

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

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Nutrition et de Technologie Agro-alimentaire



Mémoire

Pour l'obtention du diplôme de

MASTER 2

En sciences agronomique

Option :

Production animale

Thème

***Variations cytologiques et histologiques de l'utérus
chez la brebis au cours de la gestation***

Présenté par :

- ✓ AID Naima
- ✓ AID Soria

Devant le jury :

| | | |
|----------------------|---------------|-----|
| Présidente | Mme OUABED A | Pr |
| Examineur 1 : | Mme MELIANI S | MCA |
| Examineur 2 : | Mr NIAR A | Pr |
| Promoteur : | Mr HEMIDA H | MCA |

Année universitaire : **2019/2020**

REMERCIEMENT

Avant tout, nous avons à remercier Dieu le tout puissant et miséricordieux, qui nous donné la force et la patience d'accomplir ce modeste travail.

Nous remercions tout d'abord Monsieur HOUARI Hemida qui nous a permis de réalises ce travail sous sa direction.

Nous ne saurons jamais oublier sa disponibilité et ses conseils judicieux.

Nous remercions les membres du jury :

Mme OUABED A, le président du jury de ce mémoire ;

Mme MELIANI S et Mr NIAR A examinateurs de ce travail pour avoir bien voulu examiner et juger ce travail,

Nous remercions beaucoup Monsieur BENISSA Toufik,

Mr Achir Mohamed,

A tous les vétérinaires de l'abattoir de Tiaret et a tout le personnel de l'institues des sciences vétérinaires de Tiaret.

En fin, nous remercions tous ceux qui ont du pré ou du loïn contribuée à la réalisation de ce travail. On présent remerciements et notre gratitude.

Dédicaces

Nous dédions de travail :

A nos chers parents

A nos chères sœurs: khaïra, lília, chaïma,

Barkana;

A nos cher frère : Mohamed ;

A tous nos amis «Hiba, Mariem, Ahlem, Hadjre, Naïma;

*A tous nos collègues « promotion Master II production
animale »*

A tous nos professeurs surtout Mr HOUARI Hemida

Naïma, Soría

SOMMAIRE

| | |
|-------------------------------------|-----|
| Liste des figures | I |
| Liste des tableaux | II |
| Liste des abréviations | III |
| Introduction | 1 |

I. PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I: APPREIL GENITAL DE LA BREBIS

| | | |
|--------------|--|----|
| 1 | Rappel sur anatomie | 3 |
| 1.1 | Vulve..... | 3 |
| 1.2 | Vagin..... | 3 |
| 1.3 | Col de l'utérus (cervix)..... | 4 |
| 1.4 | Utérus..... | 4 |
| 1.5 | Oviductes..... | 5 |
| 1.6 | Ovaires..... | 6 |
| 2 | Physiologie de la reproduction de la brebis..... | 7 |
| 2.1 | La puberté..... | 7 |
| 2.2 | Le cycle sexuel de la brebis..... | 7 |
| 2.2.1 | Les phases de cycle sexuel..... | 8 |
| 2.3 | Variations de l'activité sexuelle..... | 9 |
| 2.4 | Comportement sexuel de la brebis..... | 9 |
| 2.5 | Fécondation..... | 10 |
| 2.6 | Gestation..... | 12 |

CHAPITRE II : HISTOLOGIE DU TRACTUS GENITAL

| | | |
|----------------|-------------------------------------|----|
| 1 | Etude histologique | 14 |
| 1.1 | Histologie de l'ovaire..... | 14 |
| 1.1.1 | Zone vasculaire ou médulla..... | 14 |
| 1.1.2 | Zone parenchymateuse ou cortex..... | 14 |
| 1.1.3 | Follicules ovariens..... | 14 |
| 1.1.3.1 | Follicules primordiaux..... | 15 |
| 1.1.3.2 | Follicules primaires..... | 15 |
| 1.1.3.3 | Follicules vésiculeux..... | 15 |
| 1.1.3.4 | Follicule mûr..... | 16 |
| 1.1.3.5 | Ovulation..... | 17 |

| | | |
|---------|---|----|
| 1.1.3.6 | Le corps jaune..... | 17 |
| 1.2 | Histologie de l'utérus..... | 18 |
| 1.2.1 | Séreuse ou périmètre..... | 18 |
| 1.2.2 | Musculeuse ou myomètre..... | 18 |
| 1.2.3 | Muqueuse ou endomètre..... | 19 |
| 1.2.3.1 | L'épithélium..... | 19 |
| 1.2.3.2 | Le stroma endométrial..... | 19 |
| 1.2.3.3 | Les glandes utérines | 20 |
| 1.3 | Histologie de vagin..... | 21 |
| 2. | Etude cytologique | 22 |
| 2.1 | Méthodes de prélèvements cytologiques..... | 22 |
| 2.1.1 | Méthodes d'écouvillonnage..... | 22 |
| 2.1.2 | Méthode de lavage utérin..... | 22 |
| 2.2 | Eléments d'un frottis cytologique utérin..... | 22 |
| 2.2.1 | Cellule épithéliale..... | 22 |
| 2.2.2 | Les Cellule inflammatoire | 23 |
| 2.2.3 | Cellule neutrophile..... | 23 |
| 2.2.4 | Les cellules parabasales..... | 23 |
| 2.2.5 | Les cellules intermédiaires | 23 |
| 2.2.6 | Les cellules superficielles..... | 23 |
| 2.2.7 | Macrophage..... | 24 |
| 3. | Détermination la durée de gestation et l'âge et du fœtus | 25 |
| 3.1 | Méthode de KELLER..... | 25 |

II. PARTIE EXPERIMENTALE

CHAPITRE I : MATERIEL ET METHODES

| | | |
|-----|--|----|
| 1. | Constitution de l'échantillon d'étude..... | 27 |
| 2. | Examen cytologique..... | 27 |
| 2.1 | Matériel..... | 27 |
| 2.2 | Méthode..... | 27 |
| 2.3 | Coloration des lames..... | 28 |
| 2.4 | Lecture des lames..... | 29 |
| 3. | L'étude histologique..... | 30 |
| 3.1 | Matériel | 30 |

| | | |
|-------|---|----|
| 3.2 | Méthode..... | 31 |
| 3.2.1 | Fixation..... | 31 |
| 3.2.2 | Traitement des tissus | 31 |
| 3.2.3 | Inclusion et confection des blocs..... | 32 |
| 3.2.4 | Coupe..... | 32 |
| 3.2.5 | Coloration..... | 32 |
| 3.2.6 | Lecture des lames | 33 |
| 4. | Détermination la durée de gestation et l'âge et du fœtus..... | 33 |

CHAPIRE II : RESULTATS ET DISCUSSION

| | | |
|--------------|---|----|
| I. | Résultats | 40 |
| I.1 | Cytologie endométriale..... | 40 |
| I.2 | Etude histologique..... | 43 |
| I.2.1 | Changements histologiques de l'endomètre..... | 43 |
| I.3 | Répartition des brebis gravide abattues en fonction de la durée de la gestation | 46 |
| II. | Discussion | 47 |
| | Conclusion | 49 |
| | Résumé | 50 |
| | Reference bibliographique | |
| | Annexes | |

Liste des figures

| | | |
|-------------------|---|----|
| Figure 1. | Appareil génital de la brebis (Dudouet., 2012)..... | 3 |
| Figure 2. | Utérus de la brebis (Bister., 2002)..... | 4 |
| Figure 3. | Oviducte de la brebis (Bister., 2002)..... | 5 |
| Figure 4. | Système reproducteur de la brebis (Bonnes et al., 1988)..... | 6 |
| Figure 5. | Cycle sexuel de la brebis (Dudouet ., 2012)..... | 8 |
| Figure 6. | Migration de l'ovule et de l'embryon de l'oviducte vers l'utérus chez la brebis (Barice et al., 1995). | 11 |
| Figure 7. | Coupes histologiques des ovaires de brebis agneaux de 40 jours. (a) Les follicules primordiaux. (b) Les follicules primaires. (c) Les follicules secondaires (Torres-Rovira et al.,2014)..... | 16 |
| Figure 8. | Coupe longitudinale de la paroi utérine (Boquel.,1982)..... | 18 |
| Figure 9. | Photographie de l'utérus dans l'exposition ovine le: (A) épithélium (B) Lamina propria superficielle. (C) glande utérine (Shehan et al.,2019).. | 20 |
| Figure 10. | Photographie de l'utérus chez le mouton montrant des glande utérine (Shehan et al.,2019)..... | 21 |
| Figure 11. | Prélèvement cytologie de l'utérus de la brebis (photo personnelle 2020). | 26 |
| Figure12. | Coloration MGG (photo personnelle2020)..... | 27 |
| Figure 13. | Coloration des lames (photo personnelle2020). | 27 |
| Figure 14. | Microscope lié à un appareil photonumérique..... | 32 |
| Figure 15. | Technique de mensuration des fœtus pour détermination de l'âge..... | 33 |
| Figure 16. | Le pourcentage de toutes les cellules étudiées..... | 35 |
| Figure 17. | Frottis d'impression montre plusieurs cellules parabasales isolées ou en amas avec un noyau rond et volumineux..... | 36 |
| Figure18. | Photomicrographie montre les parabasales (CP) séparé et quelques cellules intermédiaires (CI), nous avons noté (les globules rouges(GR) et les cellules division CD)..... | 36 |
| Figure19. | Photomicrographie montre les cellules polynucléaires neutrophiles (PNN).et quelques cellules parabasales (CP) séparé..... | 36 |
| Figure 20. | Coupe histologique du l'utérus d'une brebis gestante, on observe le myomètre (M), L'endomètre (E), et le Périmètre (p) (H&E, 400x)..... | 37 |
| Figure 21. | Les cellules polynucléaires neutrophiles (H&E, 400x)..... | 40 |
| Figure 22. | Répartition des brebis gravide en fonction de la durée de la gestation... | 40 |

Liste des tableaux

| | | |
|----------------------|---|----|
| Tableau I. | les phases de cycle sexuel (Hannatet Merabet ., 2004)..... | 8 |
| Tableau II. | Détermination de liage foet1 de petits ruminants en fonction de la longueur directe (Nsekayarenze.,1988)..... | 25 |
| Tableau III. | Matériel et produits utilisés..... | 30 |
| Tableau IV. | Programmation de l'automate..... | 33 |
| Tableau V. | Détermination de l'âge des fœtus..... | 36 |
| Tableau VI. | Résultats de l'étude microscopique d'un frottis d'impression de 18 cas chez les brebis gestant..... | 40 |
| Tableau VII. | Modifications histologiques de l'épithélium de la muqueuse utérine chez la brebis pendant la gestation..... | 44 |
| Tableau VIII. | Modifications histologiques des glandes utérines chez la brebis pendant la gestation..... | 45 |

Liste des abréviations

Spz : Spermatozoïde.

CJ : Corps jaune.

PGf2 α : Prostaglandine F₂ α .

FSH: Folliculo-Stimulating Hormone.

LH: Luteotropic Hormone.

MGG: May-Grunwald-Giemsa

Introduction

En élevage ovin, aussi bien qu'en élevage bovin, la rentabilité d'une exploitation est fortement dépendante des performances de reproduction du troupeau. Parmi les facteurs ayant un impact sur les performances de la reproduction, les problèmes liés à l'utérus.

L'utérus est un organe important à la reproduction. La structure de l'utérus peut être étudiée par des examens cytologiques et histologiques.

L'examen histologique est la discipline qui étudie et décrit la structure microscopique des cellules, des tissus et des organes de tous les êtres vivants. Elle se base le plus souvent sur l'examen de coupes très minces (**Lullmann-Rauch 2008**).

L'examen cytologique de l'appareil génital est souvent utilisé pour évaluer d'éventuelles lésions de reproduction chez l'être humain et les animaux domestiques. L'examen cytologique endométrial a été proposé pour la première fois par (**Gilbert et al., 1998**) chez les bovins, puis repris par (**Kasimanickam et al. 2004**). Pour démontrer l'existence de formes subcliniques d'endométrite. Chez d'autres espèces, l'examen cytologique endométrial fait partie des techniques communément utilisées depuis de nombreuses années dans le diagnostic des endométrites, endométrioses et maladies inflammatoires pelviennes (**Riddle et al. 2007 ; Leblanc et al., 2009**).

Cette étude décrit les changements cytologiques et histologiques dans l'utérus de la brebis gestante abattus au niveau de la battoire de Tiaret.

L'objectif de ce travail était déterminé les variations par l'examen cytologique et par l'examen histologique de l'utérus du la brebis au cours de la gestation. L'étude expérimentale présentée ici consiste à prélever sur L'utérus, au niveau de l'abattoir, un prélèvement histologique et prélèvement cytologique contigus ont été réalisés, et ce afin de comparer au travers de la cytologie et d'histologie.

PARTIE
BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I
APPREIL GENITAL
DE LA BREBIS

1. Rappel anatomique

L'appareil génital de la brebis est constitué par les ovaires, les oviductes, l'utérus, le col de l'utérus, le vagin et la vulve (**Figure 1**).

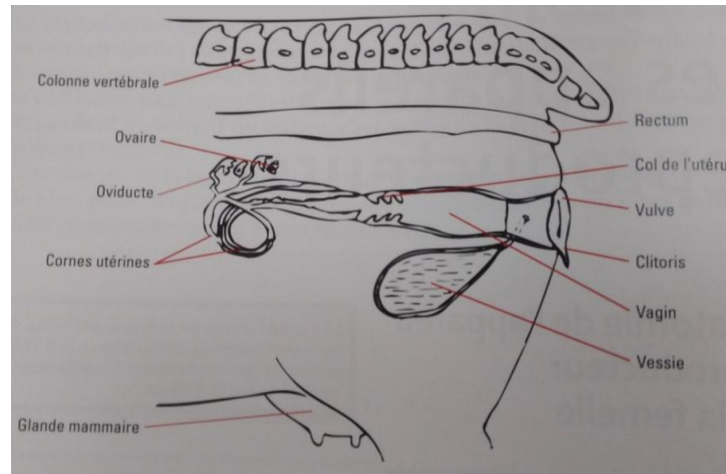


Figure 1. Appareil génital de la brebis (**Dudouet., 2012**).

