

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



**UNIVERSITE HADJ LAKHDAR BATNA
FACULTE DES SCIENCES
DEPARTEMENT DES SCIENCES DE LA
NATURE ET DE LA VIE**



MÉMOIRE

Pour l'obtention du diplôme de

MAGISTERE

en Biologie

Option : Biologie Animale

Présenté par :

BOUTELIS Safia

Thème

**Étude des changements cytologiques et histologiques des
tractus génitaux de la vache et de la brebis au cours d'un
cycle œstral**

Devant le jury :

Président : Laroui S.

Professeur. Université El-Hadj Lakhdar Batna

Rapporteur : Yahia M.

Professeur. Université El-Hadj Lakhdar Batna

Examineur : Kaidi R.

Professeur. Université Saâd D'Ahlab Blida

Examinatrice : Belaaloui G.

Maître de conférences. Université El-Hadj Lakhdar Batna

Année universitaire : 2011-2012

Remerciements

Au nom de **DIEU**, qui m'a donné la force, la volonté et la patience durant toutes mes années d'étude. Et qui m'a guidé pour réaliser ce travail.

Je tiens à remercier tout particulièrement **Monsieur le Professeur Yahia M**, encadreur de cette thèse, qui m'a inspiré ce sujet et guidé dans ce travail.

Mes Sincères remerciements vont :

* A **Monsieur le Docteur A. Ayachi** de département de vétérinaire de Batna,
Pour son aide et ses précieux conseils,

* A **Monsieur le Docteur O. Bennoune**, de département de vétérinaire de Batna,
Qui m'a guidé et conseillé tout au long de la réalisation de ce travail,

*A **Monsieur Khadraoui** médecin d'histologie, au CHU de Batna
Qui a mis à notre disposition tous les moyens nécessaires à la réalisation de ce travail,

*Un remerciement particulier aux membres de jury.

A tous ceux que j'aurais oublié, qu'ils m'en excusent.

Dédicaces

A ma très chère mère,

Affable, honorable, aimable : Tu représentes pour moi le symbole de la bonté par excellence, la source de tendresse et l'exemple du dévouement qui n'a pas cessé de m'encourager et de prier pour moi.

Je te dédie ce travail en témoignage de mon profond amour. Puisse Dieu, le tout puissant, te préserver et t'accorder santé, longue vie et bonheur.

A mon père,

Aucune dédicace ne saurait exprimer l'amour, l'estime, le dévouement et le respect que j'ai toujours eu pour vous.

Ce travail est le fruit de tes sacrifices que tu as consentis pour mon éducation et ma formation.

A Mon Marie,

Sans ton aide, tes conseils et tes encouragements ce travail n'aurait vu le jour.

Que dieu réunisse nos chemins pour un long commun serein et que ce travail soit témoignage de ma reconnaissance et de mon amour sincère et fidèle.

A tous les membres de ma famille, petits et grands,

Veillez trouver dans ce modeste travail l'expression de mon affection.

A mes amis,

Liste des matières

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction

Partie théorique

CHAPITRE I : Anatomie de l'appareil reproducteur

I. 1. Ovaires	2
I. 2. Tractus génital	4
I. 2. 1. Oviducte ou trompe utérine	4
I. 2. 2. Utérus.....	5
I. 2. 3. Col de l'utérus	5
I. 2. 4. Vagin.....	5
I. 2. 5. Sinus uro-génital	5

CHAPITRE II : Physiologie et endocrinologie sexuelles

II. 1. Cycle œstral.....	6
II. 1. 1. Cycle œstral de la vache	6
II. 1. 2. Cycle œstral de la brebis	8
II. 2. Endocrinologie sexuelle lors du cycle œstral.....	9
II. 2. 1. Hormones hypothalamo-hypophysaires.....	9
II. 2. 2. Hormones stéroïdiennes	11

CHAPITRE III : Structure histologique du tractus génital

III. 1. Histologie de la trompe utérine	14
III. 2. Histologie d'utérus	17
III. 3. Histologie du cervix.....	21
III. 4. Histologie du vagin.....	23

