



242THV-2

République Algérienne de

Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique

*Université Sâad DAHLAB- Blida*  
*Faculté des sciences Agro-vétérinaires et*  
*biologie*  
*Département Vétérinaire*

*Mémoire de fin d'étude pour l'obtention du diplôme de Docteur en*  
*médecine vétérinaire*

**Thème :** *Diagnostic précoce de gestation par échographie chez les*  
*petits ruminants*

Réalisé par : **BOUKRARA Belkacem**

**Présenté devant le jury composé de :**

<b>Mme AMOKRANE :</b>	Présidente :
<b>Mr ADEL.</b>	Examineur
<b>Mme BOUKENAOUI.</b>	Examinatrice
<b>Mr YEHIA Achour.</b>	Promoteur
<b>Mr NEDJAR Sofiane.</b>	Co-promoteur

**Année universitaire : 2008 - 2009**

# Table des matières

INTRODUCTION .....	1
I. RAPPEL ANATOMO-PHYSIOLOGIQUE DE L'APPAREIL GENITALE DE LA FEMELLE : .....	2
I.1. Description de l'appareil génitale de la chèvre et /ou la brebis : .....	2
I.1.a. Les gonades (ovaires) : .....	3
I.1.b. Les voies génitales femelles : .....	4
I.1.c. L'utérus ou matrice : .....	5
I.1.d. Le vagin : .....	8
I.1.e. La vulve : .....	9
I.2. RAPPEL SUR LA PHYSIOLOGIE SEXUELLE CHEZ LES PETITS RUMINANTS : .....	9
I.2.a. Le cycle sexuel de la chèvre ou/et la brebis : .....	10
I.2. b. Régulations hormonale du cycle sexuel chez les petits ruminants : .....	12
II.PHYSIOLOGIE DE DEVELOPPEMENT EMBRYONNAIRE : .....	14
Introduction .....	14
II.1. La fécondations : .....	14
I.1.1. Pénétration du cumulus oophorus : .....	15
II.1.2. Interaction du spermatozoïde et la zone pellucide : .....	15
II.1.3. La pénétration de la zone pellucide : .....	16
II.1.4. fusion des gamètes : .....	17
II.2. développement embryonnaire précoces et nidation : .....	17
II.2.1. La vie libre de l'œuf : .....	17
II.2.2. La vie fixée de l'œuf : .....	18
II.2.3. Le fœtus et ses enveloppes : .....	19
II.3. LA GESTATION : .....	20
II.3.1. Définition de la gestation : .....	20
II.3.2. Biologie de la gestation : .....	20
II.3.3. Durée de la gestation : .....	21
II.3.4. Endocrinologie de la gestation : .....	21
II.3.5. Taille de fœtus au cours de la gestation : .....	22
III .DIAGNOSTIC DE GESTATION CHEZ LES LES PETITS RUMINANTS : .....	24
III.1. Les méthodes traditionnelles : .....	24
A. non retour en chaleurs : .....	24
B. Palpation externe ou recto abdominale.....	24
III.2. les méthodes nouvelles.....	24
A. les dosages hormonaux : .....	24
a- La progestérone : .....	24
b- Le Sulfate d'œstrone : .....	25
c. Hormones lactogènes placentaires : .....	25
d. Les protéines associées à la gestation : .....	25
B. La radiographie : .....	25
C. l'échographie : .....	25
C.1. principes et modes de fonctionnement : .....	26
C. 2. Examen échographique chez les petits ruminants : .....	26
C.2.1. a échographie trans-abdominale : .....	27
C.2.1. b échographie transrectale : .....	28
C.3. Utilisation de l'échographie en gynécologie des petits ruminants : .....	29
C.3.1 examen échographique des ovaires : .....	29

C.3.3.1 diagnostic précoce de gestation:.....	30
C.4 Image obtenues par échographie aux différents stades de gestation :.....	32
I. OBJECTIFS :.....	34
II. TEMPS ET LIEU DE L'EXPERIMENTATION : .....	34
II.1. Le lieu :.....	34
II.2 Le temps: .....	34
III. MATERIELS ET METHODES:.....	34
III.1 Le matériel: .....	34
III.1.1 Les animaux: .....	34
III.2. La méthode :.....	37
III.2.a. la contention des animaux :.....	37
III.2.b. examen échographique :.....	38
VI. LES RESULTATS :.....	39
VI.1 examen échographique d'une chèvre et/ou d'une brebis vide :.....	39
VI.2 examen échographiques de 03 chèvres et 07 brebis gestantes :.....	40
V. DISCUSSION : .....	44
CONCLUSION .....	48
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES .....	50

**Liste d'abréviations :**

**GnRh** : gonadotrophine.

**FSH** : releasing hormone

**LH** : luteining hormone

**PGF<sub>2α</sub>** : prostaglandine

**PAG** : protéine associées à la gestation

**IA** : insémination artificielle

## ملخص

في منطقة بودواو الكائنة في مدينة بوهرداس , كان مجال عملنا المتمثل في تشخيص الحمل بالنسبة للمجترات الصغيرة (الأغنام و الماعز) عن طريق الموجات فوق صوتية , لقد استخدم في هذه الدراسة 07 نعاج و 03 من الماعز لمربي خاص , حيث طالة هته الدراسة ابتداء من تاريخ التزاوج الذي كان معروفا بدقة.

كانت بداية استعمال الموجات فوق صوتية مع الإناث في حالة الوقوف استعانة بالقطعة المستكشفة, كان الانطلاق في الأسبوع الثاني بعد التزاوج , حيث تحصلنا على نتائج مختلفة للإناث الحوامل لعدة مراحل مختلفة (29, 35, 45,...) يوم , كما تحصلنا على أنواع مختلفة من الحمل : البسيط و المتعدد.

و في النهاية حاولنا المقارنة بين النتائج التي توصلنا إليها مع تلك التي تحصل عليها مختلف المؤلفين.

## SUMMARY

of Boumerdes (Boudouaou) were the fields in this The region pregnancy by ultrasound in small work. A diagnosis of early sheep and 03 ruminants (goats and sheep) has had done. 07 goats from a private owner were used during this study, the mating was known precisely. The female in a standing date of probe, were started échographiées position and with a sector achieved variants, from the 2 nd week after mating. It has (.pregnant females at various stages (29, 32, th ... 35.45 Days and different types of single or multiple gestation. In compare our results with those obtained the end we tried to .by different authors

Keywords: ultrasound, Pregnancy, Early Diagnosis, goats and sheep

# *Synthèse bibliographique*

# ***CHAPITRE I***



## INTRODUCTION

En Algérie, l'élevage caprin et ovins occupe une place importante dans l'économie rurale. Il représente une source de viande rouge, de cuir et de lait.

L'augmentation du nombre de nouveaux nés par chèvre ou par brebis, par année, est l'objectif des agriculteurs pour accélérer le rythme de la reproduction.

Cependant, le diagnostic de gestation marquant une étape clé dans la vie de la chèvre ou de la brebis ainsi que la mise en évidence de la gestation permettant d'adapter l'alimentation du cheptel reste peu utilisée en Algérie.

Il existe plusieurs méthodes de diagnostic de gestation chez la chèvre et autres espèces, dont on distingue des méthodes anciennes : la palpation trans-abdominales et l'observation de non retour en chaleur, et des méthodes nouvelles qui se basent sur différents dosages hormonaux et sur l'utilisation de l'échographie, qui est une méthode très importante aujourd'hui.

L'échographie permet aussi l'examen de l'appareil génital soit pour la détermination de son état physiologique ou pathologique, soit pour le diagnostic précoce de gestation et de la connaissance d'autres caractéristiques de la reproduction de la femelle.

La pratique de l'échographie dans le diagnostic précoce de gestation chez les petits ruminants ou autres espèces, est un moyen pour la maîtrise de la reproduction. De ce fait, il a connu un développement important chez les différentes espèces. L'usage de cette technique peut être élargi aussi dans les suivis de gestation.

En Algérie l'outil échographique en médecine vétérinaire s'avère rare, soit pour le diagnostic de gestation ou pour autre utilisation.

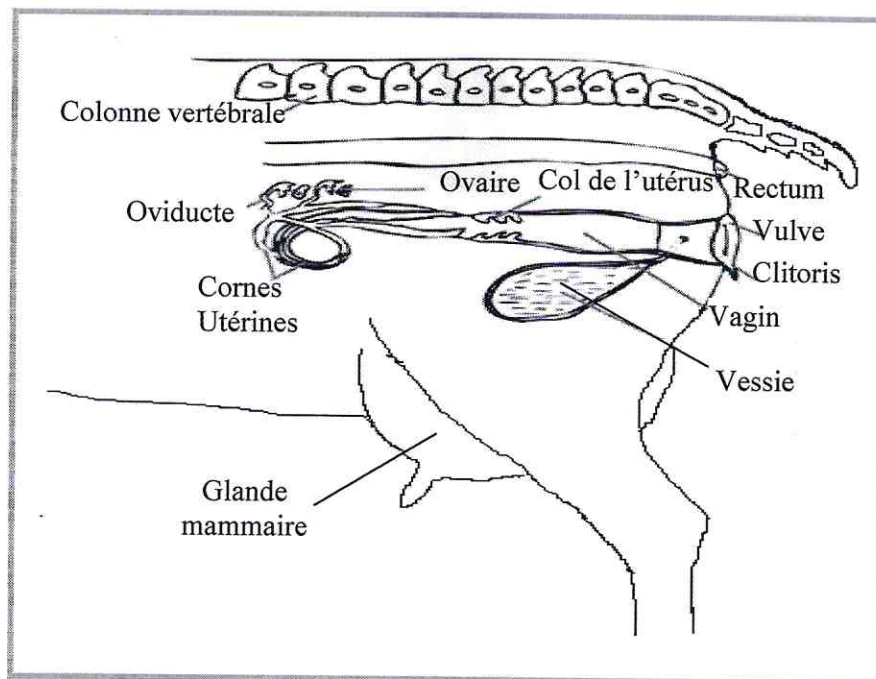
Pour toute ces raisons, il nous a paru essentiel de réaliser un diagnostic de gestation précoce bien précis, et de maîtriser l'outil échographique qui est une autre préoccupation durant notre projet de fin d'étude.

## I. RAPPEL ANATOMO-PHYSIOLOGIQUE DE L'APPAREIL GENITALE DE LA FEMELLE :

### I.1. Description de l'appareil génitale de la chèvre et /ou la brebis :

Les organes génitaux de la chèvre et la brebis sont en position pelvien-abdominale. (*DRION, PV, et al 2002-2003*). Cet organe est composée de deux structures différentes l'une est glandulaire, constitue les gonades, l'autre est tubulaire constitue les voies génitales femelle a ce la s'ajoute les mamelles (**Figure n° 01**). Cet appareil est compose donc de : deux ovaires, oviducte, et l'utérus, ce dernier est compose a son tour de deux cornes utérines, corps de l'utérus et col utérine, cet appareil s'ouvre par le vagin et la vulve .Selon (*BONNES et al 1988*). Le rôle de l'appareil reproducteur femelle ne se limite pas a l'élaboration des gamètes et leur cheminement, en effet, c'est dans le tractus génitale femelle que :

- ✓ Le sperme du male est déposé
- ✓ Les gamètes male et femelle se rencontrent et la fécondation à lieu.
- ✓ L'œuf obtenu se développe pour donnée un nouveau être vivant.



**Figure n° 01** : schéma de l'appareil génital de la chèvre. (*CORCY. JC,*) « La chèvre » La maison rustique. (1991)

**I.1.a. Les gonades (ovaires) :**

L'ovaire représente l'organe essentiel de la reproduction chez la femelle à son niveau se développent et différencier les ovules (**Figure n°2**). L'ovaire à doubles fonctions,

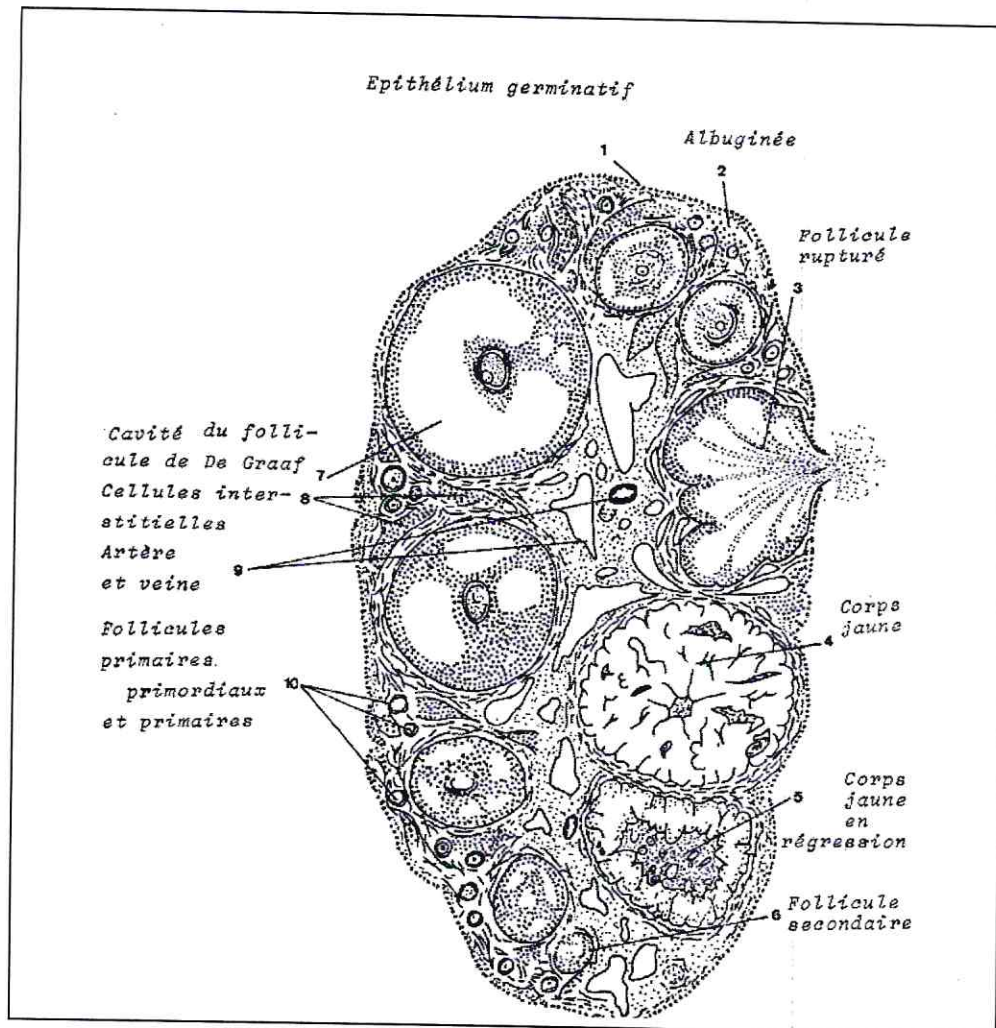
**Exocrine** : constitue la libération des ovules.

**Endocrine** : constitue la sécrétion des hormones sexuelles femelles

(Estrogènes, progestérones, androgène), Ces deux fonctions sont sous la dépendance de l'axe hypothalamus- hypophysio- ovario- utérine. (**DERIEAUX et al 1980**).

✓ **conformation :**

Chez la chèvre et la brebis, les ovaires sont petits de forme allongée que chez la vache chaque un des deux à 2,5 cm de long, et ne présentent que 2 à 3 grammes (**BRESSOU, 1978**), en réalité leur poids et leurs volumes dépend de la saison et de moment de cycle oestrien. Chaque ovaire, selon le stade du cycle peut présenter des (follicules), mesurant jusqu' à 1,2cm, ou des corps jaunes (**YOUNG QUISTE 1997**) Il n'est pas étonnant de trouver plusieurs corps jaunes fonctionnels sur un même ovaire. En effet la chèvre, ovule souvant plusieurs ovocytes ceci expliquant la taille des portées (**NICKEL et al 1973**). Ils sont de consistance assez ferme, peu élastique et de couleur jaunâtre. Leur surface est plus ou moins bosselée en raison de la présence des follicules de différents stades de développement ainsi par des différents corps jaunes de différents stades, (**THIBAUT et al, 1998**).



**Figure n°2 :** Représentation schématique de l'aspect microscopique d'un ovaire fonctionnel (DRION PV et al 2002-2003).

### 1.1.b. Les voies génitales femelles :

#### ✓ conformations et topographie :

C'est un canal de 12 à 16cm de long, qui s'étend de l'utérus à l'ovaire en décrivant plusieurs flexuosités, à la lumière étroite logé dans le ligament large. (DERIVEAUX et al 1980).il reçoit les ovocytes libérés par l'ovaire, et les conduit après fécondation vers l'utérus. Il est composé à l'intérieure par l'épithélium cylindrique avec des cellules sécrétrices ciliées, et d'une musculuse et une séreuse. Ces différents types des tissus sont impliqués dans le captage, le transport, les modifications et la survie des ovules pondus.