1.1 Vulve

La vulve est la partie commune du système reproducteur et urinaire. On peut distinguer l'orifice externe de l'urètre provenant de la vessie s'ouvrant dans la partie ventrale, qui marque la jonction entre la vulve et le vagin. Les lèvres et un clitoris très court constituent les autres parties de la vulve (**bonnes et al.,1988**).

1.2 Vagin

Avec une longueur de 10 à 14 cm, le vagin constitue l'organe de l'accouplement. Son apparence intérieure change en fonction du stade du cycle sexuel. Lorsqu'une brebis est en chaleur, le vagin contient un fluide plus au moins visqueux, sécrété par le col de l'utérus, et sa muqueuse prend une coloration rougeâtre, causée par l'augmentation de l'irrigation sanguine. (**Baril et al., 1998**).

Les brebis dont le vagin est plutôt sec et couleur pâle ne sont probablement pas en chaleur. Ce phénomène peut facilement être observé lors des inséminations. Chez l'agnelle, une mince membrane obstrue partiellement le vagin, l'hymen, qui est perforé lors du premier accouplement (**Baril et al., 1998**).

1.3 Col de l'utérus (cervix)

Le cervix est une partie très importante qui sépare, en permanence, la cavité utérine de la cavité vaginale. Il est composé d'un tissu muqueux sécrétant le mucus cervical et d'un tissu musculueux comprenant des muscles lisses et des fibres de collagène. Les anneaux cervicaux consistent en une série de crêtes dures ou de plis annulaires (**Baril., 1993**).

1.4 Utérus

L'utérus constitue l'organe de la gestation et son rôle est d'assurer le développement du fœtus par ses fonctions nutritionnelles et protectrices. La première partie de l'utérus se nomme le corps et a une longueur d'à peine 1 à 2 cm. L'utérus se divise ensuite en deux parties pour former les cornes utérines d'une longueur de 10 à 15 cm. Les cornes utérines sont côte à côte sur une bonne partie de leur longueur et leur partie libre, dirigée latéralement, s'atténue en circonvolution. D'une largeur d'environ 10 mm, elles s'effilent vers l'oviducte où leur diamètre n'est plus que de 3 mm ; La paroi interne de l'utérus est constituée d'une muqueuse dans laquelle on retrouve une multitude de vaisseaux sanguins, l'endomètre et le myomètre (**Barone., 2010**).

L'endomètre joue un rôle primordial dans la survie et le développement du fœtus pendant la gestation. Les contractions du myomètre sont impliquées dans le transport des spermatozoïdes vers l'oviducte et dans l'expulsion du ou des fœtus au moment de l'agnelage. La surface interne de l'utérus présente des prolongements ressemblant à des champignons, les caroncules, qui constituent les points d'attachement des membranes fœtales durant la gestation. Il y a entre 70- 100 caroncules dans un utérus de brebis (**Barone., 2010**).

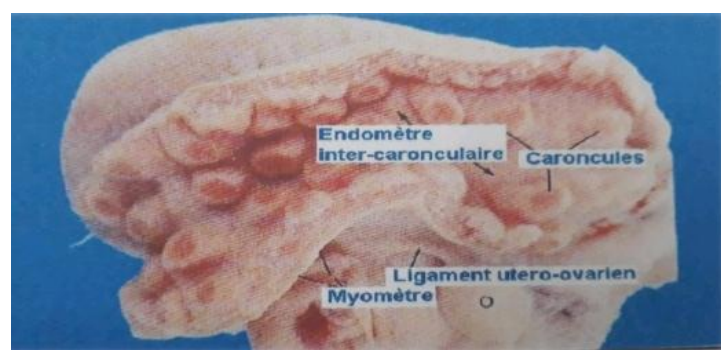


Figure 2. Utérus de la brebis (**Bister., 2002**).

1.5 Oviductes

C'est un organe tubulaire qui va de l'ovaire à la corne utérine correspondante. Tube circonvolution né de 15-19 cm de long, il est constitué, dans l'ordre, du pavillon qui capture l'ovule pondu par l'ovaire lors de l'ovulation, de l'ampoule et de l'isthme qui est relié à la corne utérine (**Baril., 1993**).

- Le pavillon en forme d'entonnoir, a une surface d'environ 6-10cm²chez la brebis. L'ouverture du pavillon est rattachée en un seul point central à l'ovaire.
- L'ampoule est la partie la plus longue et la plus large de l'oviducte où les œufs sont conservés plusieurs jours après l'ovulation. La fécondation se produit dans l'ampoule.
- L'isthme est la partie la plus courte et la plus étroite de l'oviducte. Il est directement relié à l'utérus par la jonction utéro-tubaire.

L'oviducte est composé d'un tissu épithélial formé de cellules ciliées et de cellules sécrétoires et d'un tissu musculaire. Ces différents types de tissus sont impliqués dans la capture, le transport, les modifications et la survie des ovules pondus, mais également dans le transport et les modifications des spermatozoïdes justes avant la fécondation. L'activité de ces tissus dépend également de la période du cycle œstral (**Baril., 1993**).

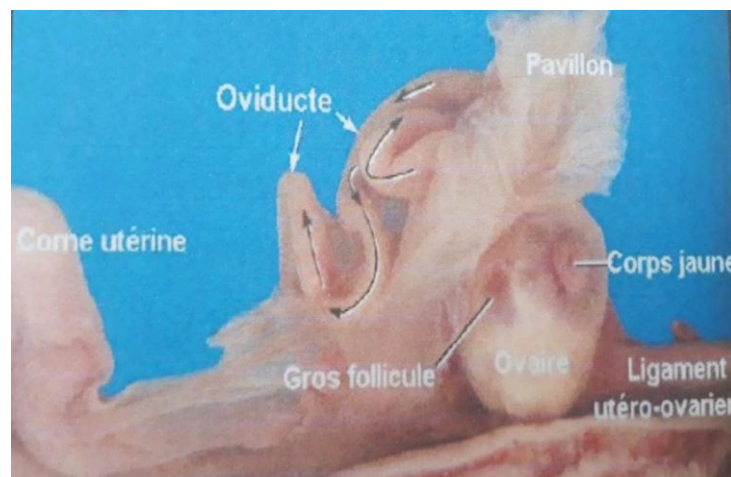


Figure 3. Oviducte de la brebis (**Bister., 2002**).

1.6 Ovaires

Ils sont aplatis, mesurent 1,5cm de longueur et il existe dans l'épaisseur du ligament large, au contact de l'ovaire et entre celui-ci et le pavillon de l'oviducte un vestige du corps de Wolff : l'organe de Rosenmüller ou épophoron. Sur chaque ovaire on distingue des bosselures plus ou moins apparentes qui sont des follicules de de Graaf à différents stades d'évolution. Chaque se compose d'une couche folliculaire (granulosa et thèques) délimitant une cavité (antrum) remplie de liquide folliculaire ; l'ovocyte est isolé sur un piédestal de cellules (cumulus proliger) rattaché à la granulosa, le tout est entouré par le stroma ovarien formant la thèque externe (Craplet et Thibier., 1980)

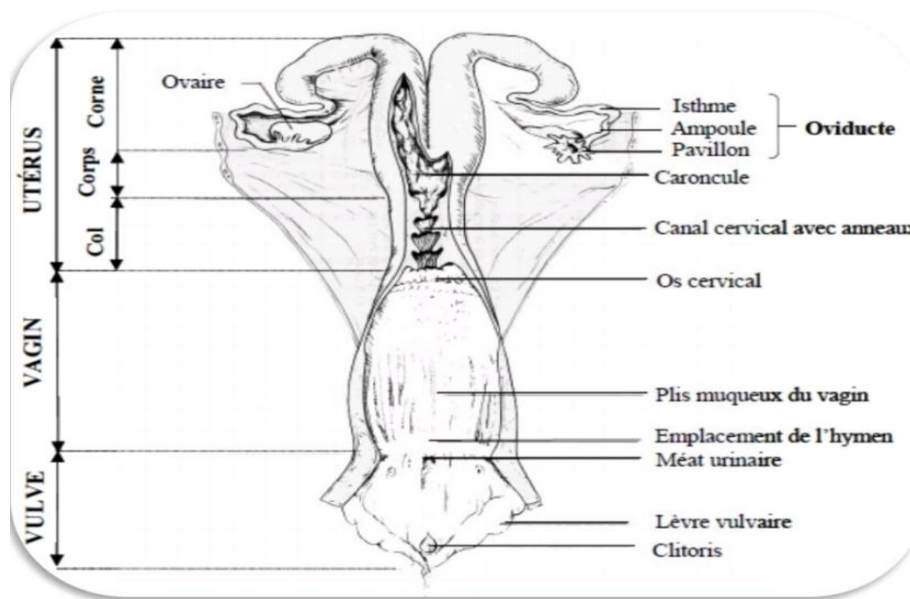


Figure 4. Système reproducteur de la brebis (Bonnes et al., 1988).

2. Physiologie de la reproduction de la brebis

2.1 La puberté

On définit la puberté comme étant l'âge ou l'animal devient apte à produire des gamètes féconds (premières chaleurs chez la femelle et première éjaculation chez le male). Il peut alors être mis à la reproduction (**Dudouet., 2012**).

La puberté se manifeste entre 5 et 9 mois selon les races mais l'apparition des chaleurs est aussi fonction :

-Du mois de naissance : les femelles qui naissent en fin d'hiver peuvent être mises à la reproduction en automne de la même année, vers l'âge de 7 à 8 mois. Pour les naissances plus tardives, les femelles seront mises à la reproduction l'année suivante (12 à 15 mois) (**Dudouet, 2012**).

-De la race : selon la race, la puberté peut être plus ou moins précoce (**Dudouet., 2012**).

-De la température : si on place des agnelles pendant les mois d'été dans des locaux à une température de 8 à 9 °C, observe un avancement de la venue en chaleurs (environ 1 mois), (**Dudouet., 2012**)

-Du poids : pour une race donnée et au même âge, la puberté est d'autant plus précoce que le poids vif est plus élevé (**Dodouet., 2012**).

-De l'environnement : durée d'éclairage, pour « réussir » cette étape aussi bien chez la femelle que chez le male, il faut respecter des normes de poids et de développement. Les animaux doivent avoir atteint 3/4 du poids vif adulte à la lutte. En effet, il faut que les femelles pèsent 4/5 du poids vif adulte à la mise-bas (**Dodoute., 2012**).

2.2. Cycle sexuel de la brebis

Le cycle sexuel, d'une durée moyenne de 17 jours (\pm jours), se traduit par un ensemble de modification :

- **au niveau de l'ovaire :** production de gamètes ;
- **au niveau du comportement :** les chaleurs ; la brebis devient plus agressive, elle recherche le mâle ;
- **au niveau hormonal :** production d'hormones qui interviennent sur le cycle.

Le cycle sexuel comprend le cycle ovarien et le cycle œstrien (ce dernier correspond à l'intervalle entre deux périodes de chaleurs consécutives) (figure 5), (Dudouet., 1997)

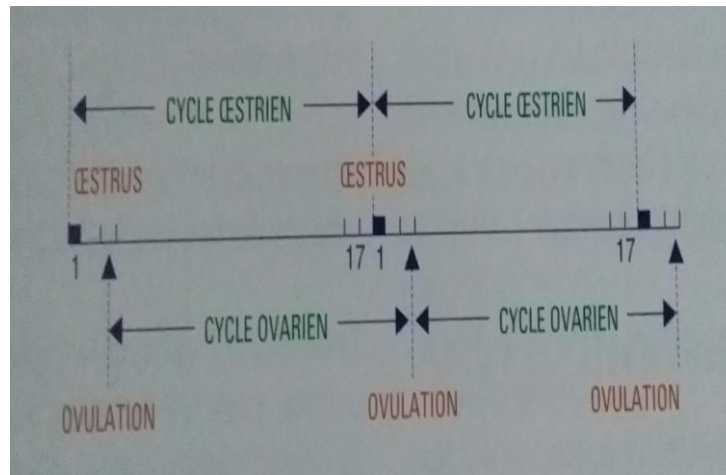


Figure 5. Cycle sexuel de la brebis (Dudouet., 2012).

2.2.1 Les phases de cycle sexuel

La brebis est une espèce poly œstrienne saisonnière, elle se divise en 4 phases :

Tableau I. Les phases de cycle sexuel (Hannatet., 2004).

| Phase du cycle | Caractéristiques | Modification biologique |
|--------------------|--|--|
| Pro-œstrus | En moyenne 3J. la sécrétion d'œstrogène en augmentation. | -écoulement vaginal+ endomètre œdémateux, épais +col largement ouvert à 1cm de diamètre. |
| œstrus | Dure de 36 à 40 h (très courte en présence du bélier). La sécrétion d'œstrogène est maximale. | -Lèvres tuméfié, œdémateuses +le col s'ouvre encore « 2cm » + écoulement d'un filament mucus cervical liquéfié + augmentation de la tonicité utérine. |
| Post-œstrus | Ou « phase lutéale » dure 2à 14J. après ovulation, le follicule se transforme en CJ (soit cyclique ou gravidique). | -Col se ferme + il n'y a plus d'écoulement + les contractions de l'utérus ce calme + sécrétion d'un liquide blanchâtre (lait utérine) en fin de cette période. |
| di-œstrus | Dure 15 à 17J. il y'a sécrétion de PGf2α par l'endomètre, CJ régressé. | -col complètement fermé par un bouchon + régression de l'utérus. |

2.3 Variations de l'activité sexuelle

Chez la brebis, les périodes d'inactivité sexuelle (anœstrus) résultent des effets de la saison de l'année (an œstrus saisonnier), de l'agnelage (an œstrus post-partum) ou de la lactation.

