodique soit sous forme d'un pic, soit sous forme d'un point lumineux dont la hauteur dans le premier cas ou la brillance dans le second sont proportionnelles à l'intensité de Ultra-son capté (figure 3.1).



*Figure III.1: Différent type de l'échographe (cours obstétrique 2015)*

### **V.3. Technique d'examen:**

L'appareil génital peut être visualisé, soit par voie transcutanée avec application externe de la sonde sur le ventre, soit par voie transrectale avec introduction de la sonde dans le rectum (**Fowler et Wilkins, 1985**).

Le choix de la méthode est en fonction du diagnostic à poser, du type de sonde disponible et des conditions de travail, dans le cas de grands troupeaux. Des sondes convexes, linéaires ou sectorielles à 3,5 à 5MHz peuvent être utilisées dans les deux techniques ; en pratique, les sondes sectorielles s'adaptent mieux à l'échographie transcutanée et les sondes linéaires à l'échographie transrectale (**Wolfgang, 1994**).

#### **V.3.1. Echographie transcutanée :**

Dans cette technique, la sonde est appliquée entre les cuisses, immédiatement en avant de la mamelle. A cet endroit, le pelage est si réduit que la tonte ne sera pas nécessaire. Pour le simple diagnostic de gestation ou de non gestation, la sonde est appliquée immédiatement avant la mamelle, sans que la tonte soit nécessaire. A partir du 100<sup>ème</sup> jour de gestation, la détermination précise du nombre des fœtus se fait en examinant les deux côtés de l'abdomen, une tonte préalable d'un rayon de 20 à 40cm autour de la mamelle sera indiquée (**Fowler et Wilkins, 1985**).

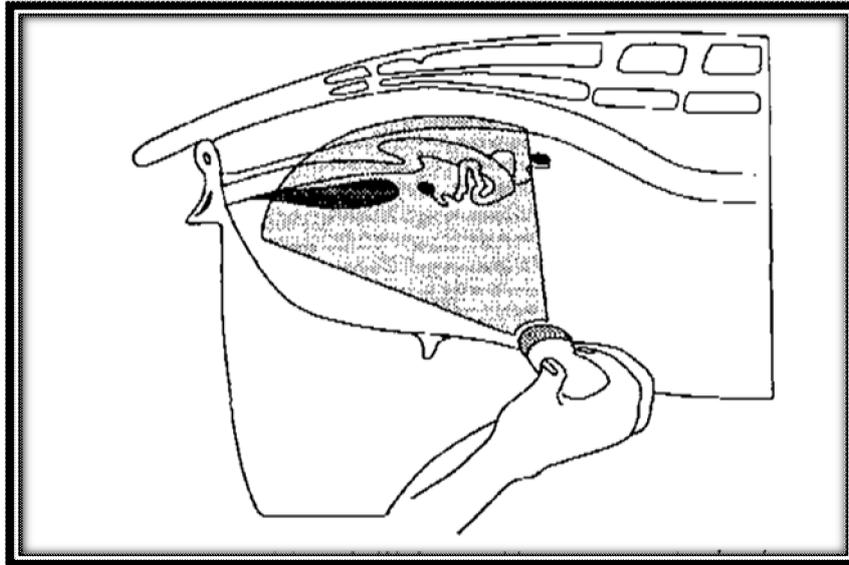
Le diagnostic de gestation peut se faire sur animal debout, couché ou assis, en débutant par l'examen du côté droit.

Le faisceau d'ultrason est dirigé vers le haut et légèrement vers l'arrière et le milieu en avant de la mamelle, immédiatement avant le sinus inguinal.

Une légère pression est appliquée sur la sonde contre le ventre en direction de la vessie (**Wolfgang, 1994**) (**figure 3.2**).

Pour l'obtention d'une bonne image, un gel de contact est appliqué, sur la fenêtre de la sonde si l'animal est debout, ou directement sur la peau si l'animal est couché ; un jeûne de 12h pourrait être nécessaire (**Buckrell, 1988**).

Le point de départ d'un diagnostic de gestation est la visualisation de la vessie, laquelle apparaît comme un organe creux anéchogène de forme caractéristique.