Partie expérimentale

CHAPITRE I. Matériel et Méthodes

I. 1. Collecte des matrices.....	26
I. 2. Examen cytologique.....	26
I. 2. 1. Matériel.....	26
I. 2. 2. Méthode.....	27
I. 2. 3. Réalisation des frottis.....	28
I. 2. 4. Coloration et lecture des frottis	28
I. 2. 5. Analyses statistiques.....	29
I. 3. Étude histologique.....	29
I. 3. 1. Fixation.....	29
I. 3. 2. Imprégnation.....	30
I. 3. 3. Inclusion.....	31
I. 3. 4. Coupe.....	31
I. 3. 5. Étapes préparatoires au montage.....	32

CHAPITRE II. Résultats et discussion

II. 1. Étude cytologique.....	34
II. 1. 1. Description qualitative des populations cellulaires présentes sur les frottis génitaux	34
II. 1. 1. 1. Cytologie endométriale	35
II. 1. 1. 2. Cytologie endocervicale	36
II. 1. 1. 3. Cytologie vaginale.....	37
II. 1. 2. Description quantitative des populations cellulaires présentes sur les frottis génitaux	40
II. 2. Étude histologique.....	45
II. 2. 1. Changements histologiques de l’oviducte.....	45
II. 2. 2. Changements histologiques de l’utérus.....	47
II. 2. 3. Changements histologiques du col utérin.....	51
II. 2. 4. Changements histologiques du vagin.....	53

Conclusion

Bibliographie

Liste des abréviations

CC : cellule ciliée

CE : cellule épithéliale

CELV : cellules épithéliales à large vacuoles

CJ : corps jaune

IGF : insulin-like growth factor

PF : phase folliculaire

PL : phase lutéale.

FSH : Follicule Stimulating Hormone

FSH-RH : Folliculo-Stimuline-Releasing Hormone

GnRH : Gonadolibirine Releasing Hormone

LH: Luteinising Hormone

LH-RH : Luteising hormone-Releasing hormone

LIE : lymphocyte intraépithélial

MGG : May-Grunwald-Giemsa

PMN : cellule polymorphonucéaire

PNN : polynucléaires neutrophile

PGF2 α : prostaglandine

SEM : erreur standard de la moyenne

Liste des figures

Figure 1. Appareils reproducteurs de la vache et de la brebis.....	1
Figure 2. Coupe de l’ovaire de la vache à différents stades.....	3
Figure 3. Diagramme des étapes du développement ovarien folliculaire, de l’ovulation et de la fonction lutéinique.	4
Figure 4. Contrôle hormonal du cycle ovarien.....	9
Figure 5. Modifications de la concentration hormonale dans le plasma sanguin durant le cycle œstral.....	12
Figure 6. Profils hormonaux au cours du cycle estrien chez la brebis.....	13
Figure 7. Structure histologique de l’oviducte.....	14
Figure 8. Changements morphologiques dans les différentes sections de l’oviducte bovin.....	15
Figure 9. Surface de l’épithélium de la trompe utérine en microscopie électronique à balayage.....	16
Figure 10. Aspect histologique de l’utérus non gravide de la vache.....	17
Figure 11. Structure de corne utérine de vache en métœstrus.....	18
Figure 12. Endomètre de la vache en métœstrus.....	19
Figure 13. Glande utérine de vache.....	20
Figure 14. Structure interne du cervix de la vache.	21
Figure 15. Muqueuse cervicale de l’utérus de la vache.....	22
Figure 16. Muqueuse du col utérin.....	22
Figure 17. Structure du vagin.....	23
Figure 18. Ovaire d’une brebis.....	26
Figure 19. Cytobrosse humaine.....	26
Figure 20. Prélèvements cytologiques sur matrice de vache.....	27