La brebis est une polyœstrienne saisonnière, c'est-à-dire qu'elle démontre une succession d'œstrus pendant une période particulière de l'année. Cette période s'étend, en moyenne, des mois d'août à janvier (période de jours courts – saison sexuelle), mais varie considérablement en fonction de différents facteurs (race, alimentation, régime...). C'est la durée du jour qui détermine en majeure partie le début et l'arrêt de la saison d'activité sexuelle. Pendant l'autre portion de l'année, la brebis ne démontre pas d'œstrus et est dans une période de repos sexuel (Période de jours longs – contresaison sexuelle) (**Brice et al.,1995**).

2.4 Comportement sexuel de la brebis

Par rapport à l'espèce bovine, le comportement des femelles ovines en chaleurs est relativement discret. Il se manifeste seulement en présence du mâle et son intensité est variable en fonction du type de femelle et de la saison :

- en automne, la brebis est excitée, elle va au-devant du bélier, tourne autour de lui, et cherche à placer sa tête dans ses flancs et dans la région scrotale. A l'approche du bélier, elle s'immobilise, tourne la tête sur le côté et le regarde, agite la queue, puis accepte le chevauchement ;
- au printemps, ce comportement est moins marqué et la brebis reste davantage dans le troupeau.

L'agnelle est agitée, curieuse, se porte beaucoup moins devant le bélier et parfois fuit à son approche. Ces différences de comportement, associées à la ardeur sexuelle du bélier au printemps, expliquent d'une part la nécessité de limiter à cette époque le nombre de brebis par bélier risque de s'intéresser uniquement à ces dernières (**Bonnes., 2005**).

L'éleveur ne procède pas à la détection des brebis en chaleurs, sauf cas particulier de lutte en main sans synchronisation des chaleurs. Cette détection peut réaliser à l'aide de béliers vasectomisés ou de béliers entiers munis d'un tablier leur interdisant la saillie.

Pendant la lutte, un contrôle de la venue en chaleurs des brebis peut être réalisé par observation du comportement des animaux d'une part, par pose d'un harnais marqueur au poitrail des béliers d'autre part. Les brebis saillies sont alors marquées sur la croupe (**Bonnes., 2005**).

2.5 Fécondation

La saillie (monte + érection + éjaculation) est rapide, le sperme est déposé au niveau du col de l'utérus ; on décrit classiquement pour la saillie 5 méthodes :

1. Dans la méthode naturelle (lutte libre) le bélier est continuellement dans le troupeau : c'est la méthode la plus couramment pratiquée car la seule employée dans les troupeaux ordinaires à raison d'un bélier adulte pour 50 brebis et d'un jeune bélier pour 30 brebis (en saison favorable).
2. dans la méthode intermittente on place le ou les brebis pendant 12 heures sur 24 avec les male, soit le jour, soit la nuit. Cette pratique aurait pour but de reposer les béliers mais suivant certains éleveurs moutonniers elle serait défectueuse car pour eux c'est un fait d'observation que les mâles et les femelles se reposent mieux lorsqu'ils son ensemble après la saillie : les femelles dans les 24 heures qui suivent la fécondation aiment à rester auprès du mal et celui-ci est bien plus calme et se repose mieux lorsqu'on le laisse avec les femelles qu'il a fécondées (**Craplet et Thibier., 1980**).
3. Dans la lutte contrôlée on réunit dans un parc le bélier et le lot de brebis qui lui est affecté.
4. La méthode de la lutte en main dont on parle beaucoup est peu employée car elle est très compliquée et le fait d'attraper les femelles en chaleur les rend indociles. Cette pratique consiste à déceler les femelles en chaleur par un male qui ne peut faire la saillie, appelé boute-en-train, puis à attraper les femelles ainsi découvertes et à les mettre au male fécondant. Le boute-en-train est soit un bélier normal dont un tablier enduit de peinture rouge et fixé en avant du poitrail l'empêche de saillir les femelles qu'il saute, tout en les marquant sur la croupe, soit un male vasectomisé, c'est-à-dire dont on a ligaturé le canal qui conduit le sperme du testicule à la verge (**Craplet et Thibier., 1980**).

5. l'insémination artificielle

Son utilisation ne peut être faite qu'après une synchronisation des chaleurs. La semence contenue dans une paillette de 0,25 cc (80 million de spz) est le plus souvent fraîche, c'est-à-dire récoltée et conditionnée la veille par le centre d'insémination.

Cette semence sera déposée à l'entrée du col de l'utérus. La fertilité est de 60 à 65% selon les races. Comme il est impossible de déposer la semence au-delà du col de l'utérus, il est possible d'inséminer les femelles par voie intra-utérine. Dans ce cas, un trocard placé dans le flanc gauche, permet de déposer, par son intermédiaire, directement la semence à l'entrée des trompes. Les résultats sont améliorés de 10%. Mais le cout de l'intervention est plus élevé (de 30 à 50 F), (Dudouet.,1997).

Le cout de l'insémination varie de 25F à 40 F. son financement fait aujourd'hui l'objet d'aides sous forme de subventions qui couvent la quasi-totalité de ce montant (Dudouet.,1997).

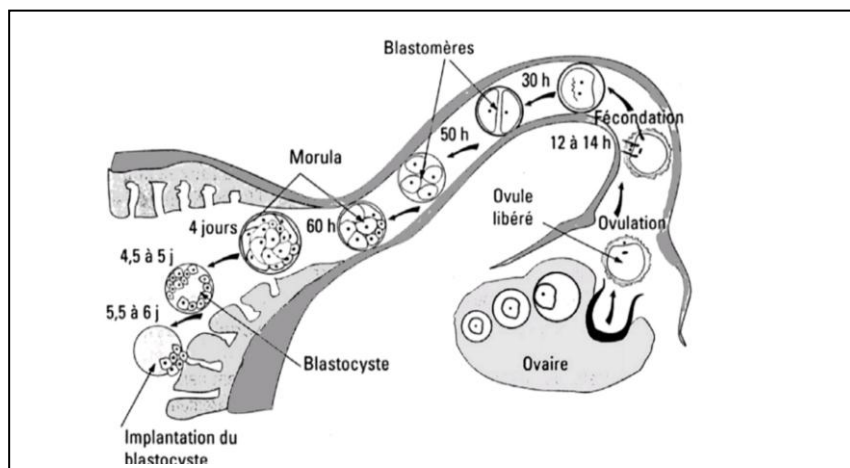


Figure 6. Migration de l'ovule et de l'embryon de l'oviducte vers l'utérus chez la brebis

(Barice et al., 1995).

2.6 Gestation

C'est la période qui s'écoule entre la fécondation et la mise-bas.

Chez la brebis, la durée de la gestation est en moyenne de 146 jours avec des extrêmes compris entre 140 et 152 jours. Cette durée est variable et dépend de :

-**la race** : les races Romanov et Finnoise se distinguent par une durée de gestation plus courte ;

-**l'âge de la femelle** : les jeunes femelles ont une durée de gestation plus courte ;

-**la taille de la portée** : la durée de gestation est plus longue pour les portées simples que pour les portées multiples.

Cette gestation se déroule en deux étapes :

- **La pro gestation** : elle dure environ 20 jours. Pendant cette étape, l'œuf mène une vie libre. Pour éviter toute mortalité embryonnaire, il est vivement conseillé de renoncer à toute intervention ou manipulation pendant cette période et à tout changement brusque dans la conduite (alimentation....) ;

- **La gestation proprement dite** : elle commence à la fin de la nidation, à partir du 17^e jour, alors que l'œuf commence à se fixer. Pendant cette gestation, les enveloppes fœtales se mettent en place. Parmi ces enveloppes, on trouve l'amnios, qui contient un liquide nourricier, l'allantoïde (encore appelée 1^{re} poche des eaux), dans laquelle s'accumulent les déchets, et le chorion, qui enveloppe le tout. Sa membrane externe porte des villosités appelées cotylédons, d'où l'appellation placentations cotylédonaires (**Dudouet., 2012**).

Le placenta (ensemble des tissus maternels et fœtaux) assure la fixation du fœtus et le passage des éléments nutritifs. Il a par ailleurs un rôle protecteur et hormonal.

Il ne laisse pas passer les anticorps fabriqués par la mère, d'où la nécessité absolue de faire boire le colostrum au jeune le plus rapidement possible après la naissance (**Dudouet., 2012**).

CHAPITRE II
HISTOLOGIE DU TRACTUS
GENITAL

1. Etude histologique

1.1 L'histologie de l'ovaire

L'ovaire est constitué par un lit conjonctif ou stroma (stroma ovarii) dans lequel les autres constituants sont repartis de façon inégale. On y reconnaît deux couches, l'une étendue du hile au centre de la glande, est riche en vaisseaux et forme la médulla ou zone vasculaire ; l'autre périphérique, est le cortex ou zone parenchymateuse qui contient les organites ovariens (follicules et formation dérivées) (**Barone., 1978**).

1.1.1 Zone vasculaire ou médulla

Elle est formée d'un stroma conjonctif dans lequel sont disséminés au voisinage du hile quelques faisceaux de fibres musculaires lisses, qui prolongent ceux du mesovarium. Elle est riche en divisions flexueuses des artères, veines et nerfs ovariens, qui lui donnent un aspect spongieux.

1.1.2 Zone parenchymateuse ou cortex

Le cortex est une large zone périphérique contenant des follicules à divers stades de développement et des corps jaunes incrustés dans un stroma du tissu conjonctif lâche. Il est recouvert d'un épithélium à faible surface cuboïde. Une épaisse couche de tissu conjonctif. La tunique albuginée, se trouve immédiatement sous l'épithélium de surface. Il est perturbé par la croissance des follicules ovariens et des corps jaunes et peut être discret lors d'une activité ovarienne accrue. Dans l'ovaire des rongeurs, des chiennes et des reines, le stroma cortical contient des cordes polyédriques cellules endocrines interstitielles. Dans l'ovaire des chiennes, les tubules corticaux sont également proéminents ; ce sont des canaux étroits bordés d'un épithélium cuboïde qui, dans certains sites, sont continus avec l'épithélium de surface (**Eurell et al., 2006**).

1.1.3 Follicules ovariens

L'évolution des follicules gamétogènes passe par une série de stades caractéristiques qui leur vaut successivement les qualificatifs de « Follicules primordiaux », « Follicules primaires », « Follicules secondaires », « Follicules murs » (**Barone., 1978**).

1.1.3.1 Follicules primordiaux

De très faibles dimensions, ils proviennent directement de la fragmentation des cordons gonadaux. Chaque follicule primordial (folliculus ovaricus primordialis) est constitué par une ovogonie (ovogonium), cellule ronde de 2μ environ pourvue d'un noyau central arrondi et entouré d'une seule assise de cellules folliculaires, plates et beaucoup plus petites. L'ensemble est limité par une très mince lame basale. Ces follicules sont très nombreux dans la période néonatale. Il n'est pas rare d'en rencontrer pourvus de deux, voire trois ovogonies sous une même enveloppe de cellules folliculaires. Beaucoup d'entre eux dégèrent ensuite et disparaissent (**Barone., 1978**).

1.1.3.2 Follicules primaires

Un follicule primaire (folliculus ovaricus primarius) peut présenter plusieurs aspects. Dans un premier stade, il ressemble encore au follicule primordial, mais l'ovogonie a subi la prophase méiotique qui fait d'elle un ovocyte primaire (ovocytus primarius). Son volume s'est accru et les cellules folliculaires, encore disposées en une seule assise, sont devenues cubiques. Les follicules de ce type sont voisins de la surface ; isolés et disséminés chez les ruminants et la truie, ils sont groupés en amas chez les carnivores et assez souvent chez la jument (**Barone, 1978**).

Au stade suivant, le follicule justement qualifié alors de « follicule plein » accroit beaucoup sa taille, surtout par multiplication des cellules folliculaires. Nombreuses et polyédriques, celles-ci se disposent en plusieurs couches autour de l'ovocyte, dont la dimension atteint 50 à 80μ et dont la situation devient excentrée en raison de leur répartition asymétrique (**Barone ., 1978**).

1.1.3.3 Follicules vésiculeux

Encore qualifié de « secondaire », chaque follicule vésiculeux (folliculus ovaricus vesiculosus, secundarius) dérive du type précédent par dissociation de l'amas des cellules folliculaires sous l'effet d'une exsudation de liquide intercellulaire. Il en résulte la formation d'une cavité centrale ou antrum, qui grossit peu à peu. De la sorte, le follicule devient bientôt visible à l'œil nu et prend l'aspect d'une vésicule sphérique remplie de liquide. Dès le début de cette évolution, le stroma périfolliculaire différencie une enveloppe appelée thèque, dans laquelle on reconnaît très tôt deux couches, interne et externe (**Barone., 1978**).

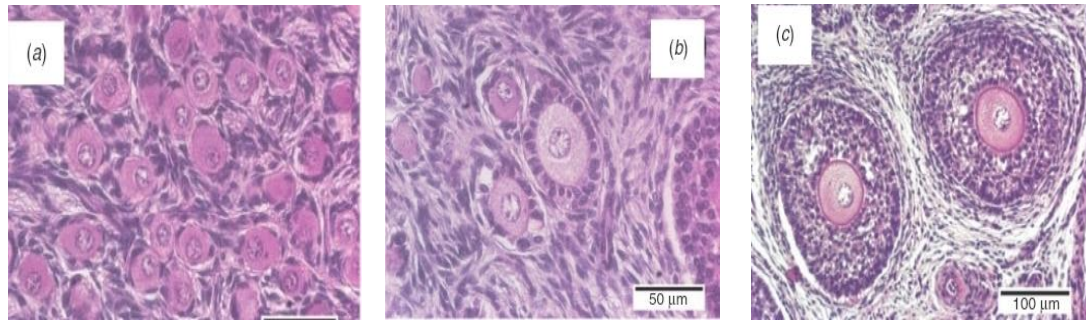


Figure 7. Coupes histologiques des ovaires de brebis agneaux de 40 jours. (a) Les follicules primordiaux. (b) Les follicules primaires. (c) Les follicules secondaires (**Torres-Rovira et al.,2014**).