*Figure III.2: Echographie transcutanée (Wolfgang, 1994).*



*Photo III.1: Coupe horizontale du thorax d'un fœtus de 60j (Belhamiti et niar, 2007).*

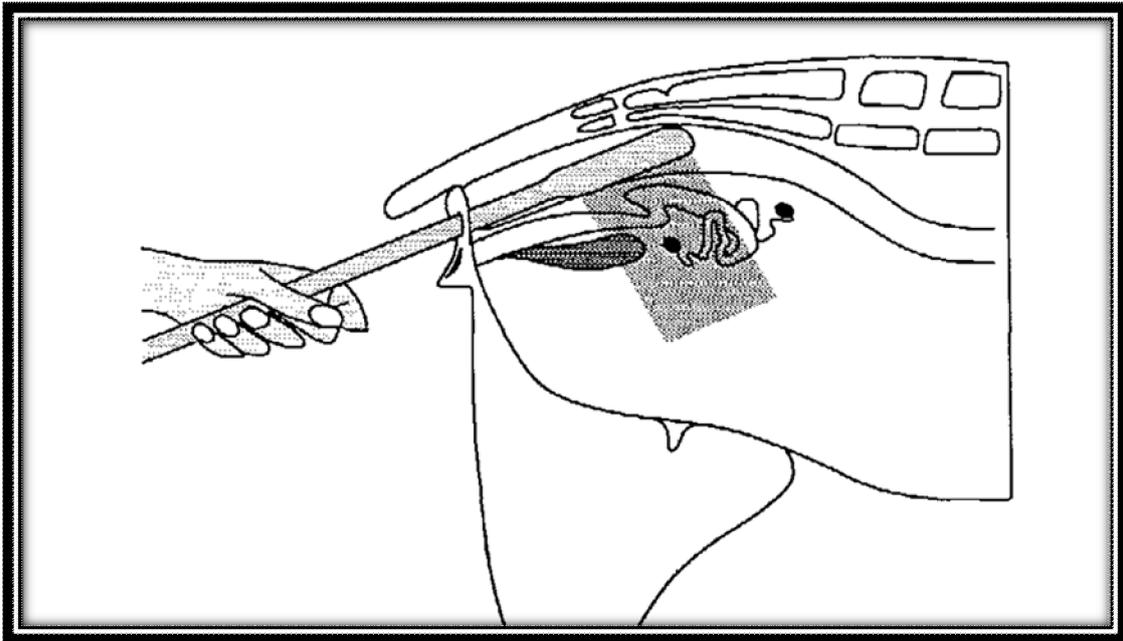


*Photo III.2 : Cœur d'un fœtus de 75j (Belhamiti et niar, 2007).*

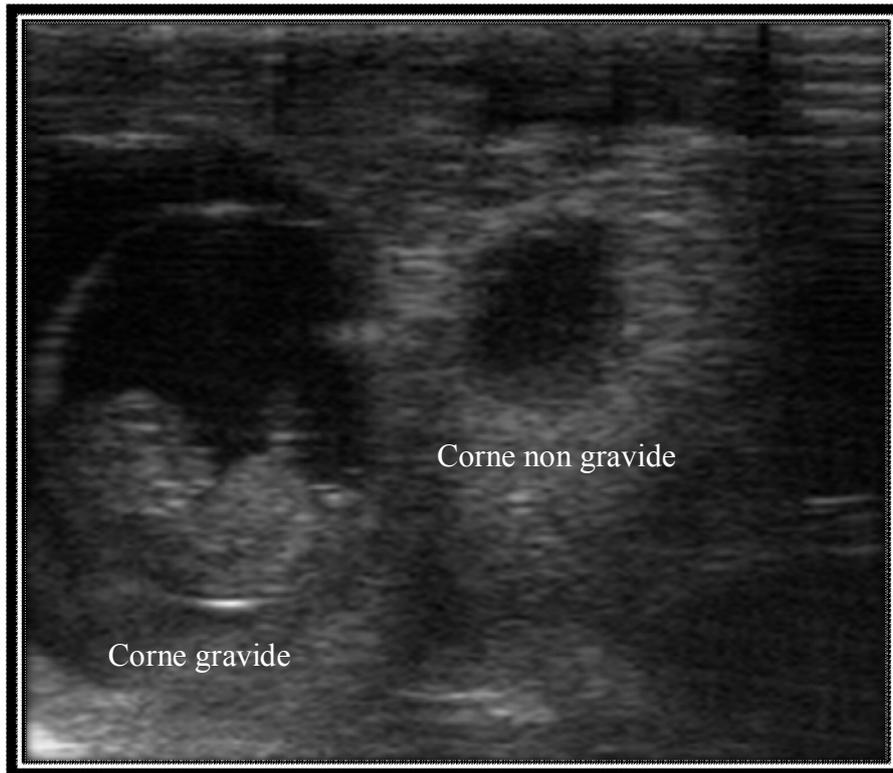
### **V.3.2. Echographie transrectale :**

Elle se fait à l'aide d'une sonde pouvant s'introduire dans le rectum. Dans cette technique, l'immobilisation de l'animal est nécessaire. Après élimination des matières fécales et lubrification de la sonde, celle-ci est introduite d'environ 15cm le long du plancher rectal jusqu'à apparition de la vessie. Cette dernière découverte, la sonde est oscillée d'environ 45° d'un côté à l'autre, le faisceau d'ultrason dirigé vers le bas. La sonde est poussée lentement vers l'avant jusqu'à l'apparition de l'utérus (**Wolfgang, 1994**) (**figure 3.3**).