Figure 21. Réalisation du frottis.....	28
Figure 22. Cassette d'inclusion.....	29
Figure 23. Automate d'imprégnation	30
Figure 24. Inclusion du tissu dans un moule de paraffine.....	31
Figure 25. Réalisation d'un ruban au microtome.....	32
Figure 26. L'étalement des coupes sur une platine chauffante.....	32
Figure 27. Les cellules épithéliales dans le frottis utérin	35
Figure 28. Frottis cytologique endométrial.....	36
Figure 29. Lymphocyte dans le frottis utérin.....	36
Figure 30. Les cellules épithéliales et de neutrophiles dans les frottis de la muqueuse cervicale.....	37
Figure 31. Les cellules parabasales dans un frottis vaginal.....	38
Figure 32. Frottis cytologique vaginal montre les petites cellules intermédiaires.	38
Figure 33. Frottis cytologique vaginal montre les grandes cellules intermédiaires.....	39
Figure 34. Cellule superficielle kératinisée anucléé dans un frottis vaginal.....	39
Figure 35. Les neutrophiles et des petites cellules intermédiaires dans un frottis vaginal.....	40
Figure 36. Frottis vaginal en phase folliculaire.....	44
Figure 37. Coupe longitudinale de l'ampoule de la brebis.....	45
Figure 38. Coupe histologique de l'ampoule de la vache en phase folliculaire.....	46
Figure 39. Coupe histologique de l'ampoule de la brebis en phase folliculaire.....	47
Figure 40. Coupe histologique du corps utérin de la vache en phase lutéale.....	47
Figure 41. Coupe histologique de l'endomètre de l'utérus de la brebis en phase folliculaire.....	49
Figure 42. Coupe histologique de l'endomètre de l'utérus de la brebis en phase folliculaire.....	49
Figure 43. Coupe histologique de l'épithélium de surface de la brebis en phase folliculaire.....	50

Figure 44. Coupe histologique de l'endomètre de l'utérus de la vache en phase lutéale.....	50
Figure 45. Coupe histologique de la muqueuse cervicale de la brebis.....	51
Figure 46. Coupe transversale de la muqueuse cervicale de la vache en phase folliculaire.....	52
Figure 47. Coupe transversale du vagin de la brebis en phase folliculaire.....	53
Figure 48. Épithélium squameux stratifié du vagin de la brebis en phase folliculaire.....	54

Liste des tableaux

Tableau 1. Anatomie comparée de l'appareil reproducteur de la vache et de la brebis.....	2
Tableau 2. Données sur la reproduction de la vache	7
Tableau 3. Durée des différentes phases du cycle sexuel de la vache.....	8
Tableau 4. La moyenne (\pm SEM) du pourcentage des cellules dans les frottis du col utérin et l'utérus des vaches à différentes phases de la reproduction.....	41
Tableau 5. La moyenne (\pm SEM) du pourcentage des cellules dans les frottis du col utérin et l'utérus des brebis à différentes phases de la reproduction.....	41

INTRODUCTION

Introduction

Un environnement utérin sain est un facteur indispensable à la réussite de la reproduction.

De nombreuses techniques de diagnostic du statut reproductif, se distinguent par la technicité, la rapidité et le cout que requiert leur mise en œuvre. La caractérisation du statut inflammatoire du tractus génital peut être effectuée par des examens cytologiques et histologiques.

L'examen histologique donne des informations de très bonne qualité sur le statut inflammatoire de l'endomètre, par évaluation de la population infiltrée et des lésions de la muqueuse utérine [**Chapwanya et al ., 2009 ; Studer et al., 1978**]. Cependant, l'utilisation de la biopsie utérine pendant de nombreuses années s'est donc limitée à des essais *ex vivo* ou a des cas isolés. Son utilité et sa valeur pronostique ont donc été ignorées à cause de sa difficulté d'emploi (cathétérisme cervical) et de son risque d'altération des performances de reproduction. Si son innocuité était confirmée par d'autres travaux, le délai nécessaire à l'analyse histologique ainsi que son cout, bien supérieur a celui d'un frottis cytologique, constitueront néanmoins des freins à son utilisation à grande échelle.

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, comme la jument ou la femme, 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**].