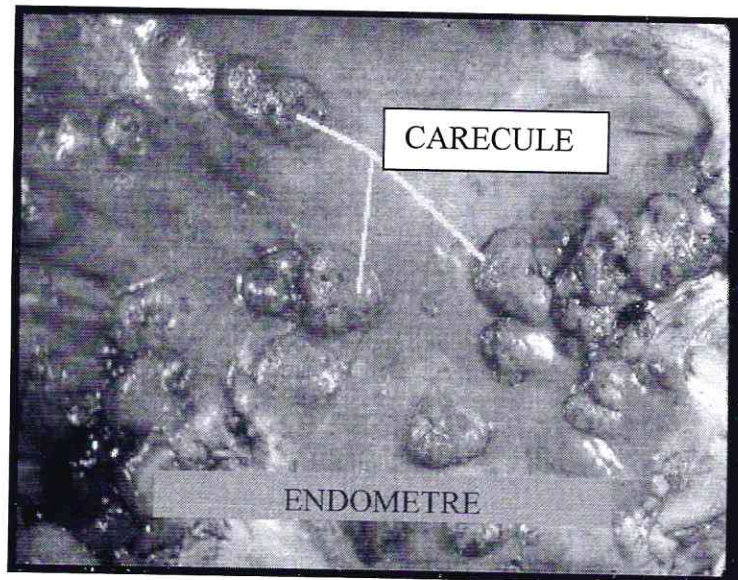
- **le pavillon ou l'infundibulum** : Le pavillon pouvant s'appliquer contre le bord libre de l'ovaire pour recueillir le ou les gamètes femelles lors de l'ovulation. (*BONNES et al, 1988*).
- **l'ampoule** : Fait suite à l'infundibulum. C'est au niveau de l'ampoule que se déroule la fécondation, (la rencontre des gamètes mâles spermatozoïdes et gamètes femelle –ovules).
- **l'isthme** : Fait suite à l'ampoule. Sa cavité est étroite. Elle jouerait un rôle de filtre physiologique dans la remonté des spermatozoïdes jusqu'à l'ampoule.
- **la portion interstitielle** : Cette portion appelée encore portion intra murale, s'ouvre dans la cavité de l'utérus par l'orifice terminale ou. (L'ostium utérine), (*VAISSAIRE, 1997*).

### I.1.c. L'utérus ou matrice :

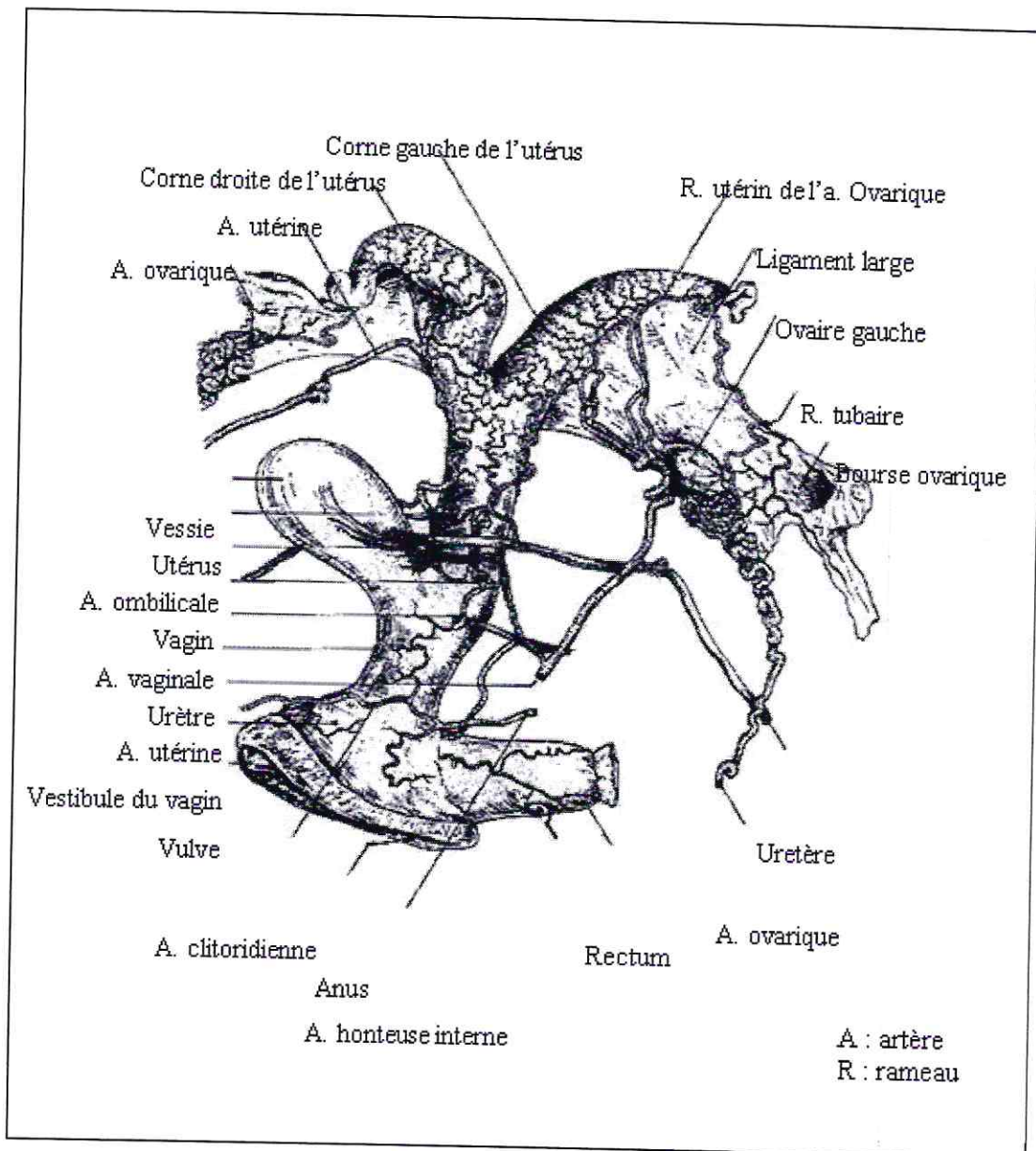
#### ✓ **Conformations :**

L'utérus est de petite taille et de petit volume, de la naissance jusqu'à la puberté. Chez l'adulte il change de la consistance et de volume au cours des cycles sexuels, mais ces changements sont de faible importance en regard de ceux qu'il présente au cours de la gestation. (*BARONE, 1978*).

**Les deux cornes utérines** : Elles sont très longue (10 à 10cm) et accolées à leur base sur une grande étendue. A l'antérieur de l'utérus, la présence des caroncules sur la paroi est un caractère essentiel, ils sont polymorphes chez la chèvre, les gros sont plats et les petits se rapprochent de ceux de la brebis qui sont excavés en cupule. (**Figure n°3**) .ces caroncules sur lesquels se fixe l'enveloppe extérieure de l'œuf pour former le placenta, destinées à assurer les échanges nutritifs entre le fœtus et la mère. Ces caroncules existent dès la naissance, mais il peut s'enformer au moment de gestation. (*THIBAUT et al 1978*).



**Figure n°3:** confirmation intérieur de l'utérus. (Représentation de l'endomètre et les Caroncules), (*BECKRES, 2002*).



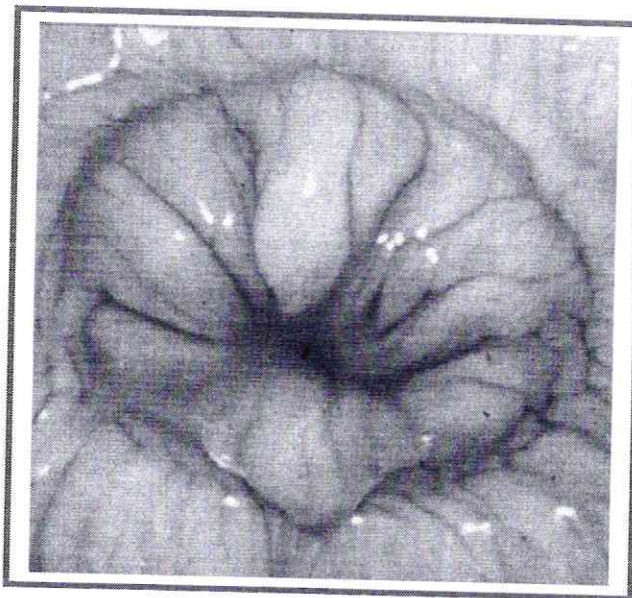
**Figure n°04 :** appareil génital de la chèvre (vue ventro-laterale). (CHTELIN,1987)

### **Le corps de l'utérus :**

Chez la chèvre et la brebis le corps utérin est court (1 à 2cm de long). Le corps de l'utérus est le résultat de la fusion sur une plus au moins grande longueur des deux cornes, donc c'est une continuité des cornes et qu'est délimité postérieurement par le col utérin ou cervix.

**Le col utérin ou cervix :** Le col de l'utérus ou cervix est proportionnellement plus long que chez la vache. Il présente à sa surface interne 6 à 8 plis circulaire proéminents et irréguliers (BARONE,1978). Cette conformation interne du col de l'utérus le rend très peu

pénétrable en dehors des périodes d'œstrus. (*NICKEL et al, 1973*). Le col utérine est situé sur le plancher de la cavité pelvienne. Mesuré de 4 à 10cm de long. C'est la partie de l'appareil reproducteur qui fait suite au vagin, constitué par un fort épaississement de la paroi du conduit génital, et sépare la cavité utérine de celle du vagin. Un étroit canal axial (canal cervical) relie ces deux cavités. (*VAISSAIRE, 1977*). Le col est dur et rigide, mais cette rigidité s'atténue à la fin de la gestation, à l'approche de parturition. Il fait saillie de 3 à 4 cm dans le vagin en forme d'une fleur épanouie double, quelque fois triple ou quadruple, (**Figure n°5**). Formé d'autant de replis muqueux concentriques découpés en franges plus ou moins nettes sur leur bord. (*BRESSOU, 1978*).



**Figure n°5** : col de l'utérus en forme d'une fleur épanouie. (*BECKRS, 2002*)

Selon *BONNES et al 1988*. La paroi des cornes et du corps de l'utérus est formée de trois tissus : **Une muqueuse** ou endomètre épaisse, molle, présentant des plis longitudinaux fragmentés en caroncules. La muqueuse joue un rôle fondamental dans la gestation en participant à la formation du placenta. **Une musculuse** ou **myometre**, composée de trois couches inégales de fibres musculaires lisses. Ces fibres permettent les contractions utérines et l'expulsion du fœtus à la mise bas. **Une séreuse ou adventice** assure la jonction de l'utérus avec le ligament large.

#### **I.1.d. Le vagin :**

##### **✓ conformation :**

Résultant de la fusion terminale des canaux de MULLER, le vagin est un conduit membraneux étendu horizontalement d'arrière en avant entre le cervix et la vulve.



Le vagin mesure 8 à 10 cm de long et son vestibule 2 à 3 cm les lèvres vulvaires de la chèvre est peu développées. La limite entre le vagin et la vulve est délimitée par une cloison mince, incomplète et de développement variable.

### I.1.e. La vulve :

#### ✓ conformations :

La cavité vulvaire constitue le vestibule commun aux voies génitales et urinaire

(Figure n° 06). (BRESSOU, 1978). Morphologiquement, la vulve est constituée de :

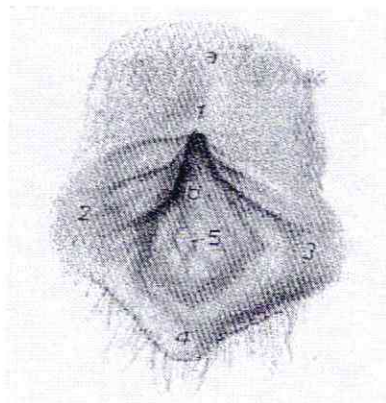
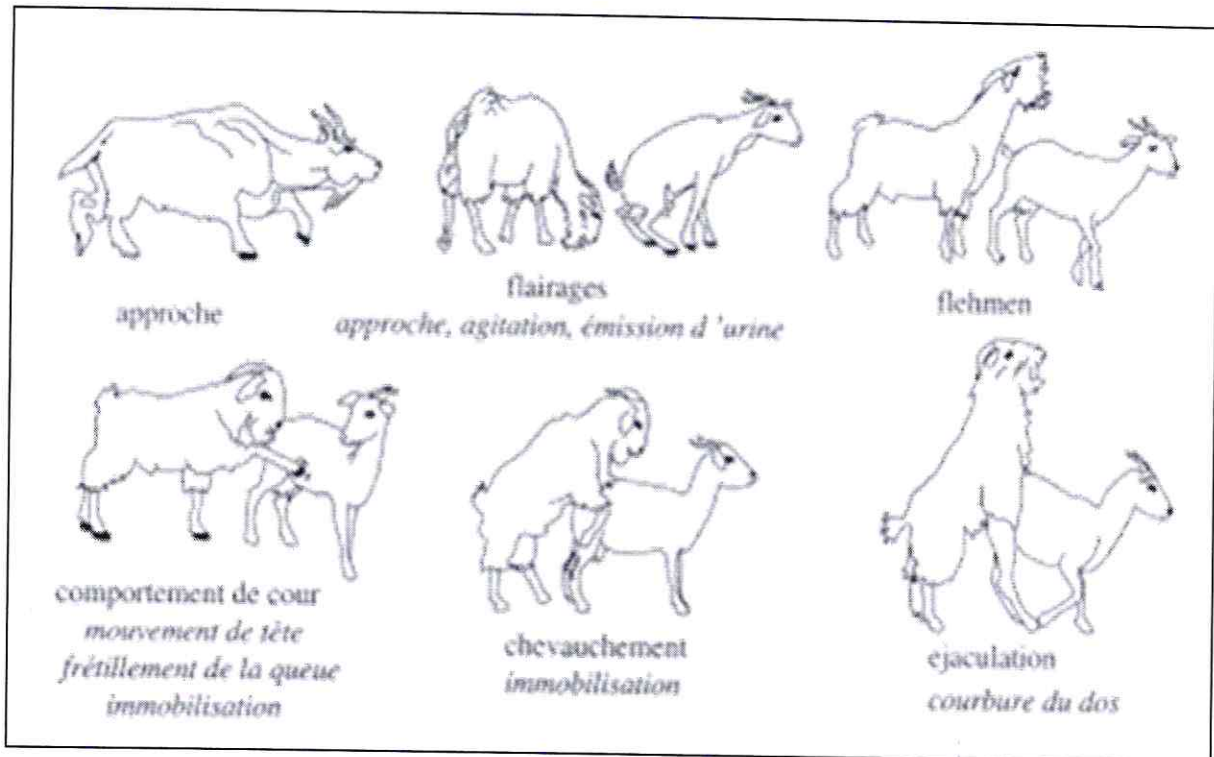


Figure n° 06 : vulve de la chèvre, les lèvres ont été écartées pour exposer le vestibule  
1-commissure dorsale, 2-lèvre gauche, 3-lèvre droite, 4-commissure ventrale, 5-clitoris, (NICKEL et al, 1973)

## I.2. RAPPEL SUR LA PHYSIOLOGIE SEXUELLE CHEZ LES PETITS RUMINANTS :

### ➤ Le comportement sexuel chez petits ruminants :

Le comportement sexuel femelle est en général plus difficile à identifier que le comportement sexuel mâle (Figure n° 07). La chèvre est cependant beaucoup plus expressive que d'autres femelles de mammifères domestiques (Mc TAGGART 1971, ROUGER 1974, LIEWLYN et al 1993, OKADA et al 1996). La première phase "appétitive" de l'interaction sexuelle consiste, comme chez le mâle, en une phase de recherche et de stimulation du partenaire. On parle, chez la femelle dans cette phase, de "perceptivité" selon la terminologie proposée par Beach (1976). Cela se traduit par une grande agitation de la chèvre qui, dans un premier temps, approche le mâle mais refuse ses approches. Puis les approches de la femelle se poursuivent, accompagnées de frétillement de la queue, de bêlements et souvent d'émission d'urine. Ce comportement stimule les approches du mâle auquel la femelle finit par répondre en s'immobilisant,



**Figure n°7:** Comportement sexuel des caprins (*d'après HART et JONES 1975*).

L'activité Des mâles est indiquée en caractères droits, celle des femelles en italique.

### **1.2.a. Le cycle sexuel de la chèvre ou/et la brebis :**

Le cycle sexuel est une répétition d'oestrus, accompagnée d'ovulation à intervalle du temps régulier, variant selon les espèces. A la puberté (**maturation sexuelle**), la femelle commence à présenter des cycles sexuels, qui sont l'ensemble des modifications structurales et fonctionnelles de l'appareil génitale femelle, revenant à un intervalle périodique suivant un rythme bien défini pour chaque espèce et interrompu seulement pendant la gestation ou la période qui suit la mise bas (post-partum), et pendant l'anoestrus saisonnière chez les femelles à cycle saisonnière (chèvre, la brebis, jument). Les cycles sexuels se traduisent par l'apparition des chaleurs (oestrus). Le cycle sexuel des femelles se caractérise par deux composants (**figure 08**)

■ **Cycle ovarien :** Il est défini comme l'intervalle du temps entre deux ovulations successives à une durée caractéristique à chaque espèce animale. En prenant une ovulation comme un point de départ du cycle ovarien, on constate une succession de deux phases caractéristiques, une phase de prédominance du ou des corps jaunes, c'est la phase lutéale et une phase de régression des corps jaunes mais surtout de croissance folliculaire, c'est la phase pré ovulatoire ou phase folliculaire.