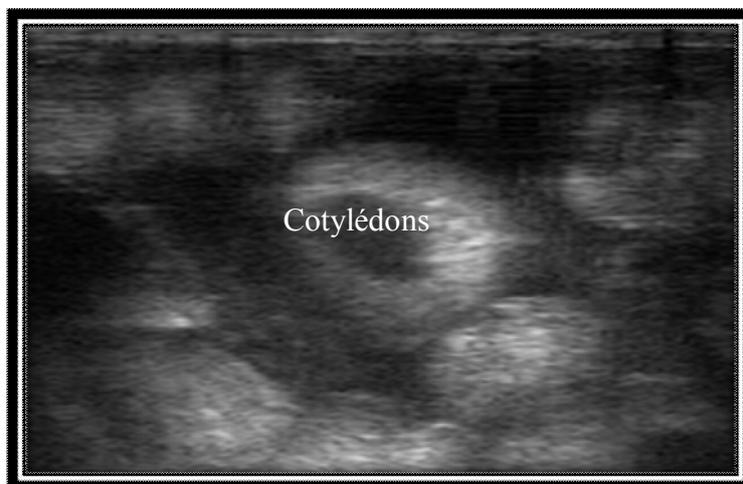
En dépit du prix élevé de l'appareillage, cette technique est certainement la plus intéressante en ce moment.



*Figure III.3: Echographie transrectale (Wolfgang, 1994).*



*Photo III.3 : Echographie transrectale d'un fœtus de 41j (Belhamiti et niar, 2007).*



*Photo III.4 : Cotylédons d'une gestation de 52j (Belhamiti et niar, 2007).*

---

# Référence Bibliographique

---

**Ahmed M.A.G, Mohammed J.T, Rami T.K, 2003.** « Factors affecting semen characteristics and scrotal circumference in Damascus bucks » *Small Ruminant Research* 53, 141-149.

**Ahmed M.M.M, Makawi S.A, Gadir A.A, 1997.**« Reproductive performance of Saanen bucks under tropical climate » *Small Ruminant Research* 26, 151-155.

**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.

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

**Alberio R, 1976.** « Rôle de la photopériode dans le développement de la fonction de reproduction chez l'agneau "Île de France" de la naissance à 21 mois » Thèse doctorat 3<sup>e</sup> cycle, INRA de Tours, France.

**Albert et Jean., 2001.** «Biologie du développement» .5<sup>ème</sup> édition de l'abrégé.

**Andersen K, 1969.** « Insemination with frozen semen in goat » *European Ass. Anim. Prod. Meeting*, Helsinki, June 1969, 2, 23-26.

**Ayad M.A. (2015 – 2016).** « Cours d'obstétrique Vétérinaire ». Département Santé Animale, Institut des sciences vétérinaire, Université Ibn-Khaldoun Tiaret.

**Baldassare H, Karatzas C.N, 2004.** «Advanced assisted reproduction technology (ART) in goats». *Animal reproduction science*, volumes 82-83, pages 255-566.

**Baril G, Chemineau P, Cognié Y, 1993.** « Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins ».

**Baril G, Remy B, Vallet J.C, Beckers J.F, 1992.**«Effect of repeated use of progestagen-PMSG treatment for oestrus control in dairy goat out of breeding season». *Reprod. Domestic Anim.*, 27, 161-168.

**Barone R., 1978.** « Anatomie comparée des mammifères domestiques ». Tome 3, splanchnologie, Fascicule 2, appareil urogénital, 951p.p89-447.

**Bazer F.W, Spencer T.E, Ott T.L, 1997.** «Interferon tau: a novel pregnancy recognition signal». *A.J.R.I.*, 37, 412-420.

**BELHAMITI T.B. 2007.** « Les variations saisonnières du volume spermatique du bouc locale dans la région de Tiaret ». Thèse de **MAGISTER** En Sciences Vétérinaires /Option : Reproduction animale.

**Benlekhal A, Manar S, Ezzahiri A, Bouhaddane M, 2000.** «L'insémination artificielle: une biotechnologie au service des éleveurs». Publié par « Terre et vie » et « Transfert de technologie ».

**Bocquier F, Leboeuf B, Rouel J, Chilliard Y, 1998.** « Effet de l'alimentation et des facteurs d'élevage sur les performances de reproduction de chevrettes alpines ». INRA Prod. Anim., 11, 311-320.

**Bonnes G, Desclaude J, Drogoul C, Gadoud R, Jussiau R, Le Loc'h A, Montaméas L, Robin G, 1988.** « Reproduction des mammifères d'élevages ». Collection INRAP. Edition foucher, 239p, p7-96.