L'examen cytologique du contenu utérin est une méthode rapide et peu coûteuse et consiste à vérifier la nature de tout fluide présent et pour déterminer la présence de cellules inflammatoires [**Villiers et Dunn., 1998**]. L'examen cytologique endométrial, plus facile à l'utilisation que la biopsie utérine, est considéré depuis 2004 chez la vache, comme technique de référence pour l'évaluation du statut inflammatoire de l'appareil génital, par dénombrement des leucocytes infiltrés dans la muqueuse.

Cette étude décrit les changements cytologiques et histologiques dans le tractus génital de la vache et de la brebis lors des deux phases (folliculaire et lutéale) du cycle de reproduction.

Dans la première partie, à travers une étude bibliographique, nous rappellerons l'anatomie de l'appareil reproducteur de la vache et de la brebis non gravides et sa physiologie sexuelle et enfin nous étudierons la structure histologique du tractus génital (oviducte, utérus, col utérin, vagin).

La seconde partie de notre travail, comporte les techniques expérimentales pour l'étude cytologique et histologique. L'étude cytologique a été consacrée à caractériser les frottis cytologiques vaginaux, cervicaux et endométriaux pendant les différentes phases du cycle œstral. Il s'agissait tout d'abord d'évaluer, qualitativement et quantitativement, la population cellulaire présentée sur les frottis génitaux. L'étude histologique décrit les modifications histologiques au niveau de l'oviducte, l'utérus, cervix et vagin chez la brebis et la vache aux différentes phases du cycle œstral.

PARTIE THÉORIQUE

CHAPITRE I
ANATOMIE DE L'APPAREIL
REPRODUCTEUR

L'appareil reproducteur femelle comprend :

- deux gonades ou ovaires ayant une double fonction, l'élaboration des gamètes femelles et la synthèse d'hormones femelles ;
- des voies génitales : l'oviducte lieu de fécondation, l'utérus organe de gestation, le vagin et la vulve organes d'accouplement.

Les schémas de la figure 1 présentent l'appareil génital de la vache, et de la brebis.

Le tableau 1 précise quelques caractéristiques anatomiques de ces appareils [Batellier *et al.*, 2005].