► **la phase lutéale** : s'étend de l'ovulation jusqu'à la régression fonctionnelle du corps jaunes d'une durée moyenne de 16 jours (*DRIANCOURT et al 1991*).

► **la phase folliculaire** : durant cette phase on peut assister à une croissance brutale d'un ou plusieurs follicules à antrum destinée à ovuler, et beaucoup plus court d'une durée de 02 jours, en moyenne avec des écarts allant de 02 à 03 jours. Elle correspond à la période de recrutement, sélection, dominance de la fin de la croissance folliculaire jusqu'à l'ovulation. C'est au cours de cette phase que se déroule la luteolyse.

■ **Cycle œstrien** : Correspond à la période délimité par deux œstrus consécutif, plus précisément c'est l'intervalle entre le premier jour de l'œstrus ou chaleur consécutif (*BONNES.G 1998*), le cycle œstrale est divisé en quatre phases :

► **Phase 01, proœstrus** : correspond à la phase de la croissance folliculaire et dure de 02 à 04 jours. Elle se termine par la formation d'un ou de plusieurs follicules pré ovulatoire pouvant atteindre 12 à 15mm de diamètre (*BUGGIN.M,1990*).

► **Phase 02, l'œstrus** : elle est appelé couramment chaleur. Elle dure en moyenne 36 heures avec des variations extrêmes de 22 à 48 heures. L'ovulation à lieu enfin des chaleurs entre la 24<sup>ème</sup> et les 36<sup>ème</sup> heures. (*HANDERSON et al 1988*) et (*LEMELIN, 2002*). à la fin du cycle œstrale la femelle entre en œstrus, son comportement est modifié ainsi que ces organes de reproduction (*BRIC, G,2003*).

- la chèvre est nerveuse elle apparaît anormalement.
- chevauche et accepte d'être chevauchée par d'autres femelles.
- elle bêle et remue fréquemment la queue.
- sa vulve humide laisse s'écouler le mucus.
- diminution d'appétit de la chèvre.
- elle s'immobilise dans une posture caractéristique en présence de mâle.

Selon (*DERIVAUX et ECTORS, 1980*) l'œstrus est généralement plus court en début et en fin de la saison sexuelle, comme aussi lorsque le mâle est constamment maintenu au sein du troupeau.

► **Phase 03, métoœstrus** : c'est la phase d'installation du corps jaune, elle se caractérise par une colonisation de caillot sanguin, consécutif à l'ovulation par les cellules de la granulosa et des thèques pour donner des cellules lutéales. (*GRESSIER, 1999*).

► **Phase 04, diostrus** : correspond à la phase fonctionnel du corps jaunes, c'est-à-dire sa croissance, sa phase d'état et sa régression. Le corps jaunes atteint sa taille maximale au 12<sup>ème</sup> jour et débute sa régression au 15<sup>ème</sup> jour du cycle en absence de gestation.

L'ensemble de métostrus et diostrus dure 14 à 17 jours (*BUGGIN, 1990*). En cas de gestation, le corps jaune reste fonctionnel pendant toute la durée de gestation.

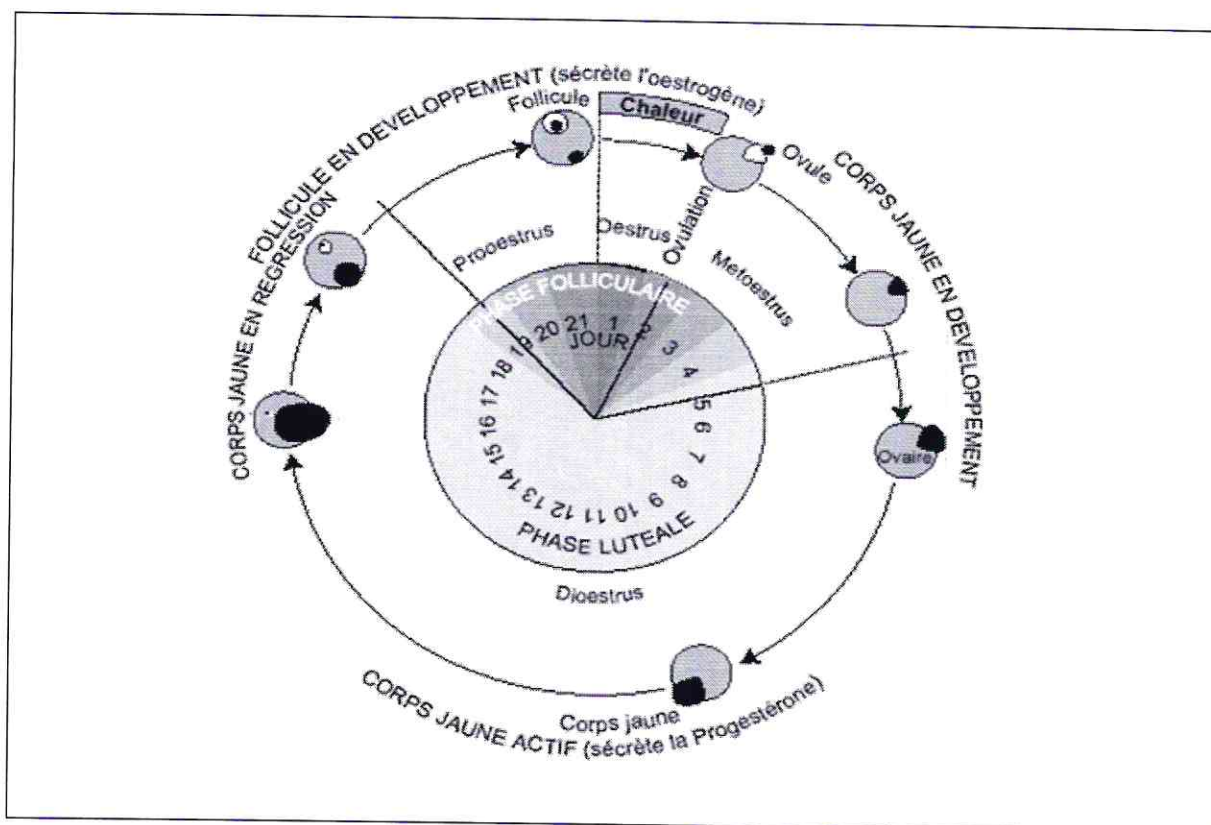


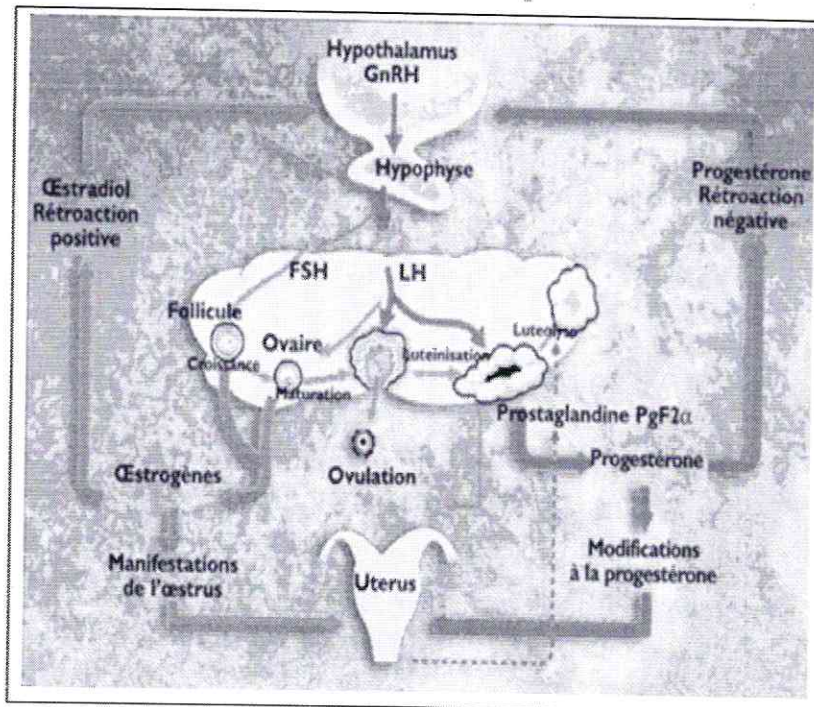
Figure n°8: cycle œstral d'après (*MLICHEL et WATTLAUX, 1996*)

### 1.2. b. Régulations hormonale du cycle sexuel chez les petits ruminants :

Il existe entre les trois organes : hypothalamus, hypophyse, ovaire une hiérarchie de dépendance et interdépendance (**Figure n°9**). Il faut y'ajouté l'intervention nécessaire de système nerveux centrale, et l'action luteolytique de l'utérus. L'endocrinologie de la reproduction des la mammifère domestique à savoir divers hormones intervenant : l'hormone hypothalamique : ou (**releasing factor**) dont le rôle consiste à contrôler la synthèse et la libération des hormones hypophysaires.

**Les hormones gonadotropes** : d'origine hypophysaire stimulent la sécrétion des hormones stéroïdes par les gonades. **Les hormones stéroïdiennes** : d'origine gonadiques responsable de la modification des organes génitaux au cours des cycles sexuelles. Nous ajoutons aussi la luteolysine, substance élaborée par la matrice et qui ne serait être qu'une prostaglandine (**PGF 2 $\alpha$** ) qui assure la régression du corps jaunes et participe à la régulation du cycle

oestral. (**DERIVAUX et ECTORS, 1980**), La physiologie du cycle sexuel est complexe et fait intervenir le système nerveux central (axe hypothalamo-hypophysaire) et l'appareil génital (ovaires et l'utérus). quand le corps jaune régresse à la fin du cycle le rétrocontrôle négatif exercé par la progestérone ; sécrétée au cours de la phase lutéale par le corps jaune ; sur l'axe hypothalamo-hypophysaire est levé progressivement. Les gonadotrophines hypophysaires FSH et LH stimulent la croissance de follicule dominant ; jusqu'au stade près-ovulatoire ; et son activité sécrétoire ; libérant des quantités croissantes d'oestradiol. la forte augmentation d'oestradiol plasmatique en 3 à 4 jours (à l'origine du comportement des chaleurs) entraîne une décharge importante de FSH et LH, qui provoque l'ovulation. Le corps néoformé se développe sous l'influence trophique de la LH et de la prolactine d'origine hypophysaire. Il sécrète à la fois de la progestérone et de l'oestradiol à l'origine d'un rétrocontrôle négatif marqué sur l'axe Hypothalamo-hypophysaire, ce qui inhibe une éventuelle sécrétion près-ovulatoire de gonadotrophine tout en permettant l'émergence d'une nouvelle vague folliculaire. La progestérone provoque le stockage de précurseurs d'acide gras dans l'endomètre. A partir de ses précurseurs, l'oestradiol induit la synthèse de la prostaglandine (*PGF 2 $\alpha$* ), qui sera ensuite libéré par l'action de l'ocytocine lutéale par ses récepteurs utérine. Leur effet lutéolytique aura pour conséquence d'un point de vue hormonal la deminution progressive de la progestéronémie. (**MEREDITH, 1995**)



**Figure n°9:** schéma représentatif de la régulation hormonale du cycle du sexuel

## ***CHAPITRE II***

## II. PHYSIOLOGIE DE DEVELOPPEMENT EMBRYONNAIRE :

### Introduction :

Le développement intra-utérin en générale se déroule en trois phases. La première est une période pré embryonnaire, (de la fécondation jusqu'à la délimitation de l'embryon par rapport à ses annexes, la seconde est une période pendant laquelle à peu près toutes les structures de l'animal se différencient. La troisième est une période fœtale, le fœtus est formé. Il est possible d'estimer l'âge de fœtus, grâce aux différents paramètres : la longueur directe (du vertex, sommet du crâne). (*BARON 2001a, et BARON 2001b*).

### II.1. La fécondations :

La fécondation est la fusion du gamète mâle avec le gamète femelle (**Figure n°10**). Cette fusion aboutit à la formation d'une cellule unique : **le zygote**, (ou embryon de stade à une cellule à 2n chromosomes). Il a lieu dans l'ampoule de l'oviducte chez les mammifères. La fécondation est donc précédée par l'ovulation (la libération de l'ovule), et la libération des spermatozoïdes ou éjaculation. La rencontre des deux gamètes s'opère à l'issue d'une insémination.

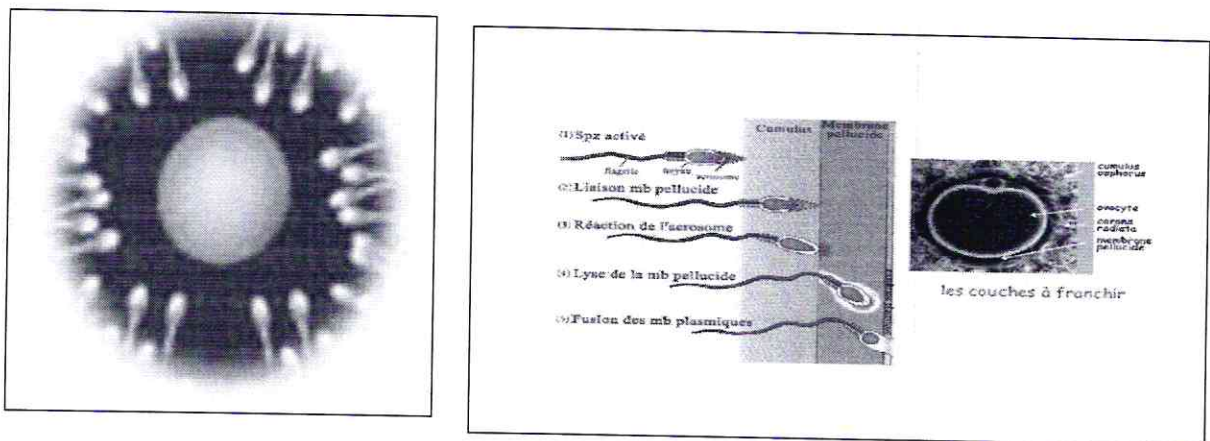
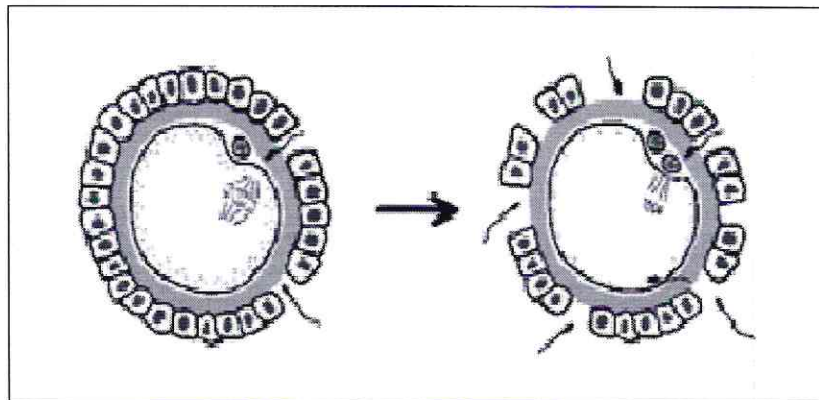


Figure n°10 : La fécondation : **GELUCK.P**

### I.1.1. Pénétration du cumulus oophorus :

Chez la plupart des mammifères euthériens, l'ovocyte ovulé est entouré d'un cumulus constitué des cellules et d'une matrice (**Figure°11**), riche en acide hyaluronique. Cependant chez certaines espèces (vaches, brebis, chèvre) le cumulus est rapidement dispersé après l'ovulation. et les spermatozoïdes entrent directement en contact avec la zone pellucide de l'ovocyte. Le Cumulus lorsqu'il est présent n'est pas traversé que par les spermatozoïdes qui sont capités (*GAYARD 2007*).



**Figure°11** : pénétration de cumulus oophorus (**AMICE.J**)

### II.1.2. Interaction du spermatozoïde et la zone pellucide :

Avant de pouvoir la pénétrer, le spermatozoïde doit se fixer à la **zone pellucide** et effectuer la **réaction acrosomique**.

#### **a-Fixation du spermatozoïde :**

La zone pellucide reconnaît et fixe spécifiquement le spermatozoïde de la même espèce lorsqu'ils sont capités. L'adhésion se produit par interaction entre des molécules situées d'une part à la surface du spermatozoïde, et d'autre part à la surface de la membrane pellucide. Chez la souris, des sites de reconnaissance spermatique de la zone pellucide ont été identifiées, il s'agit de glycoprotéine spécifique qui assurent la reconnaissance et l'adhésion. Le spermatozoïde, lorsqu'il est fixé à la membrane pellucide effectue sa réaction acrosomique, ce qui a pour effet d'exposer sa membrane acrosomique interne. (*GAYARD 2007*).