1.1.3.4 Follicule mûr

Le follicule mur est un gros follicule vésiculeux sur le point de libères son ovocyte par déhiscence.

Chez les ruminants, on en trouve en général à chaque œstrus qu'un seul parfois deux, voire trois répartis sur les deux ovaires ou portés par le même.

Le diamètre du follicule mur est de 8 à 10 mm chez la brebis et la chèvre. Quelques modifications de la structure préparent la déhiscence.

En augmentation de volume, le follicule vient au contact de l'épithélium superficiel de l'ovaire et le soulève.

Ace niveau la thèque s'amincit et ses vaisseaux commencent à régresser, alors que la vascularisation et l'épaisseur s'accroissent dans tout le reste de son étendue.

La thèque interne est en effet au sommet de son activité oestrogénique et son épaissement est surtout marqué en regard du cumulus oophorus.

Ce dernie fait dans l'antrum une saillie plus forte et commence à se dissocier par exsudation de liquide intercellulaire.

Les follicules involutifs se rencontrent dans tous les ovaires et de façon constante, ce qui permet de penser qu'ils sont nécessaires au fonctionnement normal de la glande.

Il s'agit de follicules dont l'évolution n'aboutit pas à la production d'un ovule fécondable. Certains de ces follicules conservent une fonction œstrogène complémentaire de celle des follicules évolutifs (**Barone., 1978**).

1.1.3.5 Ovulation

Arrivé au terme de sa croissance, en réponse à une forte élévation des gonadotropines, la décharge ovulante, le follicule s'ouvre et libère l'ovocyte. L'ovulation se produit : 23-25 heures chez la brebis. Le follicule qui ovule occupe des positions aléatoires sur l'ovaire.

1.1.3.6 Le corps jaune

La mise en place d'un corps jaune fonctionnel dans les jours qui suivent l'ovulation. La cavité du follicule ovulant se remplit d'un mélange séro-hémorragique dans lequel se trouvent des cellules de la thèque interne et de la granulosa. En quelques jours, de profonds remaniements permettent d'obtenir un corps jaune fonctionnel, composé de grandes cellules stéroïdogènes, issues de la granulosa, et de petites cellules, issues de la thèque interne.

Les cellules stéroïdogènes ont une forme polygonale, leur cytoplasme est clair, et se charge de gouttelettes lipidiques. Les petites cellules issues de la thèque se chargent également de gouttelettes lipidiques, et se caractérisent par de grands éperons de cytoplasme clair, bordés par un tissu conjonctif vascularisé.

Sauf en cas de gestation, le corps jaune involue en fin de cycle pour donner un amas conjonctivo-fibreux blanchâtre, le corpus albicans (**Drion., 1996 ; Vandewinkel., 2000 ; Youngquist., 1997**). Il correspond à une cicatrice et peut persister plusieurs mois (**Kuhnel., 1997**).

1.2 Histologie de l'utérus

La paroi utérine comporte trois tuniques ainsi disposées de la lumière vers la périphérie : une muqueuse ou endomètre, une musculieuse ou myomètre, et une séreuse ou périmètre.

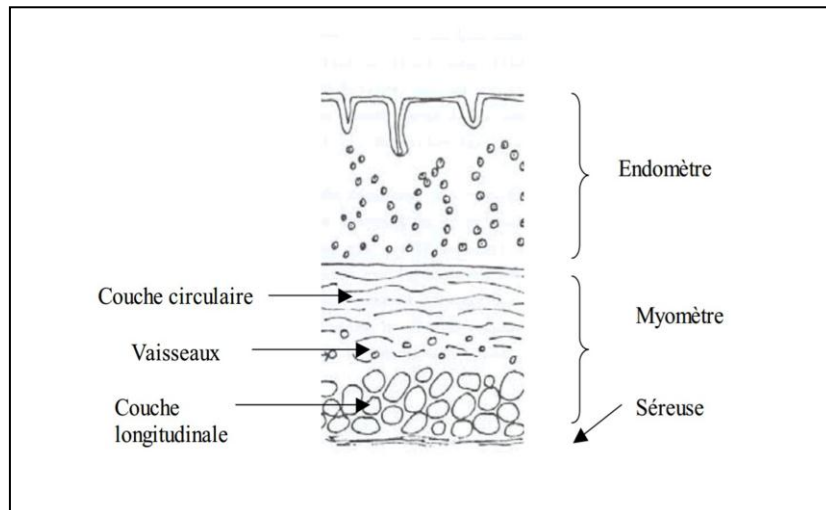


Figure 8. Coupe longitudinale de la paroi utérine (**Boquel.,1982**).

1.2.1 Séreuse ou périmètre

Tunique fibreuse qui enveloppe la matrice et peut être considérée comme l'expansion des ligaments larges qui tiennent suspendu l'utérus dans la cavité abdominale (**Vaissaire., 1977**).

1.2.2 Musculaire ou myomètre

La musculieuse est composée de deux couches concentriques de cellules musculaires lisses :

Une couche interne, composée de fibres musculaires lisses circulaires subdivisée par le plan vasculaire en une partie superficielle mince et une partie profonde plus épaisse, qui sont particulièrement renforcées au niveau du col, (**Priedkalns et Leiser., 1998**).

Une couche superficielle externe constituée de faisceaux de fibres musculaires lisses longitudinales qui augmentent en nombre et en taille au cours de la gestation. Les faisceaux sont habituellement visibles à l'œil nu à travers la sérofibreuse. Elle réunit dans une enveloppe commune les portions parallèles des cornes et délègue sur toute la longueur

de l'organe de nombreux et forts faisceaux de fibres dans les ligaments larges (**PAVAUX C.1981, et BARONE R.1990**)

L'ensemble du myomètre se montre sensible aux actions hormonales. Son épaisseur s'accroît sous l'influence des œstrogènes ; elle se réduit après la castration. Le nombre et le volume des fibres lisses augmentent beaucoup pendant la gestation. Les contractions de cette musculature interviennent pour répartir les conceptus dans les espèces où ils sont multiples. Elles déterminent aussi leur expulsion lors de la parturition. On leur attribue d'autre part un rôle dans l'ascension des spermatozoïdes : pendant la copulation, elles resserrent le cavum utérin et en expulsent le mucus ; le relâchement qui se produit aussitôt après entraîne l'aspiration du contenu vaginal (**Barone., 1978**).

1.2.3 Muqueuse ou endomètre

L'endomètre est désigné la muqueuse qui tapisse le corps et les cornes utérines. Cette muqueuse comporte un épithélium de surface et un stroma, séparés par une mince membrane basale, la lamina propria (**Deletang., 2004**).

1.2.3.1 L'épithélium

Est colonnaire, en général simple ; il peut être cubique dans les périodes d'œstrus ou diœstrus. Pseudo-stratifié par endroits chez les ruminants. Il est séparé du chorion sous-jacent par une épaisse membrane basale appelée lamina propia.

Il comporte deux types de cellules irrégulièrement mêlée, les unes ciliées, pourvues d'un noyau ovalaire ou sphéroïde, les autres non ciliées, de type sécrétoire et à noyau plus étroit et allongé. La proportion des deux types varie selon les endroits et les périodes, comme dans la trompe utérine. On peut noter que les cellules ciliées sont très peu nombreuses jusqu'à la puberté, plus abondantes chez l'adulte et qu'elles se raréfient dans l'œstrus et le métœstrus (**Souheyla., 2018**).

1.2.3.2 Le stroma endométrial

Est épais. Il comprend trois éléments principaux : des fibres de collagène, des cellules en provenance du sang (lymphocytes, granulocytes, plasmocytes) et des glandes utérines. Ces glandes sont tubulaires, bordées par un épithélium simple en continuité avec l'épithélium de surface mais dont les cellules ont une activité sécrétrice supérieure (**Derivaux., 1981**).

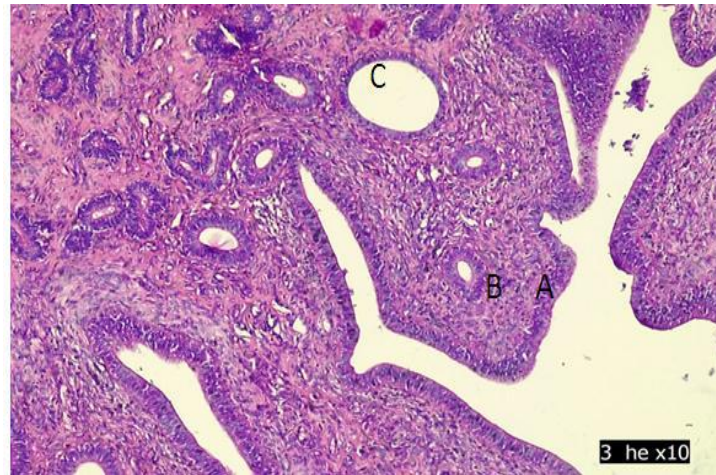


Figure 9. Photographie de l'utérus dans l'exposition ovine le : (A) épithélium (B) Lamina propria superficielle. (C) glande utérine. (Shehan et al.,2019).

1.2.3.3 Les glandes utérines

Sont tubulaires, simples ou peu ramifiées et leur épithélium est semblable à celui de la surface endométriale. Elles sont à peine ébauchées chez le nouveau-né, où elles sont représentées par de simples et courtes invaginations de l'épithélium superficiel dans un stroma encore presque entièrement cellulaire (Jocelyn., 2004).

Elles deviennent plus profondes et flexueuses à l'approche de la puberté, où elles sont commandées par l'activité ovarienne. Dans les périodes de repos (anœstrus et diœstrus) elles sont peu serrées, à peine sinueuses, sauf dans leur partie profonde, qui est plus flexueuse et atteint le voisinage du myomètre. Leur épithélium est cubique ou colonnaire bas et leur lumière étroite, encombrée de débris. Au cours du pro œstrus, elles s'allongent, se ramifient et deviennent flexueuses. L'endomètre s'épaissit et elles s'y enfoncent au point que leurs extrémités profondes, très contournées s'insinuent entre les faisceaux de la partie adjacente du myomètre. Elles s'élargissent et leur épithélium devient plus haut. Les cellules de celui-ci se multiplient et prennent des caractères sécrétoires manifestes. Cette évolution s'accroît fortement lors de l'œstrus et atteint sa plénitude dans le métrœstrus. L'endomètre passe alors par une phase sécrétoire active qui prend fin vers le début du diœstrus. Dans ce dernier, les glandes redeviennent peu flexueuses, plus courtes et plus étroites. Leur épithélium perd ses caractères sécrétoires et reprend le type colonnaire bas et cubique (Barone., 1978).

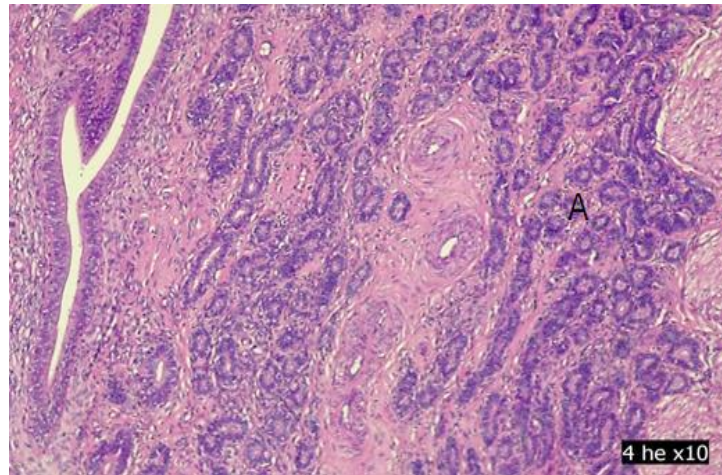


Figure 10. Photographie de l'utérus chez le mouton montrant des glande utérine (Shehan et al.,2019)

1.3 Histologie de vagin

La paroi du vagin comporte 3 couches disposées concentriquement. Ce sont .de l'intérieur vers l'extérieur :

- une muqueuse comprenant :
 - Un épithélium pavimenteux stratifié qui se kératinise et desquame au cours du cycle (Vaissaire., 1977).
 - Un chorion de tissu conjonctif caractérisé par l'adventice des fibres élastiques, des cellules lymphoïdes et des capillaires sanguins, veinules et veines (formant un plexus veineux dans la zone profonde du chorion) ainsi que par l'absence de glandes.
- Une musculuse faite de faisceaux de cellules musculaires lisses, circulaires et longitudinales, mêlés à du tissu conjonctif et à des fibres élastiques.
- Une adventice : tunique constituée par du tissu conjonctif dense pourvu de fibres élastiques (Vaissaire., 1977).

Le vagin est recouvert d'une tunique séreuse typique (tissu conjonctif lâche recouvert de mésothélium), tandis que caudalement, une tunique adventice, composée de tissu conjonctif lâche, est présente. Plexus. De nombreux faisceaux nerveux et ganglions se produisent dans la tunique séreuse et l'adventice. L'innervation est principalement sympathique, dérivée du plexus pelvien (Eurell et al., 2006).

2. Etude cytologique

L'examen cytologique du contenu utérin est une méthode rapide et peu coûteuse pour vérifier la nature de tout liquide présent et pour déterminer la présence de cellules inflammatoires (Ahmadi et Nazifi., 2006).