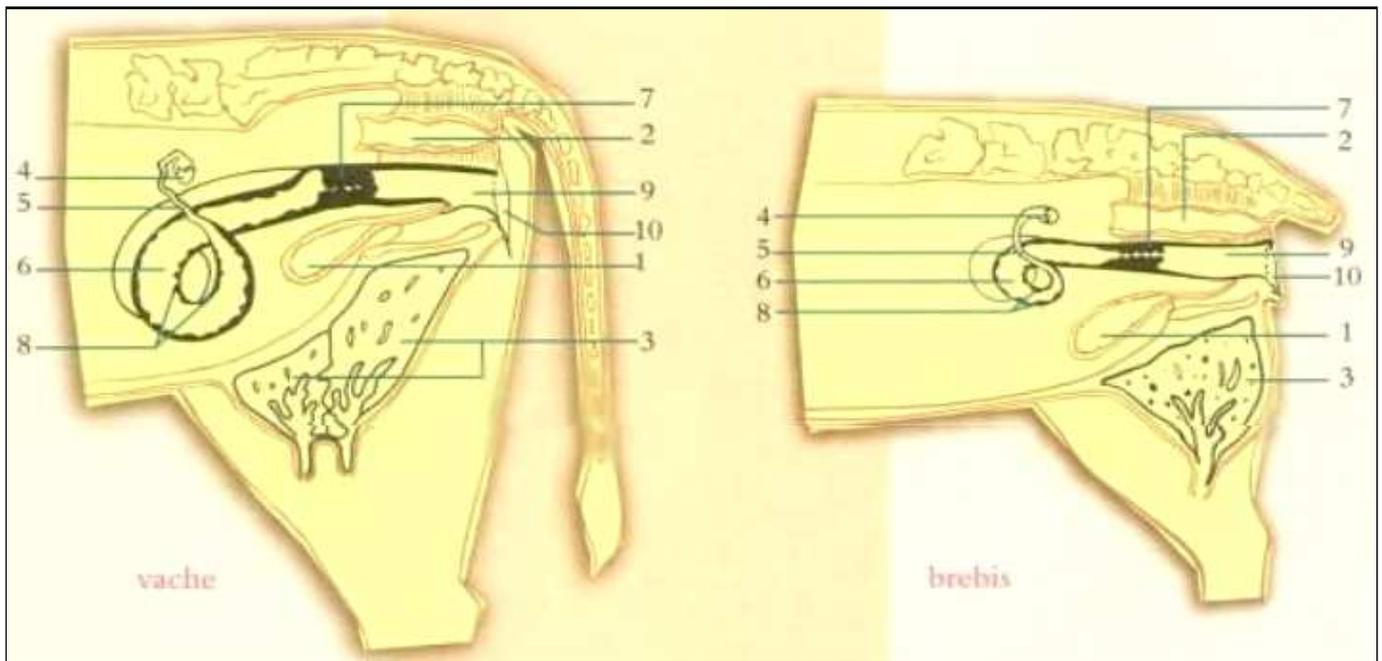


Figure 1. Appareils reproducteurs de la vache, et de la brebis

1 : vessie ; 2 : rectum ; 3 : glande mammaire ; 4 : ovaire ; 5 : oviducte gauche ; 6 : corne utérine gauche.
7 : col de l'utérus ; 8 : caroncule ; 9 : vagin ; 10 : vulve [Batellier *et al.*, 2005].

Tableau 1. Anatomie comparée de l'appareil reproducteur de la vache et de la brebis [Batellier *et al.*, 2005].

Organe		Vache	Brebis
OVAIRE	Poids (gr)	10-20	3-5
	Longueur (cm)	3,8	1,5
	Largeur (cm)	2,5	-
	Épaisseur (cm)	1,5	1
OVIDUCTE	Longueur (cm)	25	15-19
UTÉRUS	Type	Bipartite	Bipartite
	Longueur des cornes (cm)	35-40	10-12
	Longueur du corps (cm)	2-4	1-2
	endomètre	70-120 caroncules	88-96 caroncules
COL DE L'UTÉRUS	Longueur (cm)	8-10	4-10
	Diamètre (cm)	3-4	2-3
	Lumière	3anneaux parallèles	5à7 anneaux en quinconce
	Vu du vagin	Petit et saillant	Petit et saillant
VAGIN	Longueur (cm)	25-30	10-14
HYMEN		Mal défini	Bien développé
VESTIBULE	Longueur (cm)	10-12	2,5-3

I. 1. Ovaire

Est la glande génitale de la femelle. C'est un organe pair, appendu à la région lombaire et pourvu d'une double fonction : gamétogénèse, assurant l'ovogénèse, et endocrine, commandant (sous le contrôle de l'hypophyse) toute l'activité génitale par la sécrétion des hormones œstrogènes et progestatives [Barone., 1978].

Chez la vache, ils sont petits, ovoïdes, de taille variable selon l'âge et le stade du cycle œstral [Derivaux et Ectors., 1985], chaque ovaire à la forme d'une amande de 4 cm de longueur sur 2.5 cm de largeur et 1.5 cm d'épaisseur [Christian Dudouet., 2010]. De consistance ferme, leur forme est irrégulièrement bosselée par les structures telles que follicules à divers degrés de développement et corps

jaunes. La coupe de l'ovaire permet d'observer ces organites spécifiques qui correspondent à l'évolution depuis le follicule primordial jusqu'au follicule mûr qui produira l'ovocyte (figure 2 et 3).Après ovulation, ce follicule va se transformer en corps jaune qui régressera plus ou moins rapidement en fonction de la fécondation ou non fécondation [Derivaux et Ectors., 1985].