**Brice G, Broqua C, Lebœuf B, 2003.** «La pseudogestation chez la chèvre laitière » Point Vét. ; 34 (237) : 50-52.

**Broqua. C, Bossis. N, Cherbounier. J, Poupin. B, Fouilland. C, Jenot. F, Lauret. A et Letourneau. P,1998.** « La mamelle. Anatomie et sécrétion du lait ». L'éleveur de chèvre. Vol. 4

**Bruneau G, Vaisse C, Caraty A, Monget P, 1999.** «La leptine : une clé pour la reproduction». Médecine/sciences, 15 : 191-6.

**Cataldo N.A, Guidice L.C, 1992.**«Insulin like growth factor binding protein profiles in human ovarian follicular fluid correlated with follicular functional status». J. Clin. Endocrinol. Metab., 74: 821-9.

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

**Chemineau P, Delgadillo J.A, 1994.** « Neuroendocrinologie de la reproduction chez les caprins » INRA. Prod. Anim. 7 (5), 315-326.

**Chemineau P, Malpaux B, Delgadillo J.A, Leboeuf B, 1998.** « Photopériodisme et reproduction chez les caprins ». INRA, neuroendocrinologie sexuelle, physiologie de la reproduction, 37380 Nouzilly, France.

**Chemineau P, Malpaux B, Guerin Y, Maurice F, Daveau A, Pelletier J, 1992b.** « Lumière et mélatonine pour la maîtrise de la reproduction des ovins et des caprins ». Annales de zootechnie, 41, 247-261.

**Chemineau P, Malpaux B, Pelletier J, Leboeuf B, Delgadillo J.A, Deletang F, Pobel T, Brice G, 1996.** « Emploi des implants de mélatonine et des traitements photopériodiques pour maîtriser la reproduction saisonnière chez les ovins et les caprins ». INRA Prod. Anim., 9 (1), 45-60.

**Chemineau P., Malpaux J., Delgadillo J.A., Guerin Thiminier Y., 1990.** « Effet de la lumière et de la température sur la reproduction des petits ruminants » (journée de l'association pour l'étude de la reproduction animale).

**Colas G, Guerin Y, 1981.** « Variations saisonnières de la qualité de sperme chez le bélier "Île de France". Fécondance : relation avec les critères quantitatifs observés in vitro » Reprod. Nutr. Develop. 21 (3), 399-407.

**Colas G, Guerin Y, Claner V, Solari A, 1985.** « Influence de la durée d'éclairement sur la production et la fécondance des spermatozoïdes chez les béliers adultes Île de France » Reprod. Nutr. Develop. 25 (1), 101-111.

**Colas G., 1980.** « Variations saisonnières de la qualité du sperme chez le bélier "Île de France" I étude de la morphologie cellulaire et de la motilité massale". Reprod. Nutr. Develop. 20 (06, 1789-1799).

**Corcy J-C 1991.** «La chèvre». La maison rustique ed paris p256 p143, 144.

**Dérivieux J, 1971.** « Reproduction chez les animaux domestiques ». Tome 1 et 2. Edition Déronaux, Liège.

**Leboeuf B, 2001.** « Insémination artificielle caprine: état de l'art » III congresso Iberico de Reproduçoa Animal, Porto, 6, 7 et 8 de jullio de 2001, 89-107.

**Leboeuf B, Manfredi E, Boue P, Piacère A, Brice G, Baril G, Broqua C, Humblot P, Terqui M, 1998.** «L'insémination artificielle et l'amélioration génétique chez la chèvre laitière en France ». INRA Prod. Anim., 11, 171-181.

**Leboeuf B, Ranaud G, DeFontaubert Y, Broqua B, Chemineau P, 1994.** « Echographie et pseudogestation chez la chèvre » 7th Inter. Meeting on Animal Reprod. Murcia, Espagne, 6-9juillet, 251-255.

**Leboeuf B, Restall B, Salamoun S, 2003.** «Production et conservation de la semence de bouc pour l'insémination artificielle ». INRA Prod. Anim., 16 (2), 91-99.

**Lebon C, 1985.** « Etude de la progestérone chez la chèvre et application au diagnostic précoce de gestation » Thèse Nantes.

**Leclerc M.C, 2001.** « Relation ‘’alimentation - résultat de fertilité’’ dan 262 troupeaux caprins du centre-ouest pratiquant l’insémination artificielle » Institut d’élevage, Journée technique du 4 avril.

**Leymarie P, Martal J, 2001.**«Du corps jaune cyclique au corps jaune gestatif» dans «La reproduction chez les mammifères et l’homme » de Thibault C et Levasseur M-C. INRA, édition ellipses.