2.1 Méthodes de prélèvements cytologiques

Plusieurs dispositifs ont été décrits pour la réalisation du prélèvement cytologique utérin.

2.1.1 Méthodes d'écouvillonnage

Réalisée soit à l'aide d'un écouvillon ou une cytobrosse. Cette méthode consiste à introduire un écouvillon stérile préalablement protégé des contaminations par une main gantée de l'opérateur, jusqu'au passage de l'entrée du col. Il semble que la technique du cytobrosse apporte les meilleurs résultats pour l'étude cytologique.

2.1.2 Méthode de lavage utérin

Elle consiste à introduire une petite quantité du liquide physiologique tamponné, ne dépasse pas les 250 ml, dans la cavité utérine à l'aide d'une seringue. Le liquide aspiré est ensuite centrifugé afin d'utiliser le culot récupéré. Cette technique semble altérer la fertilité de l'animal, suite aux traumatismes de l'endomètre. (Souheyla., 2018).

2.2 Eléments d'un frottis cytologique utérin

2.2.1 Cellule épithéliale

Constituée à la fois une barrière et un lieu d'échanges. C'est une cellule polarisée avec une répartition particulière des organites, un pôle apical tourné vers la lumière de la cavité et un pôle basal dirigé vers le tissu conjonctif sous-jacent et reposant sur une lame basale. Elle possède généralement un noyau unique qui peut être aplati (dans les cellules pavimenteuses), sphérique (dans les cellules cubiques) ou ovale (dans les cellules cylindriques). Le cytosquelette est souvent très développé du fait du développement des systèmes de jonction (Kohler.,2010).

2.2.2 Les Cellule inflammatoire

Est la réponse des tissus vivants, vascularisés, à une agression. Cette réponse fait intervenir des phénomènes d'immunité – c'est à dire de résistance aux agressions. L'immunité peut être naturelle : elle ne dépend pas d'une exposition préalable à l'agression ou, au contraire, spécifique (cellulaire, humorale). Inflammation n'est pas synonyme d'infection mais l'infection peut être cause d'inflammation.

2.2.3 Cellule neutrophile

Ce Sont un noyau polylobé incurvé en fer de cheval « non segmenté, elle représente la population dominante en cas d'un processus inflammatoire actif. Le frottis d'un utérus sain montre peu ou pas l'existence de neutrophiles. (Souheyla., 2018).

2.2.4 Les cellules parabasales

Ce sont les plus petites cellules épithéliales, leur forme est généralement ronde et uniforme. Le noyau rende volumineux et incisé le plus souvent. La particularité de ces cellules est la présence des grosses granulations basique (bleu foncée).

2.2.5 Les cellules intermédiaires

Deux types de cellules intermédiaires.

-Les petites cellules intermédiaires :

Leur forme est ronde, ovale ou angulaire. La plupart sont ellipsoïdes (Johnston *et al.*, 2001). Leur noyau est rond. Leur taille est Variable, elle est plus grande que les cellules parabasales.

- les grandes cellules intermédiaires :

Elles sont plates. Leur contour est anguleux. Leur noyau est rond. Leur taille est variable, elle est plus grande que les cellules Parabasales et les petites cellules intermédiaires.

2.2.6 Les cellules superficielles

Ce sont les Plus grandes cellules épithéliales présentent sur les frottis utérin.leur noyan est pycnotique,absent (Johnston *et al*, 2001).

2.2.7 Macrophage

Sont des cellules grandes dont la taille varie entre 25-30 μm de diamètre, avec un cytoplasme acidophile abondant comprenant des vacuoles (intra cytoplasmiques) et parfois des particules phagocytées. Leur présence dans un frottis cervicale ou utérin est rare.

3. Détermination la durée de gestation et l'âge et du fœtus

3.1 Méthode de KELLER

La détermination du stade de gestation a été basée sur la formule de Keller, citée par Nzekanyakenze (1988) : $L = X(X + 3,5)$, avec L : la longueur (en cm) du fœtus comprise entre le sommet de l'articulation occipitale et la base de la queue et X : l'âge de gestation en mois (Pitala et al.,2012).

$$X = \frac{12,25 + 4L - 3,5}{2}$$

Tableau II. Détermination de l'âge fœtal des petits ruminants en fonction de la longueur directe (Nsekayarenze.,1988).

| Age en mois longueur directe en cm | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 |
|--|-----|-------|------|-------|-------|
| BARONE | 4 | 10 | 25 | 35 | 45 |
| PAVAUX | 4-6 | 12-16 | | 25-30 | 40-50 |
| FORMULE | 4,5 | 11 | 19,5 | 30 | 42,5 |

PARTIE
EXPERIMENTALE

CHAPITRE I
MATERIEL ET METHODES

Notre étude s'est déroulée durant le mois de février 2020 dans l'abattoir public de la wilaya de Tiaret.

1. Constitution de l'échantillon d'étude

Nous avons collecté quatre-vingt-huit matrices de brebis. Les animaux sont apparemment sains, après l'abattage de l'animal la matrice a été enlevé séparément et examinée minutieusement avec une option sur un utérus de 18 brebis gestantes.

2. Examen cytologique

2.1 Matériel

Les prélèvements pour l'étude de la cytologie génitale ont été effectués en l'utérus gravide. Les frottis ont été réalisés à l'aide d'une lame.

2.2 Méthodes

Le site prélevé était le corne gravide de l'utérus, Après incision de l'utérus avec bistouri stérile, la lame est appliquée contre l'endomètre, en appliquant une légère pression.

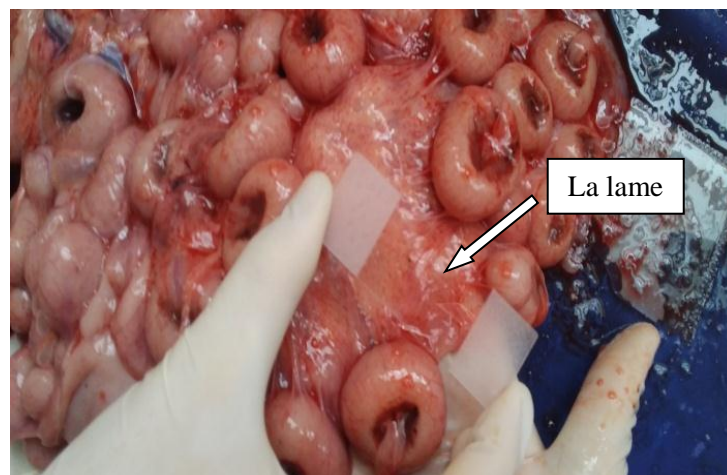


Figure 11. Prélèvement cytologique de l'utérus de la brebis (photo personnelle 2020).

2.3 Coloration des lames

Toutes les lames ont été colorées après la collecte par la coloration de **May-Grunwald-Giemsa** pendant 30 mn.



Figure 12. Coloration MGG (photo personnelle 2020).

Technique de coloration MGG

- la fixation : Déposer des gouttes de colorant de MG sur le frottis et couvrir totalement la lame, attendre 2 à 3 mn.
- nous avons ajouté d'eau distillée sur le MG et mélanger par rotation de la lame, pendant 1mn et égoutter.
- recouvrir de Giemsa dilué (1/10) pendant 15 à 20 mn, et égoutter.
- laver la lame à l'eau, et sécher la lame.

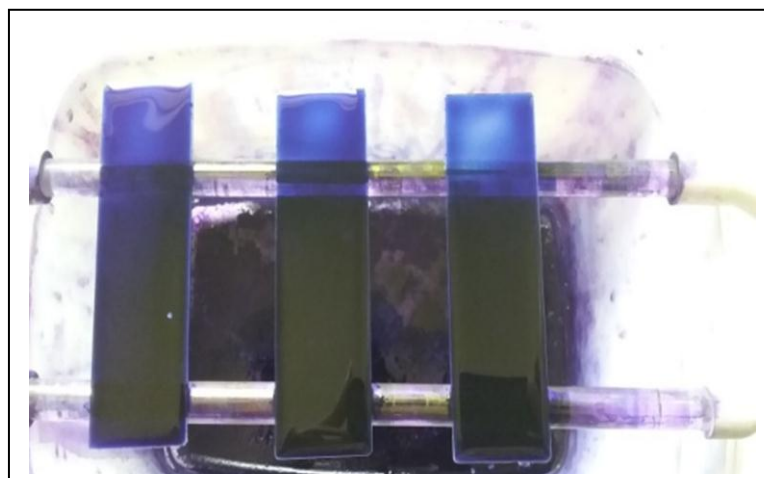


Figure 13. Coloration des lames (photo personnelle 2020).

2.4 Lecture des lames

La lecture est faite par plusieurs observations à l'aide d'un microscope optique **ZEISS** tri oculaire couplée avec caméra liée avec un ordinateur, les lames sont examinées par différents grossissement ,tout d'abord au plus faible grossissement (10x) dont le but est d'attester l'homogénéité de nos lames et la recherche d'un champ de lecture correcte, puis au grossissement intermédiaire (40x) pour le comptage des cellules et enfin à l'objectif à immersion (100x) pour confirmer le type cellulaire compté.

3. Etude histologique

3.1 Matériel :

Pour la réalisation de l'étude, nous avons eu à utiliser, d'une part, le matériel ayant servi pour les activités menées aux abattoirs (animaux, examen ante-mortem et post mortem des animaux, réalisation des prélèvements) et d'autre part, le matériel pour des analyses de laboratoire d'histopathologie.

Tableau III. Matériel et produits utilisés.

| Matériel | Produits chimiques |
|---|---|
| Scalpel et bistouri, - Ciseaux, - Couteau, - Flacons de 50 ml, - Marqueurs, - Blouse, - Gants, - Pincés - Appareil photo - Pinceaux, - Porte-bloc, - Microtome de type rotatif, (LEICA RM2125 RTS) - Lames et lamelles, - Plateaux métalliques, - Etuve type Memmert U10 (Pour séchage), - Cassettes, - Moules métalliques, - Aiguilles montées de dissection, - Un crayon (pour numérotation des coupes), - Microscope optique (ZEISS Primo Star) muni de camera (AxioCamERc 5s) - Automate (LEICA TP 1020) Centre d'enrobage (HistoCoreArcadia H 2224 et Arcadia C 2615) | - Liquide de fixation : formol 10%, - Paraffine, - Xylène, - Hemalun, - Acide alcool, - Alcools (à 85°, 95° et 100°), - Eosine, - Colle (Baume de canada). |

3.2 Méthode

Les coupes histologiques ont été réalisées suivant la technique classique de (Bancroft., 2008) qui comporte les étapes suivantes :

3.2.1 Fixation

Les organes prélevés sont rincés dans l'eau distillée pendant quelques minutes puis découpés en fragments de 0.5cm d'épaisseur. Ces derniers sont placés dans une solution de formol à 10%.

3.2.2 Traitement des tissus

Le traitement des tissus a été réalisé par un automate (Leica TP1020) qui effectue la déshydratation par passage dans une série de bains d'éthanol à concentrations croissantes (70%, 80%, 95% et 100%). La deuxième étape consiste en un nettoyage dans le xylène suivi par une infiltration par la paraffine dissoute à 56°C (Tableau IV).

Tableau IV. Programmation de l'automate.

| Poste | Réactif | Duré |
|-------|--------------|-------|
| 1 | Formol 10% | 1h |
| 2 | Formol 10% | 1h |
| 3 | Éthanol 70% | 11/2h |
| 4 | Éthanol 80% | 11/2h |
| 5 | Éthanol 95% | 11/2h |
| 6 | Éthanol 100% | 1h |
| 7 | Éthanol 100% | 1h |
| 8 | Éthanol 100% | 1h |
| 9 | Xylène | 11/2h |
| 10 | Xylène | 11/2h |
| 11 | Paraffine | 2h |
| 12 | Paraffine | 2h |

3.2.3 Inclusion et confection des blocs

Les échantillons sont mis dans des cassettes puis imprégnés à chaud par une paraffine de routine dont le point de fusion est de 54°C à 56°C. La paraffine est coulée au quart dans des moules en acier inoxydable chauffés à 60°C et les fragments de tissus y sont déposés. Après solidification de la paraffine, les blocs formés sont congelés à -20°C.

3.2.4 Coupe

Les blocs de paraffine sont préalablement taillés avant d'être réduits en coupes microscopiques de 5 µm d'épaisseur à l'aide d'un microtome.

Les coupes sont ensuite étalées dans un bain marie à 50°C puis collées sur des lames par l'albumine et séchées à 60°C pendant 1 heure pour éliminer la paraffine.

3.2.5 Coloration

Après séchage à l'étuve à 37°C pendant au moins deux heures, les lames sont colorées en Hématoxyline-Eosine (H&E) dont l'hématoxyline colore les noyaux en violet, et l'éosine colore le cytoplasme en rose.

Cette coloration a été effectuée manuellement selon le protocole suivant :

- Déparaffinage par passage dans deux bains de xylène de 15 mn chacun.
- Réhydratation par passage dans deux bains d'éthanol absolu pendant 5 minutes.
- Un bain d'alcool à 70° pendant 5 minutes.
- Coloration avec l'hématoxyline pendant 25 minutes.
- Rinçage dans l'eau de robinet pendant 15 minutes.
- Coloration à l'éosine pendant 15 minutes.
- Lavage à l'eau pour éliminer l'excès de colorant.
- Déshydratation dans l'alcool à 70° pendant 10 minutes puis dans l'alcool absolu pendant 3 minutes.
- Séchage des lames par papier buvard.
- Clarification dans le xylène pendant 15 minutes.
- Montage des lamelles à l'aide du baume de Canada en prenant soins de dégager les bulles d'air.