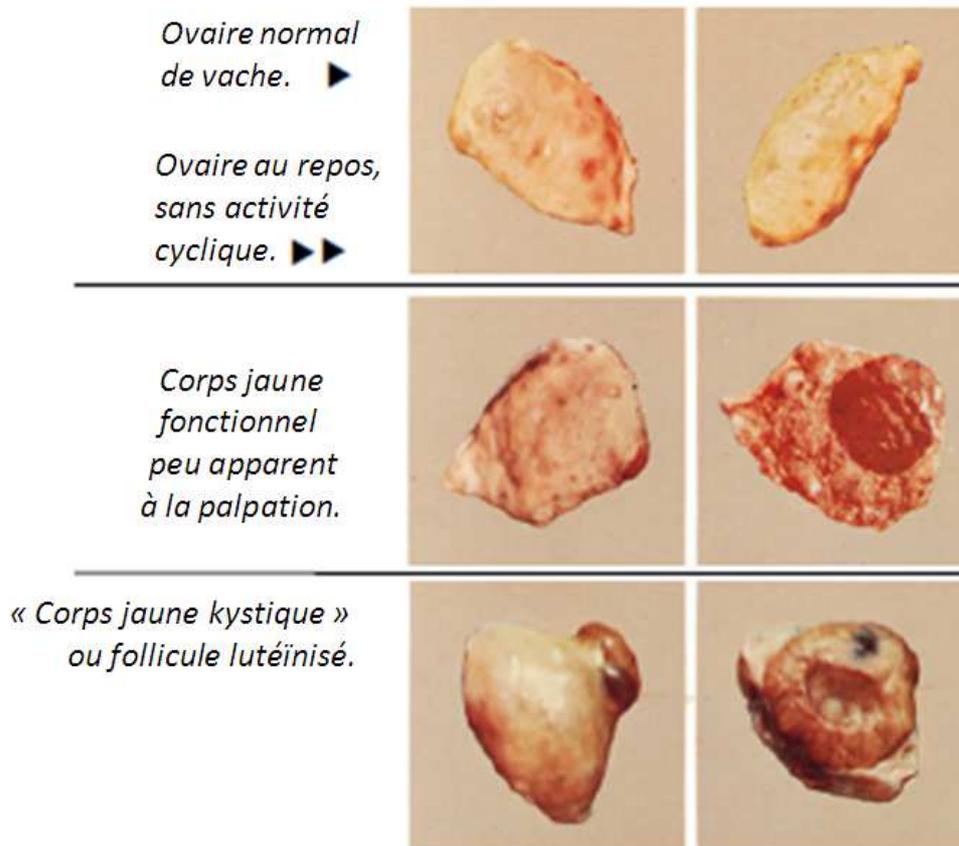


Figure 2. Coupe de l'ovaire de la vache à différents stades [Derivaux et Ectors., 1985].

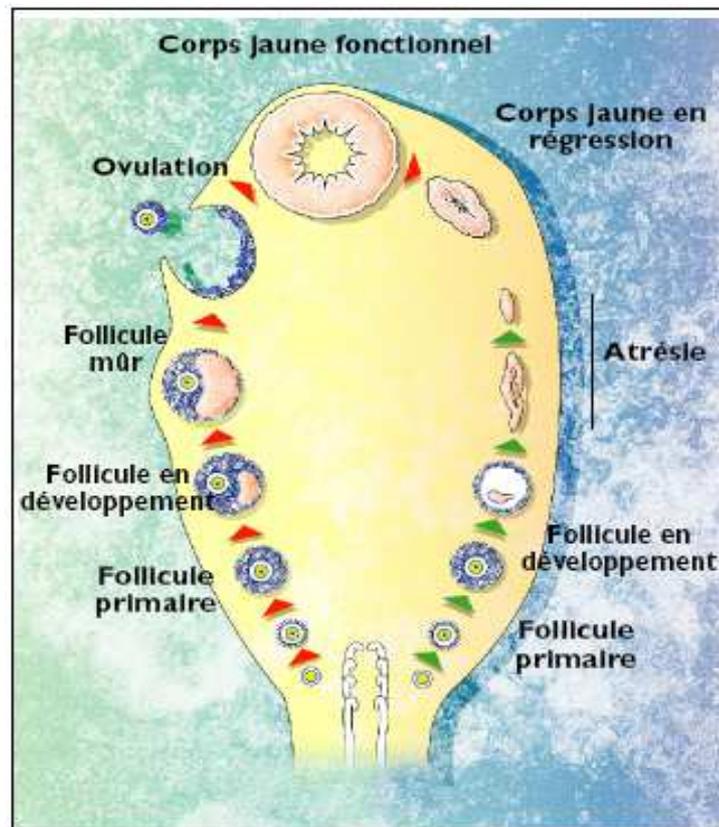


Figure 3. Diagramme des étapes du développement ovarien folliculaire, de l'ovulation et de la fonction lutéinique [Peters et Ball., 1987].