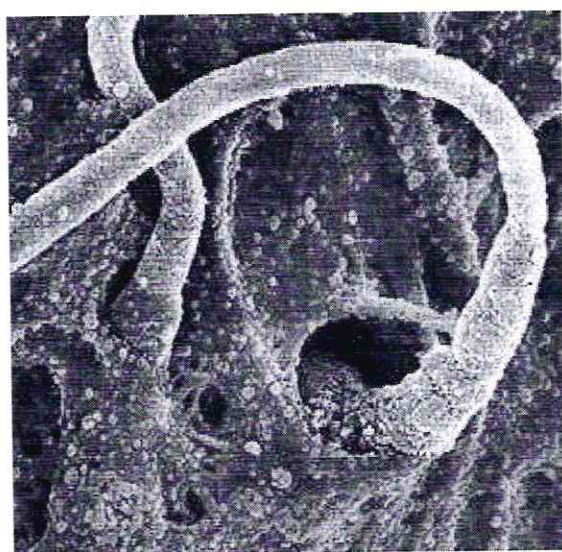
### b-Induction de la réaction acrosomique :

Avant la réaction, l'acrosome est intact. D'un point de vu morphologique, la réaction acrosomique est caractérisée par la fusion progressive de la membrane plasmique et de la membrane acrosomique externe du spermatozoïde. Cela donne lieu à la formation de vésicule. le contenu de l'acrosome hydrolysé par les enzymes acrosomiques, est libéré.

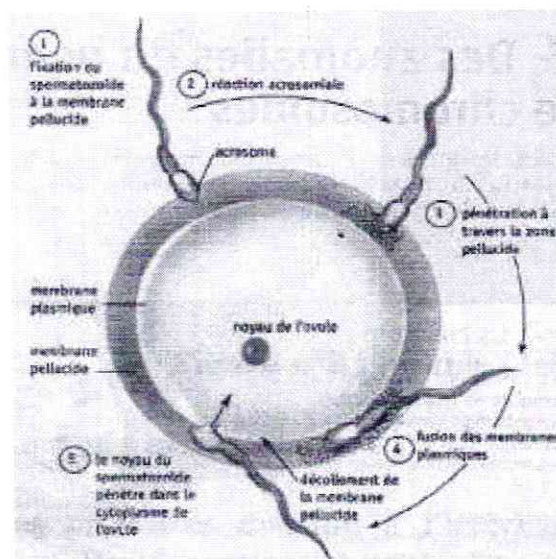
Les vésicules membranaires sont abandonnées à la zone pellucide. Lorsque le spermatozoïde est pénétré celle-ci, sa membrane acrosomique interne se trouve alors exposée. La réaction acrosomique est un phénomène rapide. La réaction acrosomique est induite par les glycoprotéines de la zone pellucide. (*GAYARD 2007*).

### II.1.3. La pénétration de la zone pellucide :

Le spermatozoïde qu'à effectué sa réaction acrosomique abandonne les vésicules membranaires à la surface de la zone pellucide puis traverse cet enveloppe en suivant un trajet oblique (**Figure n°12**). Il est alors animé d'un mouvement qui lui confère une force propulsive importante. la pénétration met en jeu à la fois un processus mécanique et un processus enzymatique : en clivant des molécules de la zone pèllucide, les enzymes libérées au moment de la réaction acrosomique peuvent faciliter le passage du spermatozoïde a travers cette enveloppe. Ainsi la hyaluronidase hydrolyse l'acide hyaluronique contenu dans les mailles de la zone pellucide, l'acrosine peut hydrolyser partiellement des glycoprotéines de la zone pellucide. (*GAYARD 2007*).



A



B

**Figure n°12** : a-pénétration de spermatozoïde dans l'ovocyte et b- interprétation de la pénétration de spermatozoïde (*CANTALOUB ; 2005*).

### II.1.4. fusion des gamètes :

Le spermatozoïde après avoir franchi la zone péllucide, pénètre dans l'espace péri vitelline et entre en contact avec la membrane plasmique de l'ovocyte. Il s'immobilise alors les deux gamètes fusionnent. La fusion se produit entre la membrane plasmique de l'ovocyte et celle de spermatozoïde. La membrane plasmique de spermatozoïde est intégrée à celle de l'ovocyte, au cours de la fusion, par contre la membrane acrosomique interne est incorporée dans le cytoplasme de l'ovocyte en même temps que le noyau de spermatozoïde. L'enveloppe nucléaire disparaît rapidement après la fusion et la chromatine commence à se décondenser. Chez les mammifères à quelques très rares exceptions le flagelle est entièrement incorporé dans l'œuf. (GAYARD 2007).

## II.2. développement embryonnaire précoces et nidation :

### II.2.1. La vie libre de l'œuf :

L'embryon pénètre dans l'utérus (Figure n° 13), dans le troisième jour environ après la fécondation. Les premières divisions de l'œuf fécondé débutent en générale entre 12 et 14 heures, après l'entrée du spermatozoïde entraînant la formation de deux cellules filles « le blastomère ». Après une série de divisions entraînant la formation de 64 cellules « stade morula ». Au 6<sup>ème</sup> et 7<sup>ème</sup> jours les cellules se disposent de façon à former une cavité centrale « le blastocœle » avec une couche périphérique « le trophoblaste » l'autre couche constitue le bouton embryonnaire. A partir de 6<sup>ème</sup> jours le blastocyste est formé en parle de (morula). Après la série des premières divisions à l'intérieure de la zone pellucide Celle-ci s'amincit puis disparaît et l'œuf continue à se multiplier, après leur différenciation les cellules vont s'organiser :

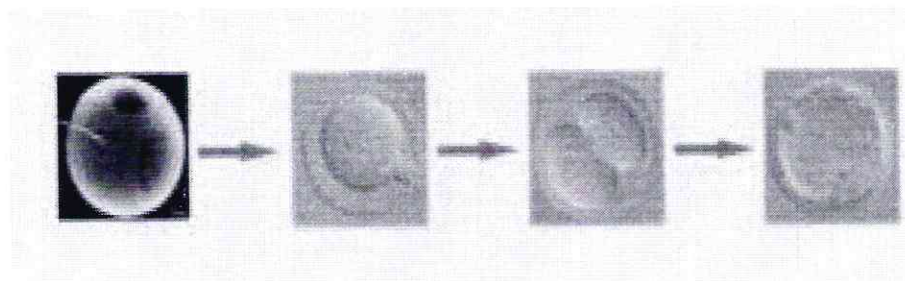
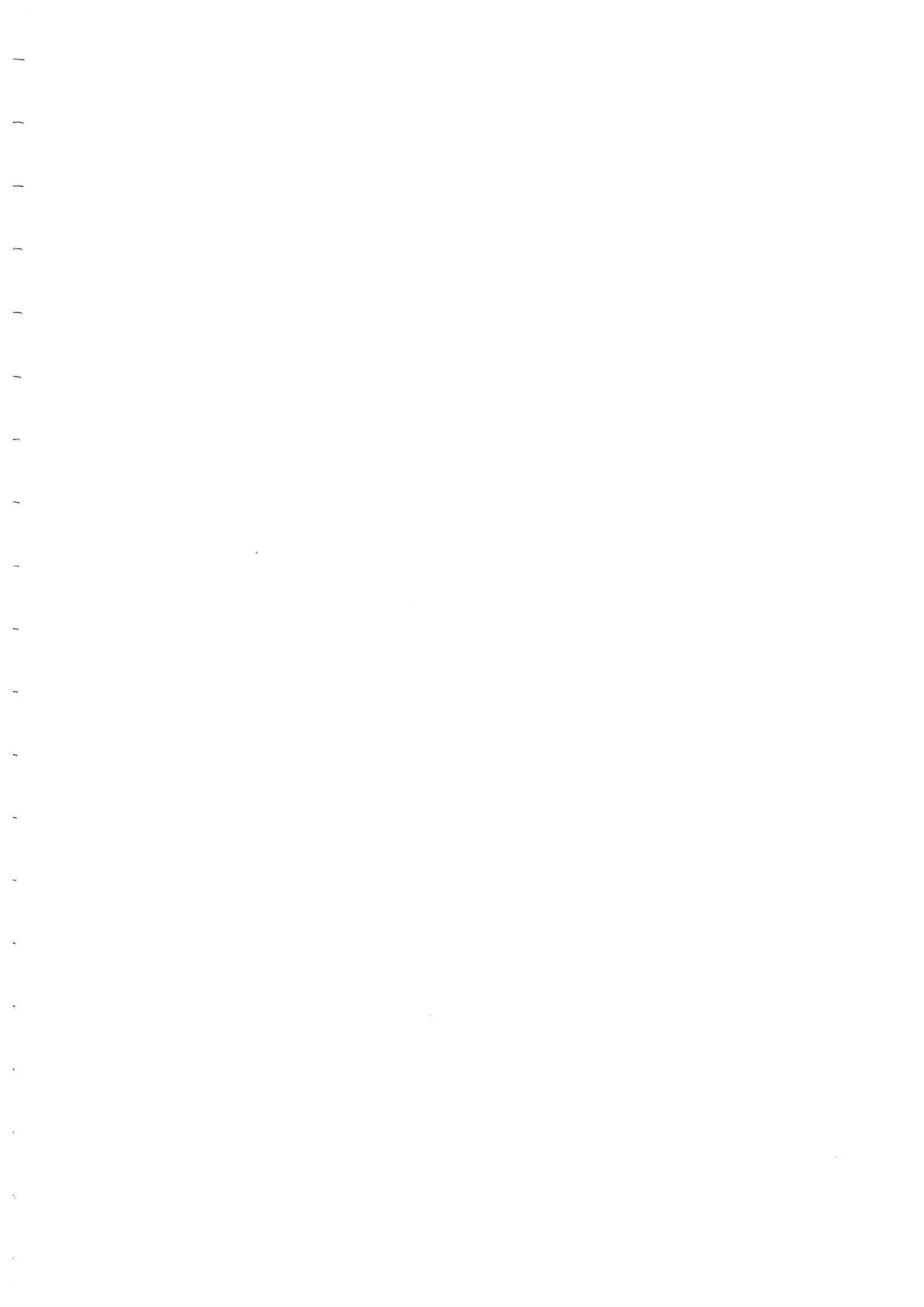


Figure n° 13 « voie de signalisation notch et développement précoce des mammifères »

CORNIER.S et al 2007



## CHAPITRE II :

-Quelque cellules plus volumineuses, se regroupent en une petite masse, c'est le **bouton embryonnaire**, premières cellules de l'embryon future organisme. L'autre type de cellules les plus petits se placent à la périphérie en formant un trophoblaste, ce dernier va donner naissance aux enveloppes chargées de nourriture de l'embryon. L'ensemble embryon plus trophoblaste se creusent d'une cavité remplie de liquide et prend le nom de blastocyste **.figure (blastocyste)**, l'œuf devenu blastocyste et poursuit sa croissance, le trophoblaste se développe en enveloppe . (*SOLTNER, 2001*). A partir de stade blastocyste, l'embryon va grossir et sortir de la zone pellucide c'est l'éclosion de blastocyste (5<sup>ème</sup> jours après la fécondation).

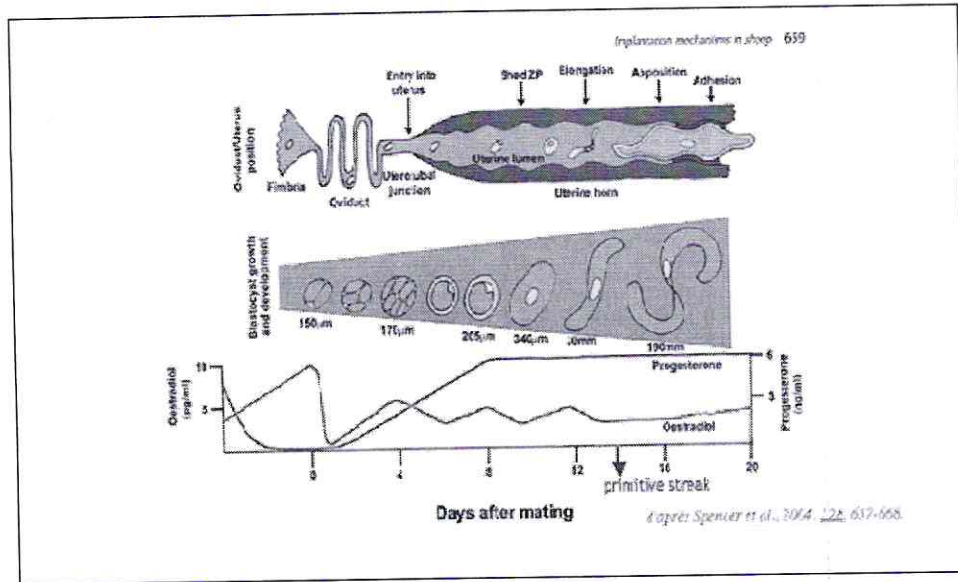
### II.2.2. La vie fixée de l'œuf :

**-migration de l'embryon :** l'embryon va se déplacer dans les trompes de Fallope pour diriger vers l'utérus, ce déplacement s'effectue grâce à des cils placés sur la paroi des trompes qui par leur mouvement va balayer l'embryon et le pousser vers l'utérus, l'embryon arrive dans l'utérus vers le 4<sup>ème</sup> jours après la fécondation.

**-implantation :** Selon (*GAYARD, 2007*), l'implantation a lieu quand l'endomètre est en phase sécrétoire, le stade à partir duquel le blastocyste s'implante sur l'endomètre est très variable, tous fois les premières phases de l'implantation sont communes à toutes les espèces (**Figure n°14**)

- perte de la zone pellucide
- accolement et orientation de blastocyste
- invasion de l'endomètre.

Et selon (*DERIEAUX .J et ECTORS, F 1980*). Il existe plusieurs modes de fixation de fœtus à sa mère ce qui dépend du type de placenta, le rôle du placenta est la réalisation d'un contact étroit de nature vasculaire entre la mère et le fœtus.



**Figure n°14** : aspect anatomique et cellulaire de la migration de l'embryon et l'implantation (**GAYARD, 2007**)

### II.2.3. Le fœtus et ses enveloppes :

Les enveloppes fœtales isolent le fœtus dans un milieu liquide, en le mettant à l'abri de la variation de pression, et en l'isolant aussi parfaitement du milieu extérieur et le nourrissant. Ses enveloppes sont formés par :

- **le chorion** : c'est une enveloppe extérieur mince et transparente mais solide sa face extérieur porte une centaine de cotylédons fœtaux.
- **l'amnios** : c'est une poche dont laquelle se baigne le fœtus, c'est une membrane mince moins résistante que le chorion. Le liquide amniotique n'est pas seulement un milieu protecteur : circulant lentement dans le tube digestif de fœtus, il pénètre dans le vaisseau sanguin et lymphatique. Au passage l'intestin du fœtus retient tous les déchets telles que cellules mortes, poiles, mucus qui vont former le méconium.
- **allantoïdes** : c'est un sac allongé intercalé complètement entre le chorion et l'amnios. L'allantoïde contient le léquide allantoïdien, il communique avec la vessie du fœtus par le canal ombilical...

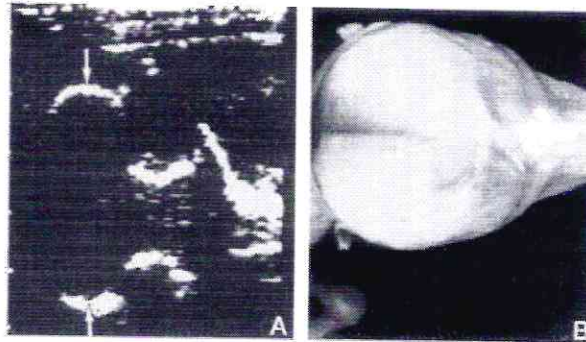
- **Le cordon ombilical** : est constitué par le prolongement de l'amnios et de l'allantoïde, et par les vaisseaux sanguins reliant le fœtus aux cotylédons, le tissu du cordon ombilical est riche en eau dite « gel » qui lors de rupture empêche l'hémorragie. (*SOLTNER, 2001*)

### II.3. LA GESTATION :

#### II.3.1. Définition de la gestation :

C'est l'avant dernière étape du cycle sexuel (**Figure n°15**) complet de la femelle. Elle fait suite à la fécondation et précède la dernière étape, la lactation. (*JEAN CLOS et YVES, 1980*). Elle est caractérisée par le développement de l'embryon et le fœtus.

C'est le développement de l'œuf **in utero** depuis le moment de la fertilisation jusqu'au moment de la mise bas, représente l'étape gestative (*DERIVEAUX et ECTORS 1980*).



**Figure n°15** : vue dorsale de la tête de fœtus dans un alignement similaire par échographie chez la brebis. d'après *HAIBLE et PERKINS 1989*.

#### II.3.2. Biologie de la gestation :

On peut noter trois périodes, selon la démarche chronologique :

**période de l'œuf** : elle est très courte, s'étend du moment de la fertilisation jusqu'à l'éclosion blastocytaire.

**période embryonnaire** : correspond à l'organogenèse l'œuf. s'implante entre le 20<sup>ème</sup> et le 50<sup>ème</sup> jours dans la paroi utérine. (*CRAPLET et al 1973*).