3.2.6 Lecture des lames

Les images numériques sont capturées avec un microscope connecté (Primo Star) à un appareil photo numérique (Primo Star) connecté à un ordinateur (HP).



Figure 14. Microscope lié à un appareil photonumérique.

4. Détermination la durée de gestation et l'âge du fœtus.

Selon la méthode de **KELLER**, nous avons calculé la durée de gestation par la formule de Keller, citée par Nzekanyakenze (1988) : $L = X(X + 3,5)$, avec L : la longueur (en cm) du fœtus comprise entre le sommet de l'articulation occipitale et la base de la queue et X : l'âge de gestation en mois.

$$X = \frac{12,25 + 4L - 3,5}{2}$$

Tableau V. Détermination de l'âge de fœtus.

| N° de fœtus | Corne | Langueur (cm) | l'âge de fœtus | Sexes (Femelle /male) |
|-------------|-------|---------------|----------------|-----------------------|
| 1 | D | 21 | 5 | M |
| 2 | D | 8 | 3 | F |
| 3 | D/G | 8 | 3 | M |
| 4 | G | 4 | 2 | F |
| 5 | D | 19 | 5 | F |
| 6 | D | 15 | 4 | F |
| 7 | D | 29 | 5 | F |
| 8 | D | 19 | 5 | M |
| 9 | D | 17 | 3≈4 | F |
| 10 | D/G | 19 | 4≈5 | F/M |
| 11 | D | 35 | 5 | F |
| 12 | G | 7 | 3 | M |
| 13 | D | 9 | 3 | F |
| 14 | G/D | 2 | 1 | M |
| 15 | G | 28 | 5 | M |
| 16 | D | 17 | 4 | M |
| 17 | D | 22 | 5 | F |
| 18 | D | 3 | 2 | M |

D : droit **G** : gauche **F** : femelle **M** : male

Ce tableau montré la détermination de l'âge du fœtus, D'après les résultats statistiques de notre étude. Nous avons remarqué que la corne droite est plus souvent gravide que la corne gauche.

La détermination du sexe (M/F) a été faite par observation des organes génitaux de l'animal.

**1 mois****2 mois****3 mois****4 mois****5 mois**

Figure 15. Technique de mensuration des fœtus pour détermination de l'âge

(Photo personnelle2020).

CHAPIRE II
RESULTATS ET DISCUSSION

I. Résultats

I.1. Cytologie endométriale

L'observation microscopique a permis de distinguer les différents types cellulaires sur les frottis d'impression de la muqueuse utérine : les cellules parabasales, les cellules intermédiaires, les cellules superficielles, des neutrophiles et des globules rouges (**Tableau VI**).

Tableau VI. Résultats de l'étude microscopique de 18 frottis d'impression réalisés chez des brebis gestantes.

| Cas | Cellules | | | |
|------------------|------------|---------------|-------------|-------------|
| | Parabasale | Intermédiaire | Superficiel | PNN |
| Cas 1 | +++ | + | - | - |
| Cas 2 | +++ | - | - | - |
| Cas 3 | +++ | - | - | - |
| Cas 4 | +++ | - | - | - |
| Cas 5 | +++ | - | - | - |
| Cas 6 | +++ | - | - | - |
| Cas7 | +++ | - | - | - |
| Cas 8 | ++++ | - | - | - |
| Cas 9 | ++++ | - | - | - |
| Cas 10 | ++ | - | - | ++++ |
| Cas 11 | ++++ | - | - | - |
| Cas 12 | ++++ | - | - | - |
| Cas 13 | ++++ | - | - | - |
| Cas 14 | ++++ | - | - | - |
| Cas 15 | ++++ | + | - | - |
| Cas 16 | ++++ | + | - | - |
| Cas 17 | ++++ | - | - | - |
| Cas18 | ++++ | - | - | - |
| TOTAL (%) | 94% | 16,6% | 0% | 5,5% |

D'après les résultats affichés sur le tableau VI, les cellules parabasales étaient les plus dominantes dans 17 sur 18 frottis (94 %) examinés, les cellules intermédiaires ont été identifiées sur 3 frottis d'impression (16,6%). Les cellules superficielles n'ont été observées dans aucun échantillon.

Les polynucléaires neutrophiles ont été observés en grand nombre sur un seul frotti d'impression (5,5%). Alors que les globules rouges se sont présentés sur la majorité des lames.

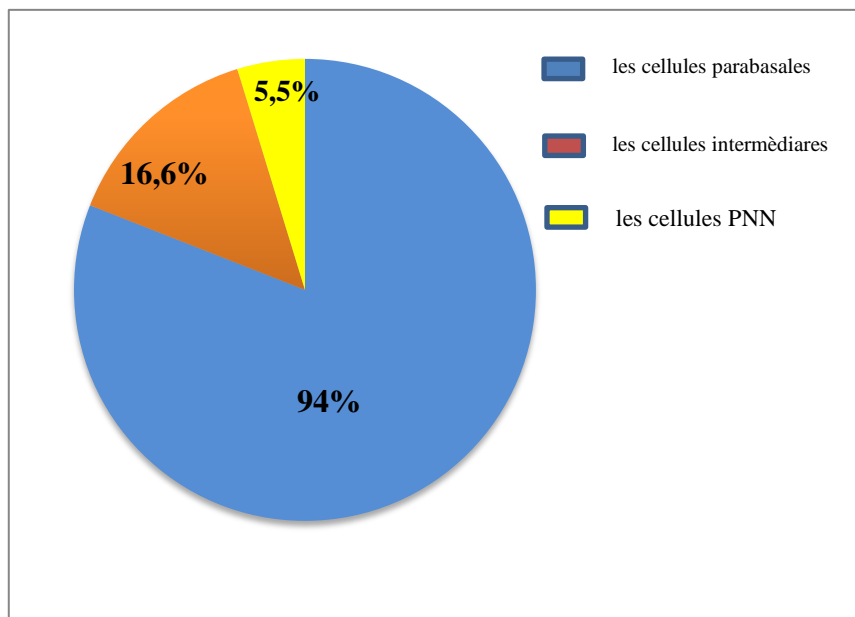


Figure 16. Représentation graphique de la distribution des différentes cellules à l'examen cytologique des frottis d'impression.

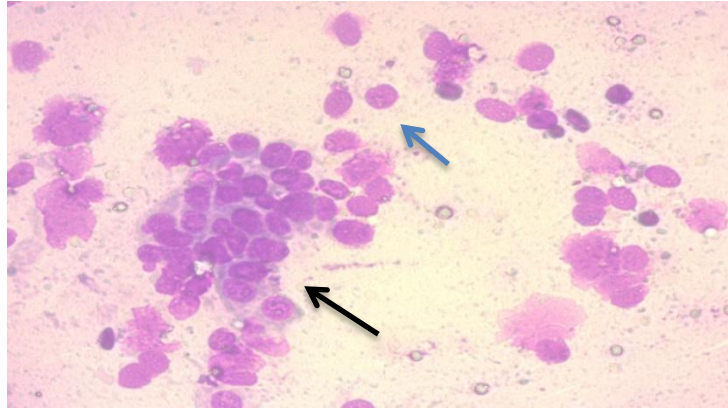


Figure 17. Photomicrographie de frottis d'impression montre plusieurs cellules parabasales se sont des cellules arondes ou élliptiques isolées (flèche bleu) ou en amas (flèche noire) avec un noyau rond et volumineux (photo personnelle2020).

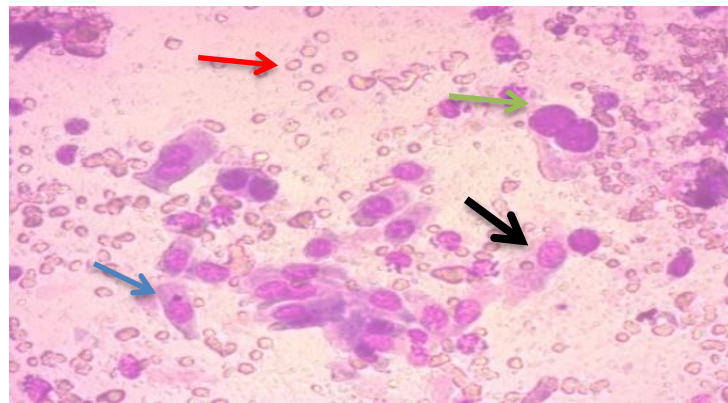


Figure18. Photomicrographie montre les parabasales (flèche bleu) séparé et quelques cellules intermédiaires (flèche noire) de taille variable avec un noyau rand et centrale, nous avons noté les globules rouges (flèche rouge) et les cellules division (flèche vers) (photo personnelle2020).

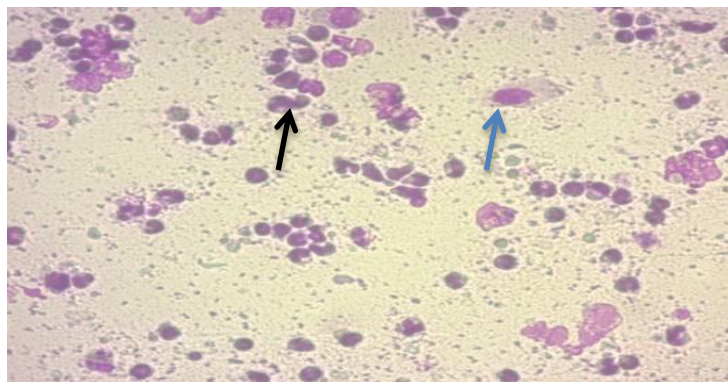


Figure19. Photomicrographie montre les cellules polynucléaires neutrophiles (flèche noir).et quelques cellules parabasales (flèche bleu) séparé (photo personnelle2020).

I.2. Etude histologique

I.2.1. Changements histologiques de l'endomètre

La (**figure 20**) montre les différentes couches de la paroi utérine de la brebis. Elle est composée d'une séreuse (périmètre), une musculuse (myomètre) et une muqueuse (endomètre). Le muscle lisse myométrial est organisé en trois couches mal définies. L'endomètre comporte un épithélium de surface et un tissu conjonctif, séparé par une membrane basale, le tissu conjonctif contient de nombreuses glandes.

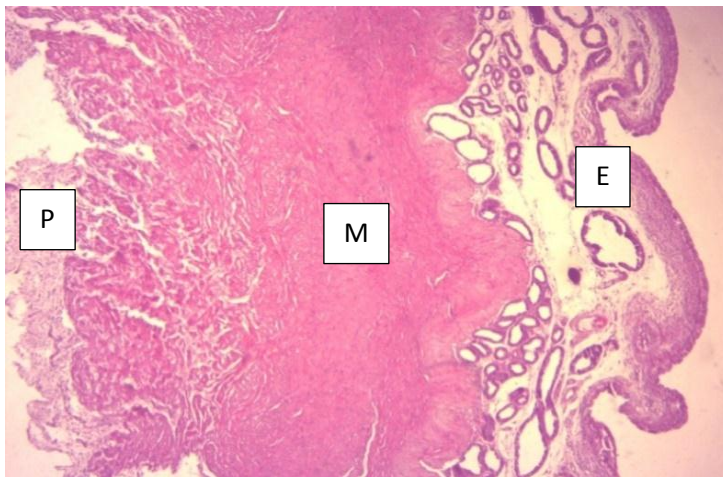


Figure 20. Coupe histologique de l'utérus d'une brebis gestante, on observe le myomètre (M), l'endomètre (E), et le Périmètre (p). (H&E, 400x) (photo personnelle2020).

Les résultats des modifications histologiques de l'épithélium de la muqueuse utérine chez la brebis pendant la gestation sont récapitulés dans le tableau **VII**. Les cellules épithéliales ont subi des modifications de la taille caractérisées par une transformation de l'épithélium cubique simple en épithélium cylindrique simple avec des cellules très hautes à noyau basale. Certaines cellules ont montré un cytoplasme clair très riche en vacuoles. Avec la progression de la gestation, les cellules épithéliales augmentent de tailles et deviennent très riches en vacuoles intra cytoplasmiques.

Tableaux VII. Modifications histologiques de l'épithélium de la muqueuse utérine chez la brebis pendant la gestation.