I. 2. Tractus génital

I. 2. 1. Oviducte ou trompe utérine

C'est un conduit qui a pour rôle de recueillir l'ovule et de le conduire après fécondation vers l'utérus. À chaque ovaire correspond un oviducte plus ou moins flexueux, situé sur le bord du ligament large. Il débute par le pavillon ou infundibulum indépendant de l'ovaire, qui a la forme d'un entonnoir s'ouvrant dans la bourse ovarique, et pouvant s'appliquer contre le bord libre de l'ovaire pour recueillir le ou les gamètes femelles lors de l'ovulation.

Le conduit lui-même comprend trois partis :

- l'ampoule, où a lieu la fécondation, rencontre et fusion de l'ovule et du spermatozoïde ;
- l'isthme de calibre réduit ;
- la jonction utéro-tubaire, zone de jonction de l'oviducte et de la corne utérine correspondante [Batellier *et al.*, 2005].

De plus, l'oviducte possède une grande variabilité en longueur selon les espèces. Chez le bovin, il mesure approximativement de 21 à 28 cm de longueur [Ellington., 1991].

I. 2. 2. Utérus ou matrice

Organe de la gestation, il comprend trois parties chez tous les ongulés :

- deux cornes qui fusionnent sur une plus ou moins grande longueur pour former le corps de l'utérus ;
- les cornes et le corps de l'utérus, qui sont toujours situés dans l'abdomen sur le bord du ligament large ;
- le col ou le cervix, qui est situé sur le plancher de la cavité pelvienne [Batellier *et al.*, 2005].

I. 2. 3. Col de l'utérus

Le col de l'utérus ou cervix est peu discernable en surface. A peine est-il un peu étroit que les parties qu'il sépare, ou seulement délimité par des constrictions minimales. Il est en général plus cylindroïde que le corps utérin et la grande épaisseur de sa paroi permet de reconnaître sans peine à la palpation [Barone., 1978].

I. 2. 4. Vagin

C'est conduit impair et médian. Entièrement logé dans la cavité pelvienne, il est en quelque sorte annexé au sinus uro-génital pour constituer avec lui l'organe copulateur de la femelle [Barone., 1978].

C'est l'endroit où la semence est déposée lors de la saillie [Baril *et al.*, 1993].

I. 2. 5. Sinus uro-génital :

Partie commune aux appareils urinaires et génitaux. Il est divisible en deux segments différents par la topographie et la structure : vestibule du vagin et la vulve et le clitoris.

Le vestibule du vagin est conduit large et impair, dans l'extrémité crâniale duquel s'ouvrent l'ostium vaginal et l'ostium externe de l'urètre, tandis que la partie opposée communique avec l'extérieur par la fente de la vulve.

La vulve est la partie externe de l'appareil génitale femelle. Elle occupe la partie ventrale du périnée. Elle est constituée par deux lèvres qui délimitent la fente vulvaire. Les deux lèvres de la vulve se raccordent sur deux commissures dorsales et ventrales [Barone., 1978].

CHAPITRE II
PHYSIOLOGIE ET ENDOCRINOLOGIE
SEXUELLES

La femelle non gestante possède une activité sexuelle cyclique à partir de la puberté, cette activité sexuelle se traduit par une succession d'évènements précis se reproduisant à intervalles constants, selon un rythme propre à chaque espèce. Le cycle sexuel d'une femelle non gestante se traduit par des modifications qui se situent à différents niveaux :

- au niveau comportementale : l'œstrus ou chaleur est l'évènement caractéristique du comportement sexuel cyclique de femelle ;
- au niveau de l'ovaire : le remaniement cyclique des éléments cellulaires du cortex ovarien est rythmé sur la production de gamètes lors de l'ovulation ;
- au niveau des voies génitales : l'endomètre présente une évolution cyclique très marquée, et l'activité sécrétoire du col utérin est modifiée ;
- au niveau hormonal : des sécrétions hormonales de l'hypothalamus, de l'hypophyse et de l'ovaire contrôlent la succession des événements du cycle.