**Période fœtale** : c'est la période la plus longue, s'étend de la fin de la période embryonnaire jusqu'à la mise bas. Le maintien et l'établissement de la gestation sont rendus possible grâce au conceptus, (**embryon plus enveloppe**), l'utérus et le corps jaune ovarien

Les interactions ont pour but de prévenir la régression structurale et fonctionnelle de corps jaune ou luteolyse qui se produit en repense à la libération épisodique de la  $PGF_{2\alpha}$  Utérine. La demie vie fonctionnelle du corps jaune est étendue grâce à un signale de reconnaissance, de la gestation produit par le trophoblaste d'où l'appellation de trophoblastine, sécrété durant la gestation, il agit de façon paracrine en inhibant la sécrétion pulsatile de la  $PGF_{2\alpha}$  et la transcription du récepteur de l'ocytocine (**BAZER et al, 1997**).

Le type de placentation chez la chèvre est synépithéliochrial. (**Wooding 1992**) à proposé ce qualification pour souligné le rôle essentiel de la fusion cellulaire dans la formation de tissu d'origine fœto-maternelle. Le tissu hybride résulte de la migration et la fusion des cellules binucléés foetale avec les cellules utérines qui sont maintenues depuis l'implantation de cancéptus (18<sup>ème</sup> à 20<sup>ème</sup> jours) après la fécondation jusqu' à la mis bas, chez la chèvre l'ovariectomie bilatérale pendant tout la gestation provoque un avortement, du fait de l'absence du relais placentaire pour la sécrétion de la progestérone. (**WANGO et al 1991**).

### II.3.3. Durée de la gestation :

La durée de la gestation est le temps écouler entre le moment de la fécondation et le moment de la mis bas. Il est de 153 jours en moyenne. Cette durée est variable en fonction de la race et de l'individu d'une même race. La durée de la gestation pour toutes les races de chèvre est de 150 plus ou moins 2 jours exception fait pour la race black Bengale chez qui la gestation est de 144 jours (**JAINUDEAU et al 2000**).

### II.3.4. Endocrinologie de la gestation :

L'équilibre endocrinien de la gestation chez la chèvre est très Complexe et fait intervenir une multitude d'hormones dont les plus importante sont : la progestérone, sulfate d'œstrones, l'hormone lactogène placentaire et les protéines associées à la gestation

- **la progestérone** : Est indispensable pour l'établissement et le maintien de la gestation (**MEITES et al 1951**). Au début de la gestation la progestérone intervient dans l'implantation de fœtus. Puis permet le maintien de la gestation en contrôlant les contractions du cervix et le myomètre en plus, elle possède une activité immunosuppressive empêchant en partie le rejet de l'allogreffe représenté par le fœtus. (**GARFIELD et al 1998**). Son dosage aux environs de 21<sup>ème</sup> jours de gestation peut constituer un moyen de

diagnostic (**BON DURANT 1981**). Une concentration du P<sub>4</sub> plasmatique supérieures à 1,4 ng/ml entre les jours 19 et 22 après la fertilisation indiquerait que la chèvre est gestante, au contraire, une concentration inférieure à 1ng/ml révélerait d'une chèvre non gestante (**BON DURANT 1981**). La concentration du P<sub>4</sub> est plus élevée chez les chèvres à portées multiples que chez des chèvres portant un seul fœtus (**THERBURN et al 1972**). En effet des concentrations élevées de P<sub>4</sub> peuvent indiquer en outre la gestation, des conditions physiologiques du cycle plus au moins longs, mais aussi des conditions pathologiques telle que la persistance du corps jaune lors d'une pseudo gestation (**WILLIAMS, 1986**).

- **sulfate d'oestrone** : Dans un grand nombre d'espèces, les oestrogènes sont produits par le placenta, surtout pendant les deux derniers tiers de gestation (**DWYER et ROBERTSON 1980, SAWADA et al 1995, JANOWSKI et al 1995**)

Ce stéroïde est détectable dans le sang ou dans le lait à partir de 40<sup>ème</sup> jours de gestation. Son dosage permet de distinguer une gestation d'un pseudo gestation ou d'une persistance du corps jaune (**MCARTHUR et GEARY 1986**).

- **hormone lactogène placentaire** : Cet hormone appartenant à la famille de la prolactine, hormone de croissance sécrétée par le placenta, détectable dès le 44<sup>ème</sup> jours de gestation dans le sang maternelle. (**CURRI et al 1990**). D'après HAYDEN et al 1979, la production laitière est corrélée avec la sécrétions de l'hormone entre la 11<sup>ème</sup> semaine et la mis bas. Son apparition tardive restreint son utilisation à un diagnostic tardif de gestation.

-**les protéines associées à la gestation** :

les protéines spécifiques de la gestation sont secrété dans le sang maternelle dès le début gestation. De ce fait, leur dosage peut être utilisé comme moyen précoce de diagnostic de gestation ou de mortalité embryonnaire (**GAN et al 1997, SZAFIRANSKA et al 1995**). La protéine associée à la gestation est détectable chez toutes les chèvres au 24<sup>ème</sup> jours après la fécondation. La concentration de PAG augmente rapidement de la 3<sup>ème</sup> à la 7<sup>ème</sup> semaine de la gestation (**SOUSA, 1998**).

### II.3.5. Taille de fœtus au cours de la gestation :

- il mesure 1Cm de long à la fin de premier mois.
- Au deuxième mois les noyaux de l'ossification apparaissent.
- La taille est de 9Cm au troisième mois, il pèse de 1-1,5 kg au quatrième mois de gestation.
- Au cinquième mois de gestation le fœtus est mesuré 32 cm et couvert de poils.



- C'est à la fin du troisième mois de gestation que le ou les fœtus se développent rapidement créent des besoins plus élevés et spécifiques de fin de gestation. Parallèlement la capacité d'ingestion diminue en raison du volume croissant pris par le ou les fœtus.

# *CHAPITRE III*

### III .DIAGNOSTIC DE GESTATION CHEZ LES LES PETITS RUMINANTS :

#### III.1. Les méthodes traditionnelles :

##### A. non retour en chaleurs :

- la plus répandue dans les élevages est l'observation de non retour en chaleurs des femelles saillies ou inséminées .les éleveurs ont souvent recours a l'utilisation de harnais marqueurs dans ce but cette méthode est précoce et assez fiable a condition que les femelles soient en .cycle et que la couleur des marqueurs soit change tous les quinze jours pour permettre une bonne visualisation des retours en chaleur.(*MARIANNE RAES et al,2006*). La détection des chaleurs est souvent difficile nécessitants selon les espèces une grande surveillance et la présence du male ;il y'a dans toutes les espèces des chaleurs silencieuses ainsi des fausses chaleurs ce la en cas de saillie ou insémination et non fécondation des femelles qui peuvent entrer en repos sexuelles.(*SOLTNER ,2001*)

##### B. Palpation externe ou recto abdominale

-la palpation externe ou recto abdominale est une méthode peu utilisée qui demande une certains expériences et n'est fiable qu'après 90 jours de gestation.(*MARIANNES et al 2006*)

#### III.2. les méthodes nouvelles

##### A. les dosages hormonaux :

###### a- La progestérone :

Son dosage aux environs de 21<sup>ème</sup> jours de gestation peut constituer un moyen de diagnostic (*BON DURANT 1981*). Une concentration du P<sub>4</sub> plasmatique supérieurs à 1,4 ng/ml entre les jours 19 et 22 après la fertilisation indiquerait que la chèvre est gestante, au contraire, une concentration inférieure à 1ng/ml révéle d'une chèvre non gestante ((*BON DURANT 1981*). La concentration du P<sub>4</sub> est plus élevée chez les chèvres à portées multiples que chez des chèvres portant un seul fœtus (*THERBURN et al 1972*). En effet des concentrations élevées de P<sub>4</sub> peuvent indiquer en outre la gestation, des conditions physiologiques du cycle plus au moins longs , mais aussi des conditions pathologiques telle que la persistance du corps jaune lors d'une pseudo gestation (*WILLIAMS, 1986*).

**b- Le Sulfate d'œstrone :**

Ce stéroïde est détectable dans le sang ou dans le lait à partir de 40<sup>ème</sup> jours de gestation. Son dosage permet de distinguer une gestation d'une pseudo gestation ou d'une persistance du corps jaune (*MCARTHUR et GEARY 1986*).

**c. Hormones lactogènes placentaires :**

Ces hormones sont détectables dès le 44<sup>ème</sup> jours de gestation dans le sang maternelle. (*CURRI et al 1990*). D'après HAYDEN et al 1979, la production laitière est corrélée avec la sécrétion de l'hormone entre la 11<sup>ème</sup> semaine et la mise bas. Son apparition tardive restreint son utilisation à un diagnostic tardif de gestation.

**d. Les protéines associées à la gestation :**

Elles sont secrétées dans le sang maternelle dès le début de la gestation. De ce fait, leur dosage peut être utilisé comme moyen précoce de diagnostic de gestation ou de mortalité embryonnaire (*GAN et al 1997, SZAFIRANSKA et al 1995*). La protéine associée à la gestation est détectable chez toutes les chèvres au 24<sup>ème</sup> jours après la fécondation. La concentration de PAG augmente rapidement de la 3<sup>ème</sup> à la 7<sup>ème</sup> semaine de la gestation (*SOUSA, 1998*).

**B. La radiographie :**

Elle peut être utilisée comme méthode de diagnostic de gestation et de gémellité mais elle n'est fiable qu'à partir de 80 jours de gestation. (*MARIANNES et al 2006*)

**C. l'échographie :****➤ Les raisons d'utilisation d'échographie:**

- ✓ distinguer entre les femelles gestantes et les femelles non gravides
- ✓ connaître le nombre de fœtus portés par chaque femelle ainsi pouvoir mieux adapter l'alimentation.
- ✓ pour améliorer la survie des nouveaux nés en modulant le régime alimentaire des mères.
- ✓ pour déterminer la durée appropriée du tarissement dans le cas des femelles laitières.

### C.1. principes et modes de fonctionnement :

L'échographie est une méthode d'imagerie médicale, technique d'investigation complémentaire non invasive utilise la réflexion (ou écho) des ultrasons dans les organes et s'apparente ainsi au (SONAR), (Sound navigation and ranging), méthode de détection employée en navigation. (*LEGRAND et CARUER, 1981, CARNIEL, 1987*)

Les modes de fonctionnement échographiques représentent la manière dont sont traités les signaux électriques issus, des échos captés par la sonde. (*CROSS, 2005*).

Les artefacts sont des altérations de l'image produite artificiellement lors d'un examen. Certains artefacts (**Figure n°16**) sont nuisibles puisque ils dégradent la qualité de l'image et rendent l'interprétation de l'image plus compliquée. D'autres artefacts sont utiles car ils apportent des informations sur les structures examinées (*KIRBREGGER, 1995 ; MAI, 1999 b*).

La réverbération est un artefact très fréquent qui se manifeste à l'écran par une succession de ligne hyperechogène parallèle, régulièrement espacées l'une de l'autre et echogénicité décroissantes.

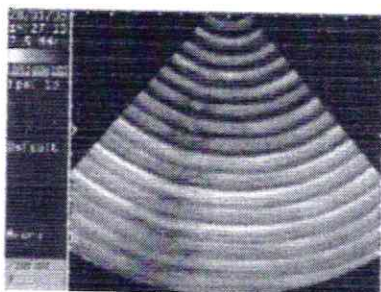


Figure n°16 artefact de réverbération (*CROSS, 2005*)

### C. 2. Examen échographique chez les petits ruminants :

**contention des animaux :** il existe un seul type de contention chez la chèvre pour réaliser le diagnostic de gestation par l'échographie, c'est la position debout, la position couchée ne sera pas utilisée dans cet espèce, car son épine dorsal est très saillant par conséquence ces cornes la rende difficile. (*MIALOT et al, 1991*). par ailleurs la chèvre défend beaucoup plus que la brebis (*BERTZLAFF et al, 2001*).

Cependant il existe 03 types de contentions chez la brebis :

**brebis couchée :** brebis couchée dans un berceau ou dans transat, dans cette il est possibles de dénombrer le nombre des agneaux (*HAIBEL et al 1994*).

**brebis assise** : ce la à assoir la brebis pour repousser l'utérus vers la filière pelvienne ainsi sa visualisation. On peut donc commencer l'échographie sur brebis debout et si aucune images de gestation n'est visible, assoir l'animal pour confirmer le diagnostic.

### **brebis debout**

#### **C.2.1 choix de local d'examen :**

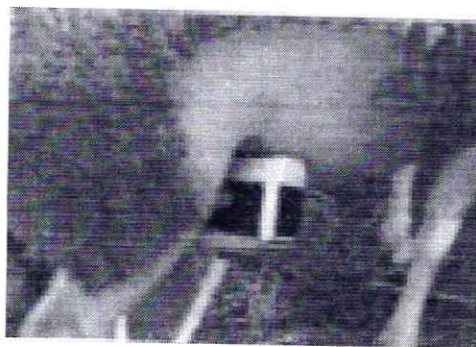
L'examen échographique de l'appareil génital des petits ruminants consiste presque à établir un diagnostic de gestation et le dénombrement des fœtus. En effet il est rare de faire des échographies des ovaires, en outre il n'est pas possible de mettre en évidence l'état de l'utérus non gravide chez la chèvre par échographie par voie trans-

Abdominale : l'échogenicite utérine ne contraste pas assez avec les tissus avoisinants (*HESSELINK et TAVERNE ,1994*).

#### **C.2.1. a échographie trans-abdominale :**

Cette voie est utilisée généralement pour le diagnostic précoce d'une gestation chez la chèvre (**Figure n°17**) , elle est permis par la rareté de pelage dans la région abdominale intéressé. L'examen se fait généralement avec une sonde de **5 MHz** et linéaire, pour visualiser l'utérus vide ou en début de gestation. L'application de la sonde de préférence à droit (l'utérus est repousse par le rumen à droit), en avant de la mamelle enduit de gel.

**-La femelle debout** ,est donc tenue par un aide qui se place à sa gauche et tien le membre postérieur droit en extension pour dégager la région inguinale, la sonde est appliquée en avant de la mamelle, orientée dorso-caudalement,et presse modérément sur la paroi abdominal, l'application abondante de gel de contact est importante, car la présence d'air provoquerait des artéfact . en déplace la sonde jusqu'à la visualisation de la vessie reconnaissable à son aspect homogène.en suite vers l' avant de la vessie,on verra les cornes utérines soit vides soit en début de gestation,généralement ventrale par rapport à l'apex de la vessie. Au fur et à mesure de la gestation les cornes utérines devront être recherché plus vers l'avant par rapport à la vessie.



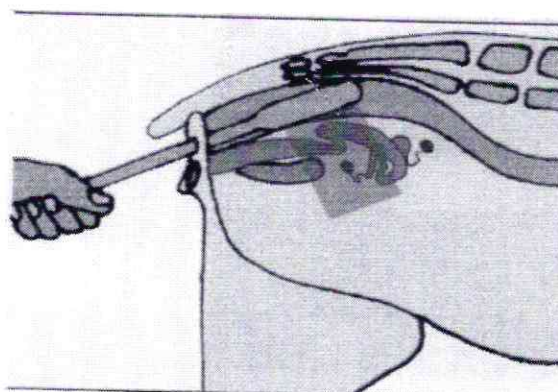
**Figure n°17** :échographie transabdominale (**BAIRD D.T et al 1975**)

### **C.2.1. b échographie transrectale :**

Même si la voie transabdominale est la voie privilégiée chez la chèvre, il est possible de pratiquer par voie transrectale l'échographie des ovaires et de l'utérus non gravide. (**HESSELINK et TAVERNE, 1994**).

L'échographie transrectale des chèvres requiert une immobilisation parfaite (**Figure n°18**) des animaux afin d'éviter de léser le rectum. L'animal est installé à cheval sur une botte de paille ainsi l'évaluation de l'abdomen, lors d'un diagnostic de gestation de plus de 35 jours après l'IA, ou la saillie, par ailleurs permettra de repousser l'utérus dans la filière pelvienne et facilitera ainsi la visualisation du fœtus. (**HAIBEL, 1990**).

L'examen peut être réalisé avec une sonde linéaire courante en pratique bovin (6cm de long sur 2cm de large et 1cm de hauteur) en position debout



**Figure n°18** :représentation schématique de la technique d'échographie transrectale en position debout (**KAHAN, 1994**)

La sonde échographique est introduite dans de rectum ,après avoir appliquer un lubrifiant,et sera mobilisée depuis l'extérieur en moyen d'un câble ;si ce dernier est souple ,il convient au préalable de rigidifier, en utilisant un tube de guidage.