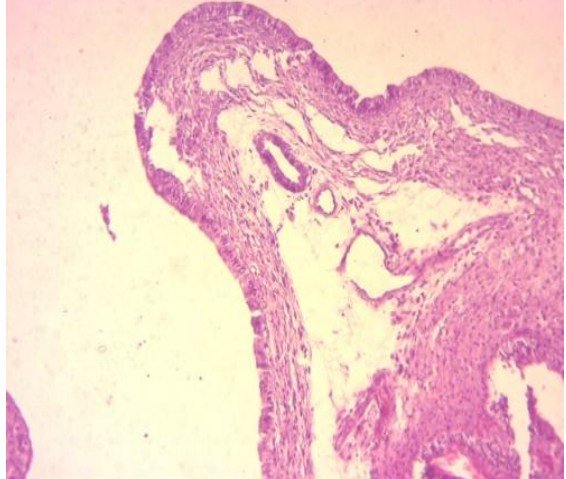
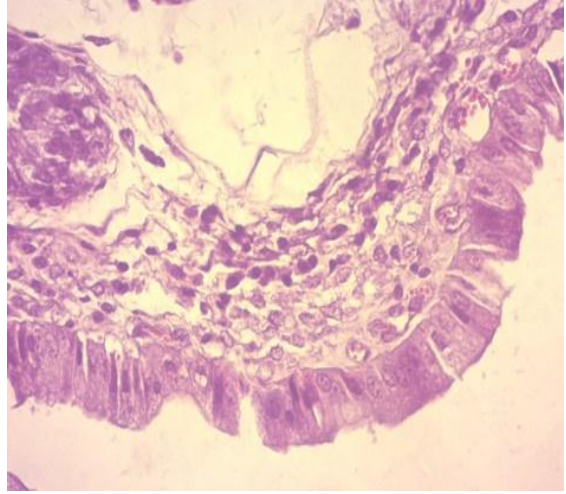
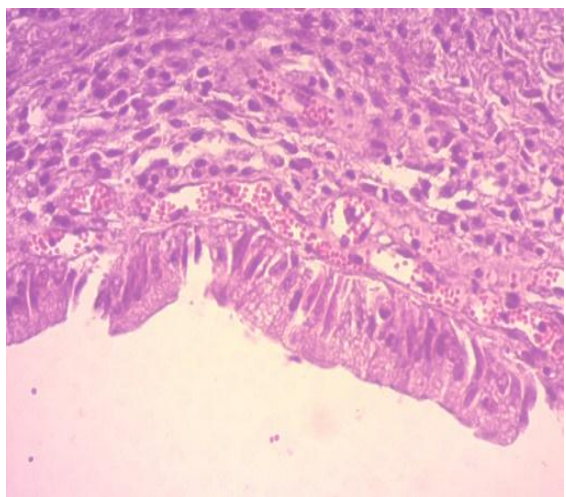
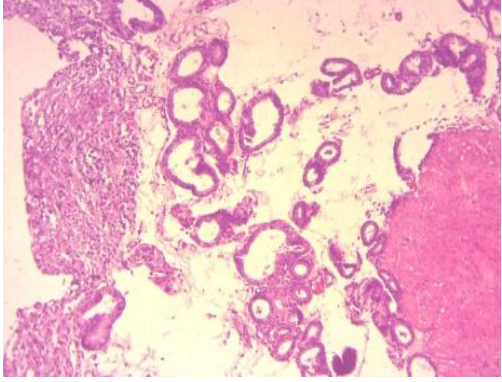
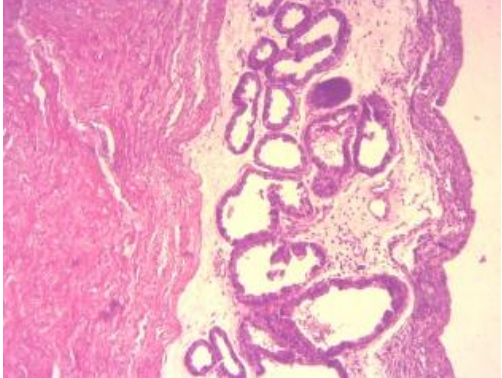
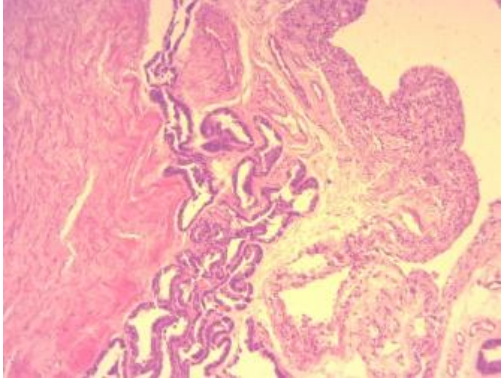
| Durée de la gestation (mois) | Coupes histologiques de l'épithélium utérin | Caractéristiques |
|------------------------------|---|---|
| 3 |  | <p>La coupe histologique montre une muqueuse utérine tapissée par un épithélium cubique simple</p> |
| 4 |  | <p>L'épithélium devient cylindrique simple avec des cellules très hautes à noyau basale. Certaines cellules montrent un cytoplasme clair.</p> |
| 5 |  | <p>Les cellules épithéliales augmentent de tailles avec prédominance des vacuoles Intra cytoplasmiques</p> |

Tableau VIII. Modifications histologiques des glandes utérines chez la brebis pendant la gestation.

| Durée de gestation (mois) | Aspect microscopique de la paroi utérine | Caractéristiques des glandes Endométriales |
|---------------------------|---|--|
| 3 |  | La coupe histologique montre plusieurs glandes qui possèdent des lumières larges |
| 4 |  | Les glandes augmentent en nombre et deviennent de plus en plus larges |
| 5 |  | Les glandes montrent une forte ramification (tortuosité) |

Ce tableau montre modifications histologiques que subissent des glandes utérines chez la brebis pendant différent stades de gestation, des modifications continues du nombre, de la forme et du diamètre des glandes ont été observées au début de gestation et se poursuit jusqu'au 5^{ème} mois. En plus, les coupes histologiques ont révélé une abondance des vaisseaux sanguins.

La figure (**figure 21**) montre une muqueuse utérine infiltrée par une population de polynucléaires neutrophiles sur une coupe prélevée d'une brebis qui a présenté une paroi de couleur marron en présence d'un fœtus momifié.

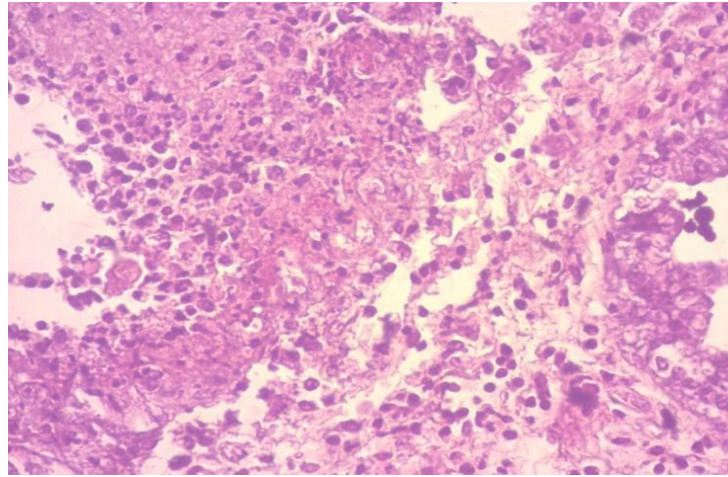


Figure21. Les cellules polynucléaires neutrophiles (H&E, 400X) (photo personnelle2020).

I.3. Répartition des brebis gravide abattues en fonction de la durée de la gestation.

Les brebis gravide abattues sont en majorité entre 4 à 5 mois de gestation (**figure 22**) avec des pertes d'agneaux énormes. Grande nombre de femelle de 4 à 5 mois de gestation sont abattues (44%).

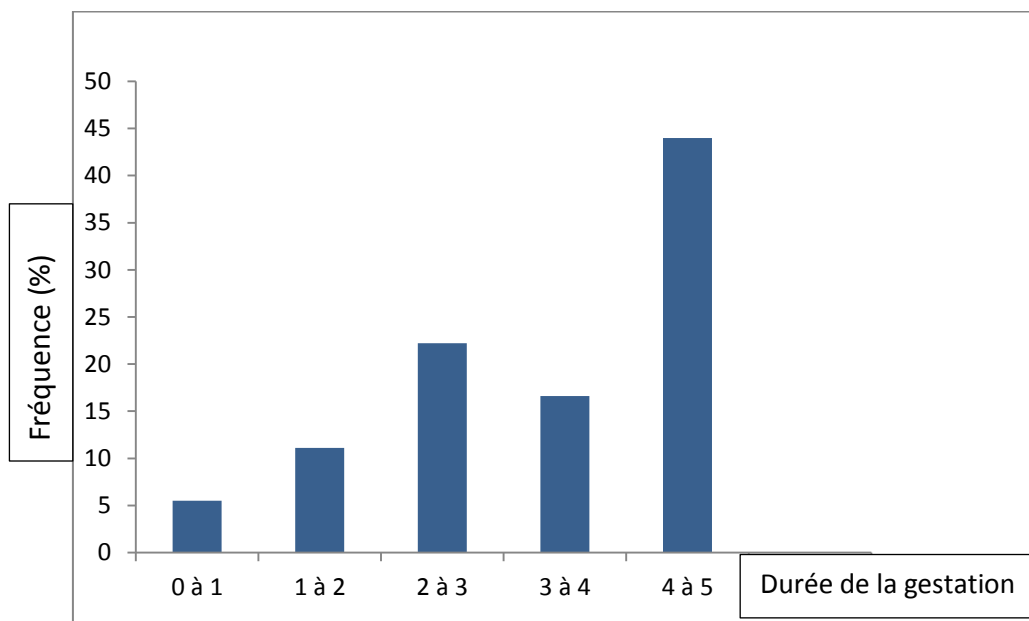


Figure 22. Répartition des brebis gravide en fonction de la durée de la gestation.

Discussion

L'examen cytologique et histologique de l'appareil génital est souvent utilisé pour évaluer d'éventuelles lésions de reproduction chez les animaux domestiques. L'objectif de ce travail était de déterminer les variations cytologiques et histologiques de la muqueuse utérine de la brebis au cours de la gestation.

L'examen cytologique des frottis d'impression de l'utérus a montré une prédominance des cellules parabasales chez la plupart (94%) des brebis gestantes examinées (après abattage). Ces changements peuvent être liés, en partie, à une augmentation de l'activité cellulaire au niveau de la corne, qui est le site privilégié de développement embryonnaire et l'implantation chez les ruminants (**Sponchiado et al, 2017, Takahashi et al .,2016, Araujo et al.,2015**).

L'étude histologique de la muqueuse utérine des brebis gestantes a montré une augmentation du nombre et une hypertrophie des glandes endométriales durant toutes les étapes de gestation. Aussi, nous avons noté un épaississement de la muqueuse utérine suite à l'augmentation du nombre des glandes et leurs ramifications. L'épithélium glandulaire a montré une transformation des cellules cubiques en cellules cylindriques fortement sécrétrices. Selon Hoyes, les glandes utérines sont actives au terme comme en début de gestation (**Hoyes., 1972**). Elles deviennent plus grandes et secrètent des nutriments dans la cavité utérine sous l'influence de la progestérone. Il convient de noter que les glandes utérines subissent une hyperplasie et continuent de fonctionner tout au long de la gestation chez les animaux domestiques pour la nutrition histotrophique du fœtus. L'infertilité des moutons a révélé un rôle essentiel des glandes utérines et de leurs sécrétions dans la survie et le développement du conceptus au début de la grossesse (**Gray et al., 2001**).

Les résultats sont en corrélation avec ceux de Stewart et ces collaborateurs, qui ont rapporté que l'hyperplasie de la glande endométriale survient entre les jours 15 et 50, suivie d'une hypertrophie pour augmenter la surface permettant une production maximale d'histotrophes après le jour 60 (**Stewart et al.,2000**).

Des résultats similaires ont montré que les glandes endométriales intercaronculaires se développent considérablement en longueur (4 fois) et en largeur (10 fois) et établissent des ramifications latérales supplémentaires pendant la gestation (**Wimsatt., 1950**).

Selon une étude morphométrique réalisée au cours de différents stades de la gestation chez la vache, il a été rapporté que la hauteur de l'épithélium luminal et

glandulaire subit une augmentation au fur et à mesure de la progression de la gestation (**Ramadan et al., 1997**). Toutefois, d'après notre recherche bibliographique, aucune donnée n'a été fournie concernant les mesures morphométriques de l'endomètre chez la brebis.

Nous avons constaté que le tissu conjonctif de la muqueuse utérine devient très riche en vaisseaux sanguins, ceci est en corrélation avec les résultats de, qui a démontré que des changements substantiels dans l'architecture des tissus utérins se produisaient au début de la gestation et que l'architecture de la microvascularisation de l'endomètre change radicalement. Il a rapporté que la plupart des grands microvaisseaux des tissus intercaronculaires étaient présents dans les zones profondes, avec seulement quelques grands microvaisseaux adjacents aux zones luminales (**Reynolds et al.,1992**)

Les cellules neutrophiles ont été observées dans une section de l'utérus d'une seule brebis (5.5%). L'examen macroscopique de l'utérus de cette brebis a montré une paroi de couleur marron en présence d'un fœtus momifié. Selon Leblanc, la population de polymorphonucléaires (PMNs) au niveau de l'endomètre augmente lors de la présence d'infection (**Leblanc et al, 2007**). Dans notre cas, l'infiltration des cellules inflammatoires pourrait être due à l'existence des parties du fœtus momifié, il s'agit d'une endométrite aigue. Généralement, les lésions inflammatoires de l'utérus sont d'origine infectieuse et résultent soit d'une infection ascendante par un organisme qui inhibe normalement le tractus génital inférieur, soit d'agents infectieux introduits dans la cavité utérine pendant l'accouplement ou l'insémination artificielle (**Dawood., 2010**).

Plusieurs méthodes servent à l'estimation de l'âge des fœtus. Ces méthodes reposent sur différentes mesures telles que le développement de la vésicule embryonnaire, la longueur tête-croupe de l'embryon, les mesures céphaliques et plus particulièrement le diamètre bipariétal et la longueur occipito-nasale (**Gonzalez et al.,1998**). Cependant, les mesures les plus fiables et les plus faciles à obtenir pour déterminer l'âge de l'embryon ou du fœtus sont la taille du fœtus et le diamètre bipariétal (**El-Amiri et al.,2003**).

CONCLUSION

Conclusion

En raison de perturbation importante causée par la pandémie de COVID-19, nous étions à l'obligation d'apporter des ajustements au protocole expérimental. En conséquence, il y avait des difficultés à respecter ce protocole et nous avons réalisé une étude des variations cytologiques et histologiques de l'utérus chez un nombre limité de brebis.

L'étude cytologique et histologique de la paroi utérine a montré des variations de l'épithélium et des glandes au cours de la gestation.

D'après les résultats, nous concluons les points suivants :

- ✓ Une prédominance des cellules parabasales dans les frottis d'impression réalisés au niveau de la muqueuse utérine.
- ✓ Les principales variations histologiques consistent en une augmentation de la taille des cellules épithéliales associée à des changements de nombre, de forme et le diamètre des lumières glandulaires.

En fin, nous rappelons que l'abattage des brebis gestantes constitue un frein au développement de l'élevage des ovins, engendrant ainsi des pertes économiques importantes.