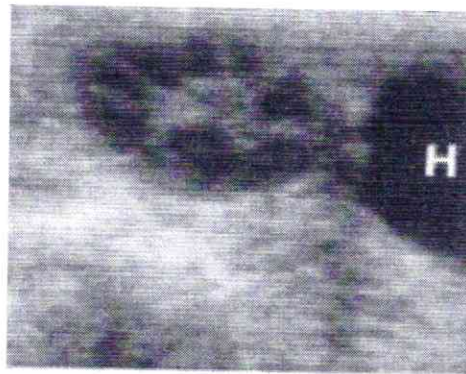
Lorsque les fèces sont collés sur la sonde et empêchant la visualisation de bonne qualité ,il est nécessaire de faire un mouvement de va et vient avec la sonde ou de la réintroduire de façon répété dans le rectum. La sonde est avancée d'environ 15cm jusqu'à visualisation de la vessie sur l'écran. Dès lors, en fera pivoter la sonde de 45° du part et d'une autre de cet organe tout en poursuivant la progression de la sonde cranialement. Cette méthode est plus longue que l'échographie trans abdominale L'échographie se fait toujours par voie trans-abdominale chez la chèvre. Les mêmes problèmes se trouvent que ceux rencontrer chez la brebis se retrouveront chez la chèvre, en effet les poils ne favorisant pas le contacte il sera également impératif de mettre une quantité très importante de gel sur la peau et de la mouiller et d'exercer une forte pression de la sonde pour obtenir le meilleur contacte possible. (KHAN, 1994).

### C.3. Utilisation de l'échographie en gynécologie des petits ruminants :

#### C.3.1 examen échographique des ovaires :

Chez les petits ruminants, on ne visualise les ovaires (Figure n°19), qu'après traitement de super ovulation, et lorsque plusieurs follicules de plus de 10cm de diamètre sont présents. (KHAN,1994).

Les follicules et les corps jaunes ne sont pas toujours identifiables chez les chèvres .Leurs corps jaunes présentent un liséré échogène périphérique très mince (01 à 02 mm de longueur) et sont donc souvent confondues avec les petites follicules. (KHAN, 1994).

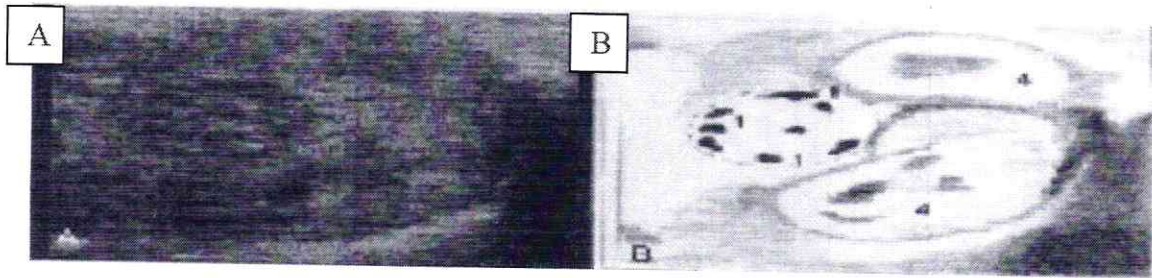


**Figure n°19** :ovaire d'une brebis en avant de la vessie (H) le jours de l'oestrus après un traitement de super ovulation sur l'ovaire en voit 8 à 10 follicules de 4 à8 mm de diamètre

(KAHN, 1994)

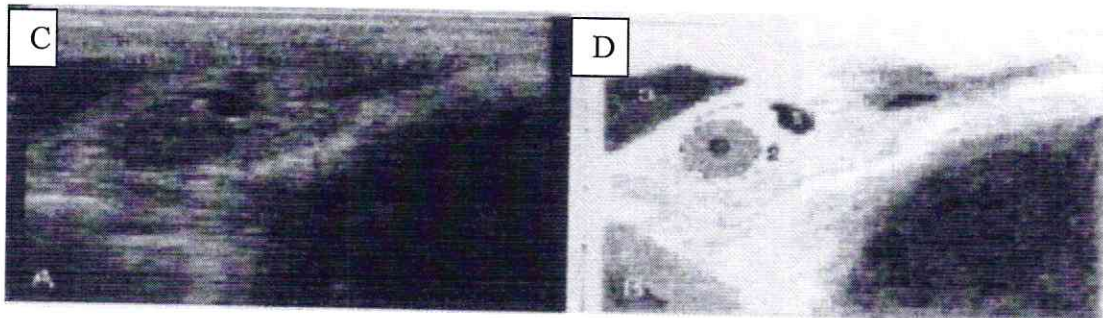
**-les follicules** : avec la technique échographique on peut évaluer le diamètre anatomique des follicules (Figure n°20), car seule est observable de manière précise (BIONE, et al2001).





**Figure n°20 A-** Image échographique d'ovaire avec des follicules de différentes tailles (*NEAL et al 1993*) **B-** illustrations schématiques des structures ovariennes obtenues par échographiques

**-les corps jaunes :** il se présente alors se forme d'une surface ovale grise (**Figure n°21**), grossière, granuleuse et nettement délimité du tissu ovarien. Son echogenicite et homogène (moins intense que celle du stroma ovarienne)

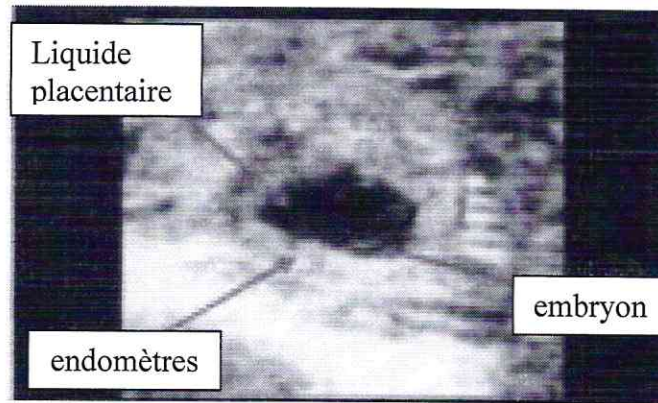


**Figure n°21 c-** images échographiques des corps jaunes, **d-** ulustration schématiques des structures ovariennes obtenues par échographie (*NEAL, 1994*)

### **C.3. 3 examen échographique de l'uterus gravide :**

#### **C.3.3.1 diagnostic précoce de gestation:**

- ✓ **échographie trans-abdominale :** On utilise classiquement des sondes de (3,5 à 5MHz) le diagnostic échographique de gestation par voie trans-abdominale donne de très bonne résultats : la sensibilité est de (100%) et la spécificité est de 97% (**Figure n°22**). (*HESSELINK et al ,1994*) .La diète avant l'utilisation d'échographe est très intéressent pour le diagnostic de gestation avant les 45 jours. Cette diète facilite la visualisation complet de l'utérus et augment l'exactitude du dénombrement (*BRETZLAFF, 1993, SHRKEY et al 2001*).

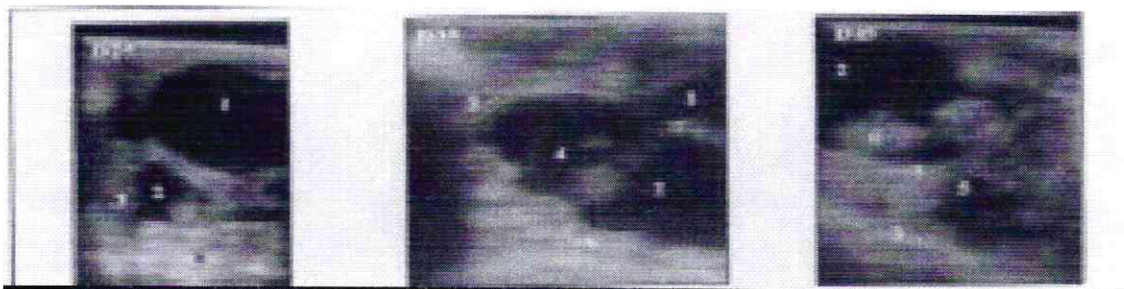


**Figure n°22:** Le 18<sup>ème</sup> jours de gestation (*NEAL et al 2001*)

- A l'échographie, une pseudo gestation ressemble à un début de gestation, donc le diagnostic différentiel avec une gestation précoce sera possible est à partir de 35 jours de gravidité, supposée car le foetus apparaîtra dans ce cas décollé de la paroi et les placétons commenceront à se différencier à la périphérie des zones anéchogènes.

✓ **échographie transrectale :** la sonde (linéaire 5MHz) introduit dans le rectum est avancée à 15 Cm et orienter de l'extérieur de la chèvre un tube de guidage sert à rigidifier le câble pour permettre cette manipulation, il faut alors rechercher la vessie puis l'utérus de part et d'autre. L'échographie transrectale donne des bons résultats pour le diagnostic précoce de gestation chez les caprins entre 20<sup>ème</sup> et 40<sup>ème</sup> jours après la saillies ou l'IA. Il est possible de mettre en évidence une gestation dès le 18<sup>ème</sup> jours, cependant il est alors conseillé de revoir l'animal à 40- 45 jours (*BRETZLAFF, 2001*).

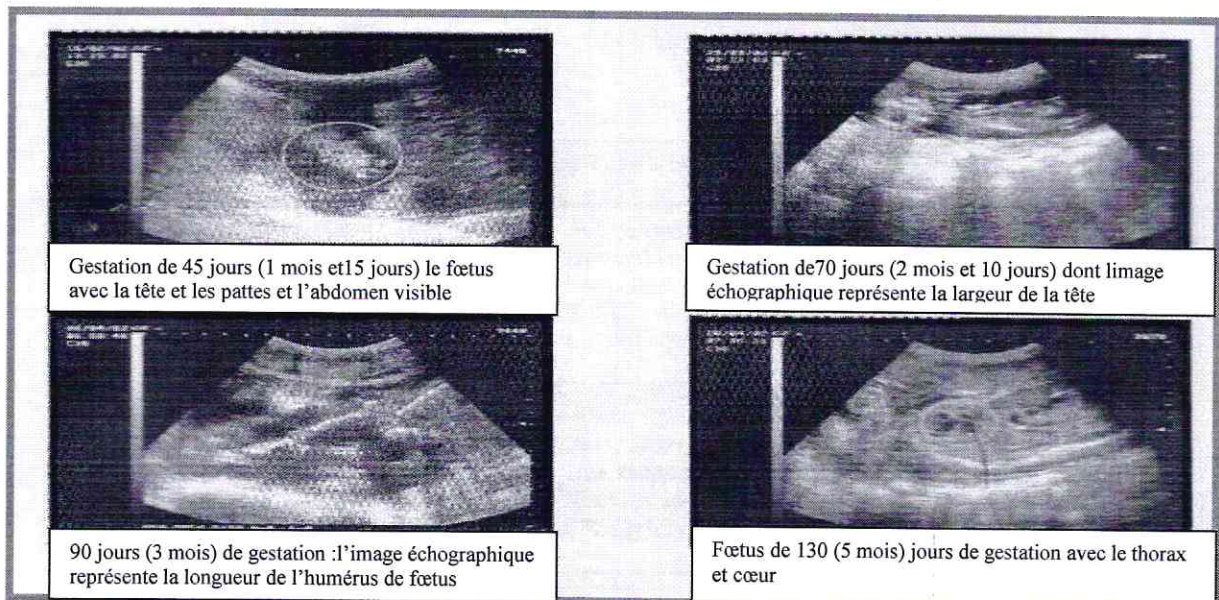
Certains chercheurs, MARINEZ et al lors d'une étude ont parfois mis en évidence l'embryon et les battements cardiaques dès 21 jours avec une sonde de 5 MHz et ont toujours visualisé au moins un concept par femelle gestante à partir de 23<sup>ème</sup> jours. Dans cette expérience, les battements cardiaques n'ont pas pu être relevés avec exactitude avant 21 jours de gestation étant donné la petite taille du cœur et la fréquence élevée de ses battements (**figure n°23**) (*MARTINZ, 1998*).



**figure n°23** : Images obtenues par échographie chez la brebis à 25 ,35 et 45 jours de gestation (1) la vessie (2) liquide amniotique /allantoïdien (3) paroi utérine(4) liquide amniotique (5) placenta (6) embryon/fœtus (**VER BERCKMOES et al ,2004**)

#### C.4 Image obtenues par échographie aux différents stades de gestation :

- ✓ **De 0 à 30 jours** : l'utérus est rempli de liquide, les cornes utérines ont diamètre de 26mm. Le fœtus mesure 5mm, il n'est pas encor observable, le diagnostic de gestation est difficile.
- ✓ **De 30 à50 jours** : le fœtus mesure 15 à50 mm de long et appariait comme une structure blanchâtre .a partir de 40 jours ses mouvements sont visibles, les cotylédons apparaissent comme des structures circulaires .les membres sot visibles et comparables à des petits bourgeons. (**Figure n° 24**)



**Figure n° 24** : Images échographiques obtenues au différent stade de gestation . (**MARIANNERAES et al, 2006**).

- ✓ **De 50 à 70 jours** : le fœtus mesure plus ou moins 10cm .on peut observer sa structure , les battements de son cœur, le cordon ombilicale...
- ✓ **De 70 à 90 jours** : les os de fœtus apparaissent bien, on repère facilement la cage thoracique avec la colonne vertébrale et les cotes.
- ✓ **De 90 à110 jours** : on ne peut plus observer que des parties de fœtus, il est plus grand que ce que la sonde peut capter. Le diagnostic de gémellité devient difficile.

- ✓ **A plus de 110 jours** : les structures de fœtus peuvent être confondues avec celles de la chèvre ou de la brebis. Après 140 jours, le fœtus descend dans l'abdomen et peut alors se trouver trop loin pour être perçu par les ondes. Le diagnostic devient donc plus difficile. . (*MARIANNERAES et al, 2006*).

# ***CHAPITRE IV***

## ***Partie Expérimentale***

## **I. OBJECTIFS :**

Dans ce travail, l'utilisation de l'échographie était pour but de maîtriser l'outil échographique afin de pouvoir diagnostiquer des gestations plus précocement possibles chez les petits ruminants (chèvre et brebis).

Ainsi pouvoir distinguer entre les différents types de gestations ou dénombremments des fœtus c'est à dir gestation simple, gémellaires ou trigémellaires

## **II. TEMPS ET LIEU DE L'EXPERIMENTATION :**

### **II.1. Le lieu :**

Cette étude a eu lieu dans un élevage d'un propriétaire privé. Cet élevage de caprins et ovins est situé dans la région de Boudouaou.

à quelque kilomètre de chef lieu de la wilaya de Boumerdès, elle est limitée par la mer méditerranéenne du nord et par Korso du nord-est, et de Réghaia du nord-ouest et El akhdaria (Bouira) du sud, est clôturée de l'est par Tidjlabine et de l'ouest par Khmis Elkhachena.

### **II.2 Le temps:**

De la fin de mois décembre 2008 jusqu'au début de mai 2009.

## **III. MATERIELS ET METHODES:**

### **III.1 Le matériel:**

#### **III.1.1 Les animaux:**

Le troupeau expérimental était constitué de 03 chèvres de race locale, âgées de 01 à 05 ans et des poids variants entre 20 et 36 kg. Et 01 bouc portant les mêmes caractéristiques que les chèvres, la race, et le poids, âgé à peu près de 04 ans ce la en se basant sur la lecture de la formule dentaire.

Et 07 brebis portantes les caractéristiques anatomo- physiologiques suivantes: la race locale, âgées de 03 à 06 ans et de poids variant entre 24 et 40 kg, le cheptel et pourvu d'un bélier.

**III.1.1.a. Identification des animaux :**

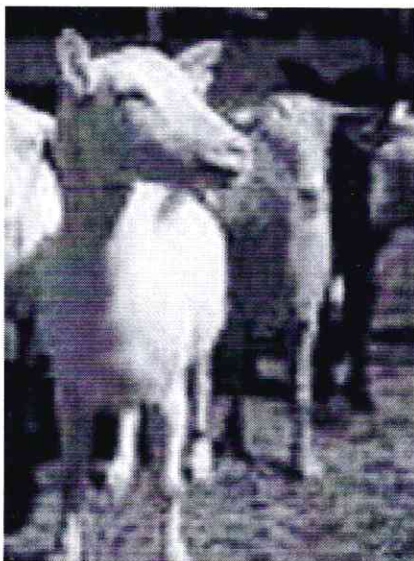
Les caractéristiques des 03 chèvres (**Photo N 01**) et 7 brebis (**Photo N 02**) qui font l'objet de cette étude sont représentées dans les tableaux : **Tableau N° 01, Tableau N° 02** qui portent des renseignements sur les différentes étapes de manipulation notamment la connaissance par précision de la date de la saillie.

**Tableau N° 01 : les 03 chèvres qu'ont été examinées :**

Numéro de la chèvre	race	L'âge	L'apparition des chaleurs	Type de saillie	Date de saillie ou d'insémination	Type de gestation
01	locale	1 ans	24 <sup>H</sup> après le retrait d'éponge.	Naturelle	Juste après l'apparition des chaleurs	simple
02	locale	4 ans	24 <sup>H</sup> après le retrait d'éponge	Naturelle	Juste après l'apparition des chaleurs	Simple
03	Local	5 ans	48 <sup>H</sup> après le retrait d'éponge	Naturelle	Juste après l'apparition des chaleurs	gémellaires

**Tableau N° 02 : les 07 brebis: qu'ont été examinées**

Numéro de brebis	La race	L'âge	L'apparition des chaleurs	Type de saillie	Date de saillie ou d'insémination	Type de gestation
01	Local	6 ans	Pas d'éponge Pas de chaleurs	Pas de saillie	Pas d'insémination	Pas de gestation
02	Local	6 ans	24 <sup>H</sup> après le retrait d'éponge.	Naturelle	Après l'apparition des chaleurs	Gestation simple
03	Local	5 ans	24 <sup>H</sup> après le retrait d'éponge	Naturelle	Après l'apparition des chaleurs	Tri gémellaires
04	Local	4 ans	48 <sup>H</sup> après le retrait d'éponge	Naturelle	Après l'apparition des chaleurs	Gestation simple
05	Local	3 ans	24 <sup>H</sup> après le retrait d'éponge.	Naturelle	Après l'apparition des chaleurs	simple
06	Local	2 ans	24 <sup>H</sup> après le retrait d'éponge	Naturelle	Après l'apparition des chaleurs	Gémellaires
07	Local	2 ans	48 <sup>H</sup> après le retrait d'éponge	Naturelle	Après l'apparition des chaleurs	gémellaire



**Photo N 01 : chèvres de race locale.**



**Photo N 02 : brebis de race locale.**



### III.1.1.b. appareil :

Ce travail à été réalisé on utilisant : Un échographe portatif de marque : **agro scan**  
Equipé d'une sonde sectorielle (**Photos N° 03**) , ayant une fréquence 5MHz.



**Photos N° 03 : échographe portatif de marque AGROSCAN  
Et à sonde sectorielle.**

- des gants médicaux en plastique.
- un gel lubrifiant
- appareil à photos numérique de marque **SAMSUNG**.
- rasoir.

### III.2. La méthode :

#### III.2.a. la contention des animaux :

La contention des animaux a été faite manuellement (**Photos N° 03**), au cours de notre travail, on a concéderai la contention des animaux comme élément important puisque la contention des animaux permettra de travailler dans des conditions plus favorables, facilement, confortablement, et rapidement. Elle limite le stress aussi bien pour les animaux que pour le manipulateur.



**Photos N° 03 : contentions des animaux.**

### **III.2.b. examen échographique :**

Cet examen est déroulé dans un local obscur afin de permettre l'utilisation au maximum de toutes les nuances du gris, et d'avoir une qualité optimale de l'image.

L'image est en noir et blanc avec différents niveaux du gris. Toute ce qui est liquides apparaît en noir, ce qui est solide en gris plus ou moins clair, selon la densité des tissus, et les os sont quasiment blancs.



**Photos N° 04 : technique de manipulation par l'appareil échographique.**

La sonde est maintenue par la main, l'examen est trans- abdominal donc la sonde est déposée dans la région inguinale en avant de la mamelle, et dans la partie droite après rasage de cette région, la sonde est posée de sorte que le coté émetteur de la sonde, soit dérigée vers le haut. Les doigts entourent la sonde toute en la dérigeant vers le haut et en la fait pivoter longitudinalement, on baliant toute la région. Le baliage se fait d'une manière progressive de l'extérieur vers l'intérieur et dans les autres sens.

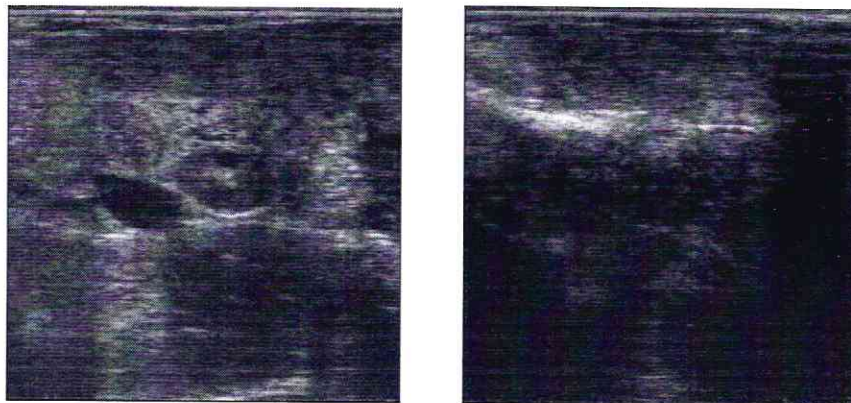
Après avoir figé l'image sur l'écran, il est possible de mesurer la taille de la vésicule (l'embryon). On procède Juste à déplacer les deux curseurs sur les extrémités de la vésicule à partir de la tête jusqu'à et la queue pour mesurer la taille de fœtus et de savoir à peu près l'âge de fœtus.

### **VI. LES RESULTATS :**

Les résultats obtenues dans ce travail ont été subdivisées en deux temps à savoir des images d'une matrice d'une chèvre et/ ou d'une brebis en phase du repos (non gravide), et en deuxième temps des images échographiques des chèvres et/ou des brebis gestantes aux différents stades de gestation.

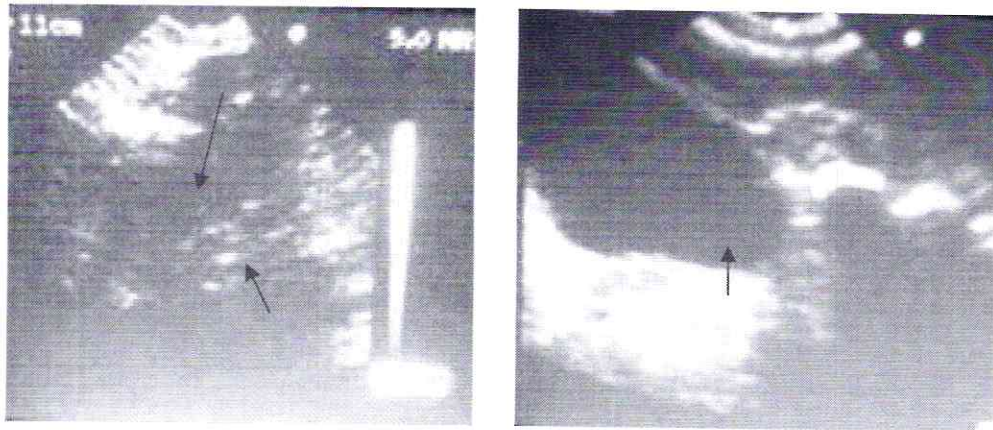
#### **VI.1examen échographique d'une chèvre et/ou d'une brebis vide :**

##### **■Matrice d'une (chèvre et/ou brebis) non gravide:**



**Photos n° 05 :** une chèvre ou une brebis qui n'est pas gestante pratiquement l'image échographique est somblable.

Ces images échographiques obtenues par l'échographe à sonde linière au niveau de la station expérimentale de la faculté agro vétérinaire et biologie de Blida



A

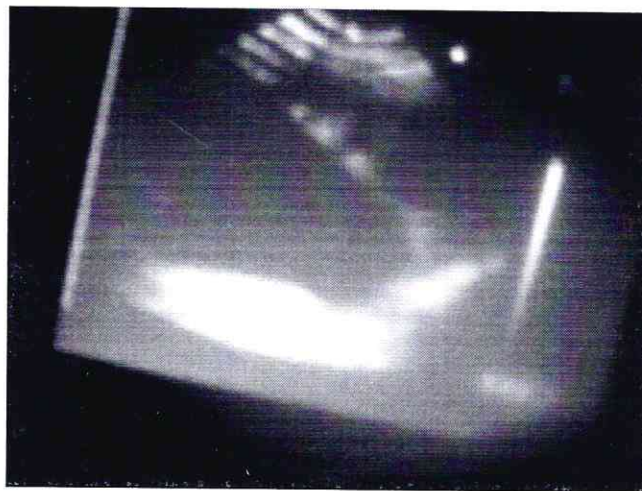
B

**Photo n°06 (la brebis n°1):** A. image échographique de la matrice' non gravide. B-utérus non gravide, plus la vessie à droit elle est bien pleine et apparait comme une zone anéchogène.

## VI.2 examen échographiques de 03 chèvres et 07 brebis gestantes :

### a. Observation images échographiques des chèvres :

**Chèvre de 25 jours après saillie :**



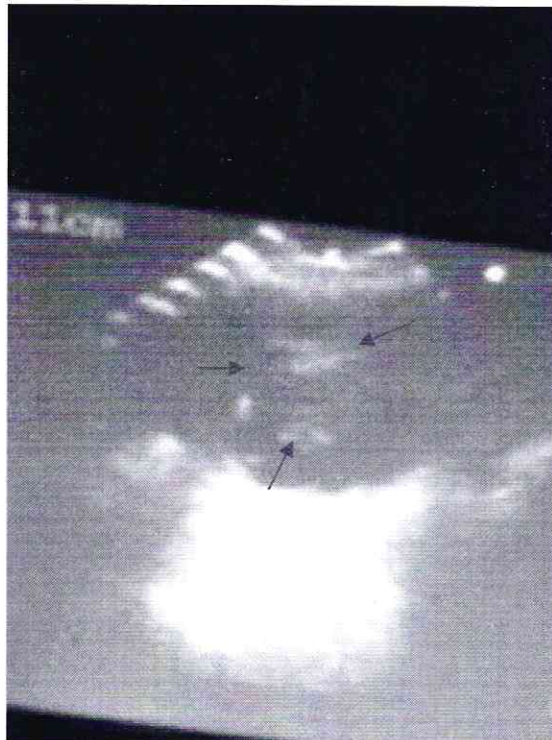
**Photo, n°07 (la chèvre n°1) :** On ne peut visualiser sur l'écran que une grande surface de noir qui peut être le liquide amniotique et 2 points distinctes qui peuvent être l'embryon.

**Chèvre n°2 de 35 jours après saillie :**



**Photo, n°08 (la chèvre n°2) :** , Observation d'une structure blanchâtre à l'intérieur d'une surface liquidienne sombre sur l'écran.

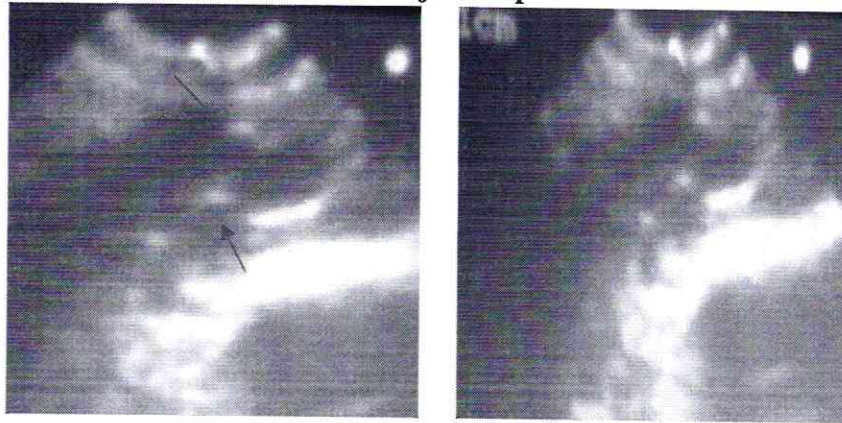
**Chèvre n°3 de 45 jours après saillie :**



**Photo, n°9 (la chèvre n°3) :** Observation d'une poches liquidiennes sombres bien délimitées, la poche la plus apparente contient une structure blanchâtre qui peut être l'embryon.

**b. observation des images échographiques des brebis :**

**Brebis n°02, 29 jours après saillie :**



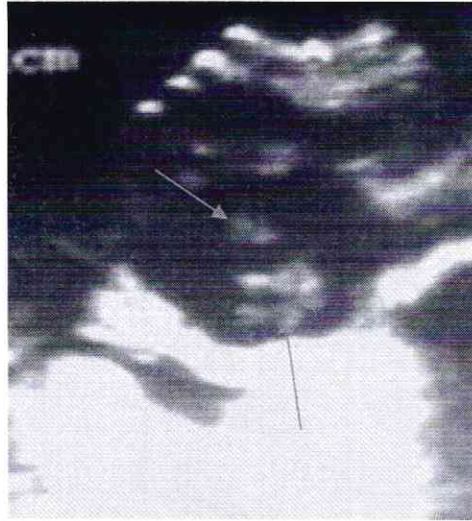
**Photo n°10 (brebis n°02):** visualisation d'une structure blanchâtre à l'intérieur d'une poche liquidienne sombre, cette structure blanchâtre est représentée sous forme de deux points blancs distinctes ce qui correspond aux deux pics de fœtus.

**Brebis n°03, 35 jours après saillie :**



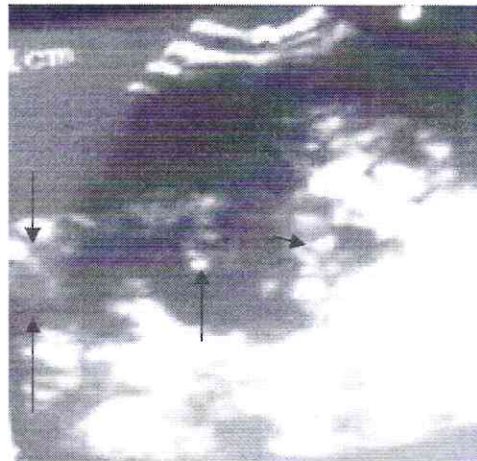
**Photo n°11 (brebis n°03):** Observation de trois poches liquidiennes sombres bien délimitées, la poche la plus apparente contient un point blanchâtre. Le liquide sombre c'est un liquide amniotique, et le point blanc correspond au fœtus,

**Brebis n°04,45 jours après saillie :**



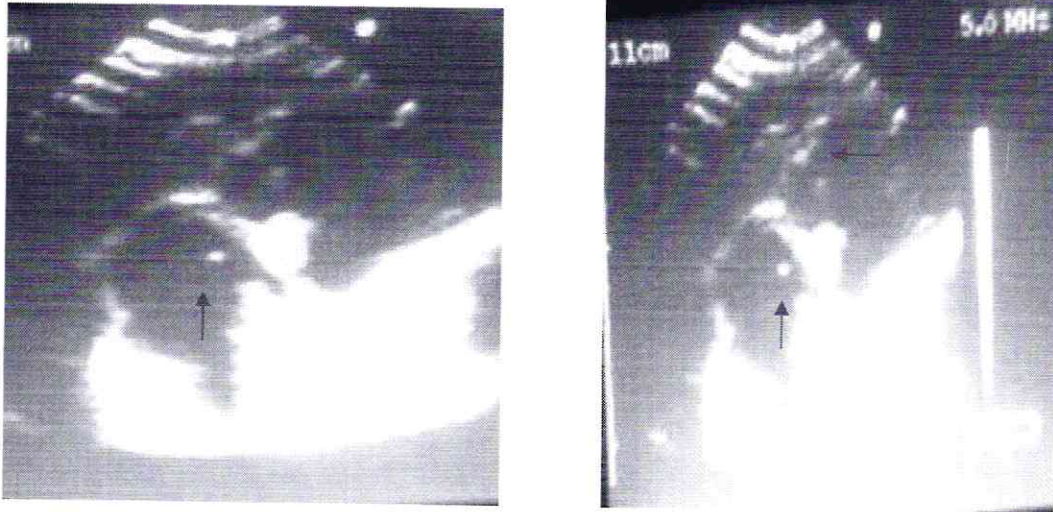
**Photo n°12 (brebis n°04):** Le fœtus est bien visible, avec ses pattes postérieures, le fœtus est couché sur sa face latérale droite.

**Brebis n°05,04 mois et 20 jours après saillie**



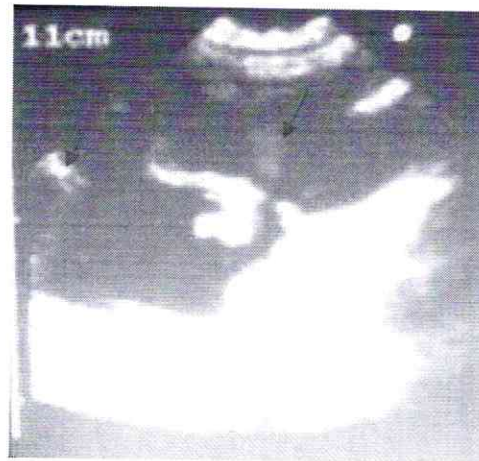
**Photo n°13 (brebis n°05):** le diagnostic de gestation est tardif, il est (difficile de visualisé le fœtus complet). On a pu observer seulement une partie de fœtus. Ce qui apparaît blanc fancé c'est un tissu dur correspond à une face plantaire de la phalange ou à la couronne d'une patte, et une autre petite partie du corps apparaît grisâtre c'est un tissu mou.

**Brebis n°06, 35 jours de saillie :**



**Photo n°14 (brebis n°06,** on a observé deux poches liquidienne sombres l'une en haut à droit l'autre en bas à gauche dont deux structures blanchâtres, c'est les deux fœtus.

**brebis n°07, 45 jours de saillie :**



**Photo n°15 (brebis n°07):** deux poches noir la première poche liquidienne à gauche, l'autre poche à droit

**V. DISCUSSION :**

**1- sensibilité et spécificité :**

**- Les femelles non gestantes :**

Concernant **la Photo n°06** A. image échographique d'une matrice non gravide,, B- c'est l'image d'un utérus non gravide, plus la vessie à droit elle est bien pleine et bien



délimitée et apparaît comme une zone anéchogène. L'examen échographique est considéré comme négatif. C'est à dire il n'y a pas de gestation ce la en se basant sur la mise en évidence de l'absence du mâle durant les chaleurs de la femelle.