Résumé:

L'objectif de cette étude était de déterminer les variations cytologiques et histologiques de la muqueuse utérine de la brebis au cours de la gestation. Cette étude a été réalisée sur 18 utérus de brebis gestantes abattues au niveau de l'abattoir communal de la wilaya de Tiaret. Des prélèvements histologiques et cytologiques ont été réalisés à partir de l'utérus gravide. Les frottis d'impression ont été préparés par application des lames sur la muqueuse utérine puis colorés par la technique MGG. L'examen cytologique a montré la prédominance des cellules parabasales (94%) par rapport aux autres types cellulaires, les cellules intermédiaires (16.6%) et les polynucléaires neutrophiles (5.5%). L'examen microscopique de la paroi utérine a montré des changements au niveau de la muqueuse utérine (endomètre) caractérisés par la modification des cellules épithéliales et des variations de la forme, du nombre et de la taille des glandes endométriales avec la progression de la gestation.

Mots-clés : Gestation, brebis, histopathologie, cytologie, frottis d'impression, fœtus.

ملخص :

كان الهدف من هذه الدراسة هو تحديد التغيرات الخلوية والنسجية في بطانة الرحم للنعاج أثناء الحمل. أجريت هذه الدراسة على 18 رحم من النعاج الحوامل المذبوحة بالمثلخ الجماعي بولاية تيارت. تم أخذ عينات نسيجية وخلوية من الرحم الحامل. تم تحضير مسحات عن طريق وضع الشرائح على الغشاء المخاطي للرحم ثم صبغها بتقنية MGG. أظهر الفحص الخلوي غلبة الخلايا شبه القاعدية (94%) على أنواع الخلايا الأخرى، والخلايا الوسيطة (16.6%) وخلايا متعددة النوى (5.5%). أظهر الفحص المجهرى لجدار الرحم تغيرات في بطانة الرحم تتميز بتغيرات في الخلايا الظهارية وتغيرات في شكل وعدد وحجم غدد بطانة الرحم مع تقدم الحمل.

الكلمات المفتاحية: الحمل ، الضأن ، التشريح المرضي ، علم الخلايا ، مسحة ، الجنين.

Summary:

The objective of this study was to determine the cytological and histological variations in the uterine lining of the ewe during gestation. This study was carried out on 18 uteri of pregnant ewes slaughtered at the communal slaughterhouse in the wilaya of Tiaret. Histological and cytological samples were taken from the pregnant uterus. The impression smears were prepared by applying the slides to the uterine mucosa and then stained by the MGG technique. Cytological examination showed the predominance of parabasal cells (94%) over other cell types, intermediate cells (16.6%) and polynuclear neutrophils (5.5%). Microscopic examination of the uterine wall showed changes in the lining of the uterus (endometrium) characterized by changes in the epithelial cells and changes in the shape, number and size of the endometrial glands with the progression of gestation.

Keywords: Gestation, sheep, histopathology, cytology, impression smear, fetus.

REFERENCE
BIBLIOGRAPHIQUE

- **Ahmade,M.R.,and S.Nazifi,S.(2006).** “Evaluation of reproductive status with cervical and uterine cytology in fat-tailed sheep”. Comparative clinical pathology 15.3 (2006): 161-164.
- **Araujo ER, Sponchiado M, Pugliesi G, Van Hoeck V, Mesquita FS, Membrive CMB, Binelli M.** Spatio-specific regulation of endocrine-responsive gene transcription by periovulatory endocrine profiles in the bovine reproductive tract. *Reprod Fertil Dev* 2015; xx:1–12.
- **Bancroft, John D., and Marilyn Gamble, eds.** Theory and practice of histological techniques. Elsevier health sciences, 2008.
- **Baril G., Casamitjana P., Perrin, Vallet J C; (1998).** Embryo production, freezing and transfer in Angora, Alpine and Saânen goats. *Zuchthyg*, 24: 101-115.
- **Baril, G** .Manuel de formation pour l’insémination artificielle chez les ovins et les caprins.vol.83. Food& Agriculture Org ,1993 .
- **Barone R ; 2010.** Anatomie Comparée des Mammifères Domestiques, Tome 7, Neurologie II. Vigot. Paris, 2010.
- **BARONE R.** Anatomie comparée des mammifères domestiques, Tome 4, splanchnologie II. Ed. Vigot, 2e édition, 1990, 268-447.
- **Barone Robert., (1978).** Anatomie comparée des mammifères domestiques. Tome3. Splanchnologie II. Appareil uro-génital. Fœtus et annexes. Péritoine et Topographie abdominale. Laboratoire d’anatomie Ecole national vétérinaire Lyon. 283- 327, 317-318.
- **BISTER J-1 :** FUNDP CRO laboratoire de physiologie animale Belgique 2002.
- **Bonnes, G. Desclaude, J., Drogoul, C., Gadoud, R., Jussiau, R., Le Loc’h, A., Montméas, L. et Robin, G. (2005)** reproduction des animaux d’élevage. Educagri édition.
- **Bonnes, G., Desclaude, J., Drogoul, C., Gadoud, R., Jussiau, R., Le Loc’h, A., Montméas, L. et Robin, G. (1988)** Reproduction des mammifères d’élevage. Collection INRAP. Les éditions Foucher. 239 pp.
- **BOQUEL J.L.** Pathologie du col de l’utérus et infertilité chez la vache. Thèse doc. vet. Alfort, 1982, 69 p.

- **Brice,G., Jardon, C.et Vallet, A. (1995)** le point sur la conduite de la reproduction chez les ovins.Eds.Institut de l'élevage, Paris, France.79pp.
- **CRAPLET C ., THIBIER M ; (1980).** Le Mouton. Tome IV, Vigot. Paris 1980.p160, 171.
- **Deletang F., (2004).** Rappels d'anatomie et de physiologie. PRID, Edition Sanofi Santé Animale, p 9-16.
- **Derivaux J., (1981).** La retention placentaire et les affections uterines du post-partum. In : Constantin A, Meissonnier E, editors. L'utérus de la vache. Societe Francaise de Buiatrie, Toulouse, 301-329.
- **Drion P.V. (1996).** Régulation de la croissance folliculaire et lutéale Numéro
- **Dudouet CH .(1997).**la reproduction du mouton.1^{re} édition France Agricole,1997,p65 , 74 ,75.
- **Dudouet CH . (2012).** La reproduction du mouton. 3^{eme} édition France Agricole, 2012, p 93,96,112.
- **El-Amiri B,sousa N M,Gonzalez F, karen A, Sulon J, Gabril G,Cognie Y,Szenci O, et Beckers J F 2003** Diagnostic et suivi de la gestation chez la brebis :réalités et perspectives, INRA, productions Animales 16 :79-90
- **Gonzalez B A, Santiago M J and Lopez S A 1998** Estimation of fetal development in Manchega dairy ewes by transrectal ultrasonographic measurement Small Ruminant Research .27 :243-250.
- **Gray, C. A., Bartol, F. F., Tarleton, B. J., Wiley, A. A., Johnson, G. A., Bazer, F. W., & Spencer, T. E. (2001).** Developmental biology of uterine glands. Biology of reproduction, 65(5), 1311-1323.
- **HANNAT. A et MERABET.F, (2004),** maitrise de la reproduction, mémoire de fin d'étude pour l'obtention de grade vétérinaire, université de Constantine.
- **Hoskins F.H., Hansard S.L., 1964.** Placental transfer and fetal tissue iron utilizaion in sheep. J.Nutr., 83 .10 ,14.
- **Jo Ann Eurell., Barin L. Frappier. (2006).** Dellmann's Textbook of Veterinary Histology, Sixth edition, p260-261.
- **Jocelyn,A.**thèse contrbution à l'étude des sutures des dechrures de l'uterus chez la vache par renversement provoqué de l'organe.2004,p40.

- **Johnston SD., Olson PNS., Root Kustritz MV., 2001.** The canine estrous cycle .In: Canine and feline theriogenology. Philadelphia: WB Saunders, 16-31.
- **KE Dawood.** Pathol anomalies logiques du reproductifs de brebis à Basra. IrakVet Rec , **2010**; 166 (7): 205 - 207.
- **KOHLER, C. (2010).** Les cellules sanguines. *Collège universitaire et hospitalier des histologistes, embryologistes cytologistes et cytogénéticiens, 2011.*
- **Kuhnel W. (1997).** Atlas de poche d'histologie 2eme édition française, *Flammarion Médecine-Sciences, 514p.*
- **Leblanc MM., Magsig J., Stromberg AJ., 2007.** Use of a low-volume uterine flush for diagnosing endometritis in chronically infertile mares. *Theriogenology*; 68 (3): 403-412.
- **NSEKAYARENZE, J. (1988).** *Contribution à la détermination de l'âge du fœtus de brebis Peul-Peul du Sénégal (A propos de 138 fœtus récoltés aux abattoirs de Dakar)* (Doctoral dissertation, Thèse doct. médecine vétérinaire).
- **PAVAUX C.** Elements d'anatomie. Dans : L'utérus de la vache. Anatomie, Physiologie, Pathologie. Ed. Constantin A. et Meissonier E., Société Française de Buiatrie., Maisons-Alfort, 1981, I, 9-52.
- **Pitala, W., Arouna, A., Kulo, A. E., Zongo, M., Boly, H., & Gbeassor, M. (2012).** Impacts de l'abattage des brebis en gestation sur l'élevage au Togo. *Livestock Research for Rural Development. Volume 24, Article, 209.*
- **Priedkalns et Leiser., (1998).** Female reproductive system. In : DELLMANN H., EURELL J. Textbook of veterinary histology. Baltimore, Williams and Wilkins, 247-269. Spécial « Reproduction des Ruminants », *Le Point Veterinaire*, 28, 881-900p.
- **R.lullmann-Rauch.(2008).** Histologie editions De Boeck Université, p1.
- **Shehan, NA, Kareem, DA, Hussein, HA, ALkhalad, WJ ET Jassem, ES (2019).** Étude morphologique et histologique de l'utérus chez les moutons irakiens domestiques. *Al-Qadisiyah Journal of Veterinary Medicine Sciences*, 18 (1), 117-122.
- **Souheyla, B.** thèse Influences des stéroïdes sexuels sur l'aspect cytologique et immuno- histochimique cervical et utérin au cours d'un cycle œstral chez la vache et la brebis, 2018, p2,9,8.

- **Sponchiado M, Gomes NS, Fontes PK, Martins T, Del Collado M, De A, Pastore A, Pugliesi G, Fá M, Nogueira G, Binelli M.** Pre-hatching embryo-dependent and -independent programming of endometrial function in cattle. *PLoS One* **2017**; 12:e0175954.
- **Stewart, MD, Johnson, GA, Gray, CA, Burghardt, RC, Schuler, LA, Joyce, MM, ... et Spencer, TE (2000).** Expression des récepteurs de la prolactine et des protéines du lait utérin dans l'endomètre ovin pendant le cycle œstral et la grossesse. *Biologie de la reproduction*, 62 (6), 1779-1789.
- **Takahashi H, Haneda S, Kayano M, Matsui M.** Differences in progesterone concentrations and mRNA expressions of progesterone receptors in bovine endometrial tissue between the uterine horns ipsilateral and contralateral to the corpus luteum. *J Vet Med Sci* 2016:3–8.
- **Torres-Rovira, L., Gonzalez-Bulnes, A., Succu, S., Spezzigu, A., Manca, M. E., Leoni, G. G., ... & Berlinguer, F. (2014).** Predictive value of antral follicle count and anti-Müllerian hormone for follicle and oocyte developmental competence during the early prepubertal period in a sheep model. *Reproduction, Fertility and Development*, 26(8), 1094-1106.
- **Vaissaire J.-P., (1977).** Sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoire. Paris : Maloine S.A. Editeur, p 218-225.
- **Vandewinkel E. (2000).** Contribution à l'étude des traitements de maîtrise des cycles chez la vache allaitante en région centre-ouest : facteurs de variation du taux de cyclicité avant traitement, du taux anovulation et de la fertilité à l'oestrus induit. Thèse Med. Vet. Alfort. 131p.
- **Wimsatt, WA (1950).** Nouvelles observations histologiques sur le placenta du mouton. *Journal américain d'anatomie* , 87 (3), 391-457.
- **Youngquist R.S. (1997).** Current therapy in large animal theriogenology, *Library of Congress cataloging in data*, 898 p.
- **Ramadan AA, Johnson Iii GL, Lewis GS.** Regulation of Uterine Immune Function During the Estrous Cycle and in Response to Infectious Bacteria in Sheep. *J Anim Sci* **1997**; 75:1621–1632.
- **Reynolds, L.P., & Remer, D ;A ;(1992).** Growth and microvascular development of the uterus during early pregnancy in ewes. *Biology of reproduction* ,**47(5)**, 698-708.

Annexe

Annexes N°1 : Appareillages de préparation des coupes histologiques.



Microscope ZEISS PrimoStar muni d'une camera AxioCamEPC.



Centrale d'enrobage LEICA Arcadia C 2615 et Arcadia H 2224.



Microtome LEICA RM2125 RTS



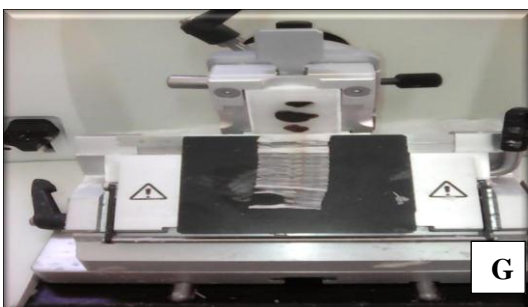
Automate LEICA TP 1020.



Bain-marie (Oasis 1 water bath).



Etuve Memmert U10



Microtome rotatif de Type Leica 2125.