Les limites jours après saillie ont été considérées positives quand la réflexion des ultrasons avait une amplitude supérieure à 10, 5cm sinon le test a été considéré comme négatif (*MEREDITH et MADANI 1980*). Dans ces conditions, la sensibilité a été de 96 % et la spécificité de 87,5.

### **-Les femelles gestantes :**

Nous avons visualisé un embryon sous forme d'une tache échogène claire en milieu d'une poche liquidienne de couleur noir **Photo n°10**, ce la en se basant sur l'utilisation d'une sonde sectorielle d'une fréquence de **5 Mhz**. A ce stade de gestation, l'embryon est étroitement appliqué sur la membrane utérine. Dans ce cas l'examen est positif. A un stade de gestation un peu plus avancé, **Photo n°12 : On** à noter que la sensibilité et la spécificité est élevée c'est-à-dire ; le pourcentage d'avoir l'apparition de fœtus à l'âge de 45 jours après la saillie est plus élevé que à l'âge de 35 jours.

*WATT et AL (1984)* : rapportent une sensibilité de 97 % et une spécificité de 96 % chez des brebis primipares, entre le 73<sup>ème</sup> et le 103<sup>ème</sup> jour de gestation. *MADEL (1983)* : trouve des valeurs plus faibles : 86,7 % pour la sensibilité et 69 % pour la spécificité.

*JARDON (1988)* rapporte une exactitude de diagnostic positif de 92,2 % et une exactitude de diagnostic négatif de 89 % .Selon cet auteur, du fait que la technique est basée sur la mise en évidence du liquide amniotique, les risques d'erreur concernant aussi bien les diagnostics négatifs que positifs sont de deux types : soit il s'agit de liquide utérin autre qu'amniotique ou bien les masses de liquide ne sont pas dans la position classique, soit la brebis est en début de gestation. Dans ce cas, l'opérateur ne trouve rien. Le meilleur moment pour le diagnostic se situe entre les 75<sup>ème</sup> et 120<sup>ème</sup> jours. Au-delà, l'exactitude semble baisser.

### **2- Dénombrement et la taille des fœtus :**

Dans notre travail le dénombrement des fœtus **Photo n°15 (brebis n°07), Photo n°11 (brebis n°03)**, et la mensuration de leurs tailles n'était pas difficile. Ce la on se basant sur l'application de la sonde par voie trans-abdominale, ainsi que le stade de gestation après la conception. L'application de la sonde par voie trans-abdominale, nous à

permet de distinguer entre les différents types de gestation simple, gémellaire ou trigémellaires en plus nous à aider beaucoup dans le dénombrement des fœtus et leurs taille, par exemple **Photo n°12 (brebis n°04)**: un seul fœtus est bien visible, avec ses pattes postérieures, le fœtus est couché sur sa face latérale droite, concernant la **Photo n°11 (brebis n°03)**: après les 35<sup>ème</sup> jours de gestation le fœtus été mesuré 15 mm et sa mensuration n'est été pas facile, par contre dans l'autre photo le fœtus de 45jours mesure à peu près 06 cm.

L'utilisation d'une sonde transrectale de 7,5 MHz permet de déterminer les gestations simples ou multiples avec une exactitude de 88 % à partir du 25ème jour après la saillie (*SCHRICK et INSKEEP 1993*). Selon *MIALOT et AL (1991)*, l'échographie représente un bon moyen pour dénombrer les fœtus. Un examen détaillé est nécessaire pour diagnostiquer de façon certaine une gémellité. L'exactitude du dénombrement des fœtus dépend aussi de la nature de la sonde utilisée. Vu sa facilité d'utilisation en ferme, la sonde transabdominale est couramment utilisée. Entre le 46<sup>ème</sup> et le 106<sup>ème</sup> jour de gestation.

*FOWLER et WILKINS (1984)* ont détecté des gestations simples avec une exactitude de 97,7 %, des doubles avec une exactitude de 97,1 % et des triples avec une exactitude de 82,1 %.

*WHITE et AL (1984)* ainsi que *JARDON (1988)* donnent des résultats de même ordre. Ces valeurs dépendent essentiellement de la période de gestation au cours de laquelle le dénombrement est effectué.

Tous les auteurs s'accordent sur le fait qu'un meilleur résultat est obtenu après le 45ème jour de gestation (*WHITE et AL 1984, TAVERNE et AL 1985, DAVEY 1986, LOGUE et AL 1987, GEARHART et AL 1988*).

Cependant, cette valeur diminue lorsqu'une sonde de 5 MHz est utilisée. Le dénombrement des fœtus est un paramètre important pour distribuer une alimentation adéquate aux brebis en fin de gestation. L'échographie permet de réaliser le dénombrement avec des sensibilités et des spécificités nettement supérieures à celles des autres techniques d'ultrasonographie déjà présentées.

## CONCLUSION

A ce jour, l'échographie est largement utilisée aussi bien dans les élevages que dans les centres de recherche. Son utilisation requiert un personnel spécialisé et un appareillage coûteux. Durant notre travail, on n'a pas pu obtenir des images échographiques qu'après le 29<sup>ième</sup> jour après la saillie (ou la gestation réelle).

A partir du 29<sup>ième</sup> jour jusqu'au 4<sup>ième</sup> mois et 20 jours, on a obtenu des images échographiques de différents types de gestation ; simple, gémellaires ou trigémellaires et au différents stades de gestation (29<sup>ième</sup>, 30<sup>ième</sup>, 32<sup>ième</sup>, 35<sup>ième</sup>, 45<sup>ième</sup> ...) jour.

Ainsi, les images obtenues sont :

**De 0 au 29<sup>ième</sup> jour :** l'utérus est rempli de liquide et le fœtus apparaît très petit et le diagnostique difficile.

**De 29 au 45<sup>ème</sup> jours :** le ou /et les fœtus sont un peu plus longs et apparaissent comme des structures blanchâtres, et a partir de 40 jours qu'on a noter des mouvements de fœtus qui sont visibles, et les cotylédons apparaissent comme des structures circulaires, les membres sont visibles comme des petits bourgeons.

**De 45 au 65<sup>ème</sup> jours :** le fœtus est à peu près mesure 10 à 12 cm et sa structure complètement observables.

**Au 90<sup>ème</sup> jour :** les os de fœtus apparaissent bien, et on repère aisément la cage thoracique, la colonne vertébrale et les cotes de fœtus.

**Au de là de 110<sup>ème</sup> :** le diagnostic de gestation et de gémellités est devenu plus difficile puisque on ne peut observer que des parties de fœtus.

Donc les échographes par voie externe chez les petits ruminants sont des outils qui permettent de diagnostiquer les gestations aisément et rapidement ainsi dénombrer les fœtus, ils permettent aussi de visualiser sur un écran des coupes de l'abdomen de l'animal et donc percevoir le ou/et les fœtus par rapport à ceux qu'ils entourent (discerner) correctement le ou/et les fœtus.

## **RESUME :**

*La région de **BOUMERDES (BOUDOUAOU)** été les champs de ce travaille. Un diagnostic de gestation précoce par échographie chez les petits ruminants (la chèvre et la brebis) a été réalisé. 07 brebis et 03 chèvres d'un propriétaire privé ont été utilisées durant cette étude dont la date de la saillie à été connue par précision. Les femelle en position debout et avec une sonde sectorielle, ont été commencé à échographiées dès la 2<sup>eme</sup> semaine après la saillie. On a obtenu des résultats variantes, des femelles gestantes en différents stades (29, 32, 35,45 eme ....) jours et de différents types de gestation simple ou multiple. En fin on a essayé de comparé notre résultats avec celles obtenues par différents auteurs.*

**Mots clefs** : *l'échographe, La gestation, Le diagnostique précoce, Chèvre et brebis*

## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

**Aiumlamai S., Fredriksson G., Nilsfors L., 1992.** Realtime ultrasonography for determining the gestational age of ewes. *Ve*

**AMICE.J** université de Brest.

**BAIRD, D, T, SCARAMUZZI R, J, 1975, PGF 2 $\alpha$**  and luteal regression in the ewe comparison with 16 aryloxy prostaglandin (ICI 80996). *Ann, Biol. Anim, Bioch* 15, 161-174.

**BARON R. (1978).** Anatomie comparée des animaux domestiques. Splanchnologie. Edition. Vigot

**BARON R. (1978).** Anatomie comparée des animaux domestiques. tome 03 : Splanchnologie, appareil uro-génital, péritoine et topographie abdominale

**BICE G. (2003).** le dérèglement lumineux en production caprine l'institut de l'élevage. [WWW.Inst-élevage.asso.fr](http://WWW.Inst-élevage.asso.fr).

**BONNES G, DESCLAUD J, DROGOUL C, GADOUD R, JUSSIAU R, LELOCHE A, MONTMEAS L, et ROBIN J, (1988).** reproduction des mammifères d'élevage les éditions FOUCHER collection INRAP. 236p.

**BOURICHA, Z 2003:** suivie histologique et cytologique de la fonction sexuelle chez les caprins en Algérie. thèse de magistère en science vétérinaire. (option reproduction université de Blida).

**BRESSOU H. (1978),** Anatomie régionale des animaux domestiques, tome 2 Edition

**BROQUA. C, BOSSIS. N, CHERBOUNIER. J, POUPIN. B, FOUILLAND. C, JENOT. F, LAURET. A et LETOURNEAU. P,** la mamelle. Anatomie et la sécrétion du lait. l'éleveur de la chèvre. Vol. 4, (Avril 1998).

**BUGGIN. M. (1990).** Le développement embryonnaire caprin in-vitro : Etude des conditions de culture et application au choix d'un protecteur. TH. Med. Vét. Nantes 23.

**CANTLOUBE. M (2005)** Les principales étapes de la reproduction Cours Science de la Nature et de la Vie partie 2.

**CHEMINEAUX P, GAUTHIER D, POIRIER G, CAND SAUMANDE J, (1982).** plasma levels of LH, FSH, prolactin, œstradiol-17 $\beta$  and progesterone during natural and induced œstrus in the dairy goat. *theriogenology*, 17, 313-323.

**CORCY JC. (1991).** la chèvre, la maison rustique.

- CORNIER.S et al** « voie de signalisation noth et développement précoce des mammifères » 2007
- CROS N.**(2005).Le sexage de foetus par echographie chez la vache ;étude de l'utilisation pratique sur le terrain ;Thèse de doctoratVétérinaire ,Ecol national vétérinaire de Lyon.
- CROSS PC et MERCER KL. (1995)**, Ultra structurecellulaires et tissulaires, approche fonctionnelle, 1993, traduit de l'anglais par DEMEF.J-F et HAUMONT.S .
- CSOLTNER.D 2001** la reproduction chez les animaux d'élevages zootéchnie générale 3<sup>eme</sup> édition.
- DERIVAU J et ECTORS F (1980)**, physiologie de la gestation et obstétrique vétérinaire, édition, le point vétérinaire, 273p.maison Al Fort.
- DERIVAUX J.ECTORS F.BECKENS F.(1976)**.donnes récents en gynécologie animale. Ann.
- DRIANCOURT. MAGOUGEON A.MONNIAUX D.ROYERE D et THIBAUT C. (2001)** folliculogenese et ovulation .Dans la reproduction chez les mammifères et
- DRION PV et BEKERS JF, (2002-2003)**:physiologie de la reproduction FMV.ULG.
- GAYARD.V(2007)** cours de la physiologie de la reproduction université Toulouse.
- GELUCK.P** « super ovulation induite par les hormones gonadotropes – FIV »
- GRESSIER. B. (1999)**.Etude de l'influence du rapport FSH/LH dans le cadre de la supéroovulationchez la chèvre.TH.Med.Vol 85.
- Hart B.L., Jones T.O., 1975.** Effects of castration on sexual behavior of tropical male goats. Hormones and Behavior, 6, 247-258.
- HENDERSON.KM, ELLEN.BALL. K ET MAC NATTTY.KP,(1988)**.consequences of increasing or decreasing plasma FSH concentration during the preovulatoryperiod in romneyems.J. Reprod.and fert ,vol 84,187-196
- Jardon C., 1988.** Utilisation actuelle du diagnostic de gestation, en élevage, chez la brebis. Rec. Méd. Vét.,164,135-140
- J-B.BAILLIER.Paris.
- KHAN W. (1994)**-Examen echographique des bovins.In :*Atlas de diagnostics echographiques.*
- KIRBERGE R.M, 1995**; images arifact in diagnostic ultrasound. A Review veterinary radiology and ultrasound, 36 (4) 297-306
- L'homme .I.N.R.A.PP 573-576.
- LEMELIN.M.(2002)**.colloque sur la chèvre ,produire à l'année ,pourquoi et comment ?.CRAAQ.

**Llewelyn C.A., Perrie J., Luckins A.G., Munro C.D., 1993.** Oestrus in the British white goat: timing of plasma luteinizing hormone surge and changes in behavioural and vaginal traits in relationship to onset of oestrus. *British Vet. J.*, 149, 171-182.

**Madel A.J., 1983.** Detection of pregnancy in ewe lambs by A-mode ultrasound. *Vet. Rec.*, 112, 11-12. *t. Vet. J.*, 61, 377-382.2

**MAI W.(1999).** les artefacts de l'image échographique. *Point Vet*

**MARIANNE RAES, VALERIE HERALY et JEAN-LOUP BISTER centre d'insémination et de sélection ovins (CISO)** filière ovins et caprins n°16 avril 2006.

**McTaggart H.S, 1971.** Observations on the behaviour of an island community of feral goats. *Br. Vet. J.*, 127, 399- 400.

**Meredith M.J., Madani M.O.K., 1980.** The detection of pregnancy in sheep by A-mode ultrasound. *Br. Vet. J.*, 136,b 325-330. *t. Rec.*, 131, 560-56

**MICHEL. A et WATTIAUX. PH.D.(1999).** Système de reproduction du bétail laitier. institut Babcock pour la recherche et le développement international du secteur laitier. Université de Wisconsin à Madison. USA.

**NEAL, ROBERT.A JAMES.Y, ROBERT.A.D 2001:** maîtrise de la reproduction ovine en Algérie. Thèse de doctorat d'état en biologie de la reproduction ; université d'Oran, pp, 254.

**NICKL R, et SCHUMMER A,(1973),** THE viscera of the domestic animals, Berlin and New-york:Springer-verlag,401p.

**Okada M., Hamada T., Takeuchi Y., Mori Y., 1996.** Timing of proceptive and receptive behavior of female goats in relation to the preovulatory LH surge. *J. Vet. Med. Sci.*, 58, 1085-1089.

**Okada M., Hamada T., Takeuchi Y., Mori Y., 1996.** Timing Of proceptive and receptive behavior of female goats in relation to the preovulatory LH surge. *J. Vet. Med. Sci.*, 58, 1085-1089.

**Rouger Y., 1974.** Etude des interactions de l'environnement et des hormones sexuelles dans la régulation du comportement sexuel des bovidae. Thèse de doctorat d'Etat de l'université de Rennes.

**THIBAUT C, BEAUMONT A et LEVASSEUR MC.(1998)** .la reproduction des  
vetebres .Edition MASSON.Paris.

**VAISSAIRE J-P. (1977)**, sexualités reproduction des mammifères domestiques

**VINOLRS C, Meikie, E; A FORSBERG M, 2004.**Accuracy of evaluation ovarian  
structures by transrectal ultrasonography in ewes' animal reproduction science 80.

**Watt B.R., Andreson G.A., Campell I.P., 1984.** A comparison of six  
methods used for detecting pregnancy in sheep. Aus

**YOUNGQUIST RS. (1997).**Currant therapyin large animal theriogenology, Ist  
edition.philadelphia: WB Saunders company.898p

**ZARROUK.A. SOULEM.O. DRON.P.V et BECKERS.J.F.(2001).**caractéristiques de la  
reproduction.



## **DEDICACES**

*A ceux qu'ont fait de moi un homme : ma mère et  
mon père,*

*A tous mes frères : Kiki, Dehmane, Heffo, Omar,  
Bejji, Hemimi, Lehouas et notre fierté YOUNES.*

*A mes deux sœurs Ghania et Kahina,*

*A mes deux neveux Assirem et Islam :*

*Je dédie ce modeste travail.*

*Belkacem*

## REMERCIEMENTS :

Tout d'abord, mes plus profonds remerciements seront réservés à Dieu qui nous a destinés à l'enrichissement de notre savoir jusqu'à la fin de nos études.

En particulier, je tiens à remercier vivement mon promoteur, Mr **YAHIA Achour** pour ses conseils précieux et ses efforts fournis tout au long de cette année et cela dans le seul but de me éclairer le chemin de la réussite.

Un vif remerciement pour mon co-promoteur Dr vétérinaire Mr **NEDJAR Sofian** qui s'est montré présent dans les moments difficiles de mon projet.

Je tiens à remercier aussi Mr **Gherbi** maître assistant à l'université de Blida pour ses soutiens, et mon frère **Ammar** maître assistant à l'**INPTC-Alger** pour son soutien moral.

Je n'oublierai pas tous ceux qui ont contribué de prêt ou de loin à la réussite de mon projet.