Chez certaines espèces et dans certaines conditions, par exemple liés aux variations de la durée du jour, cette activité cyclique peut être suspendue temporairement chez la plupart des femelles [Batellier *et al.*, 2005].

Chez tous les mammifères, l'appareil génital femelle présente au cours et pendant toute la période d'activité génitale, des modifications morphologiques et physiologiques se produisant toujours dans le même ordre et revenant à intervalles périodiques, suivant un rythme bien défini pour chaque espèce.

Ces modifications, connues sous le nom de cycle sexuel ou cycle œstral, commencent au moment de la puberté, se poursuivent tout au long de la vie génitale et ne sont interrompues que par la gestation. Elles dépendent de l'activité fonctionnelle cyclique de l'ovaire régulée par ses propres sécrétions hormonales, elles-mêmes sous dépendance étroite des hormones gonadotropes hypothalamo-hypophysaires [Derivaux et Ectors., 1985].

II. 1. Cycle œstral

II. 1. 1. Cycle œstral de la vache

La vache appartient aux espèces à cycle continu, c'est-à-dire des cycles sans interruption et se succédant toute l'année. La durée du cycle est en moyenne de 15 à 25 jours, avec une succession de plusieurs (2 ou 3) vagues folliculaires; les variations dépendent de

l'âge mais aussi de la race, de la saison et des conditions d'entretien de l'animal [Derivaux., 1971].

Par définition, les vaches sont en œstrus (ou chaleurs) quand elles acceptent la monte (en se tenant immobiles par un taureau ou d'autres vaches). Cet œstrus dure en moyenne 20 heures. La ponte ovulaire se situe en moyenne 12 - 15 heures après la fin de l'œstrus [Derivaux., 1971]. Les données relatives à la sexualité et la reproduction de la vache sont regroupées dans le tableau 2.

Tableau 2. Données sur la reproduction de la vache

Propriétés	Donnée	Référence
Age de la puberté	6-17 mois	Driancourt <i>et al.</i> , 1991
Saison sexuelle	Toute l'année	Driancourt <i>et al.</i> , 1991
Type d'ovulation	Spontanée	Derivaux., 1971
Durée du cycle	14-25j	Driancourt <i>et al.</i> , 1991
Type du cycle	Polyœstrus	Driancourt <i>et al.</i> , 1991
Moment de l'ovulation	10-12h après la fin de l'œstrus	Driancourt <i>et al.</i> , 1991
Moment de l'implantation	35j	Derivaux, 1971
Durée de gestation	280j (210-360)	Driancourt <i>et al.</i> , 1991
Nombre de veaux par portée	1 1-2	Driancourt <i>et al.</i> , 1991 McDonald, 1969

L'activité de l'ovaire est mise en évidence par l'apparition d'un comportement d'œstrus, celui-ci permettant de caractériser le début d'un cycle œstral. L'évolution cyclique comprend alors deux phases distinctes:

- La phase folliculaire, œstrogénique qui correspond à la maturation des follicules de De Graaf.
- La phase lutéinique, ou lutéale, progestéronique, qui s'étend au cours de l'activité des corps jaunes cycliques [Derivaux., 1971].

On peut définir quatre périodes dans un cycle œstral [Marien., 1993] :

- Le proœstrus : période de maturation folliculaire (= phase folliculaire) ;
- L'œstrus: période de fin de maturation et ovulation (= chaleurs) ;

- Le postœstrus ou metœstrus : formation et fonctionnement du corps jaune ;
- Le diœstrus : fonctionnement du corps jaune et lutéolyse ;

Les durées des différentes phases du cycle sexuel de la vache sont regroupées dans le tableau3.

Tableau3. Durée des différentes phases du cycle sexuel de la vache [McDonald., 1969]

Proœstrus (jours)	œstrus (heures)	Metœstrus (jours)	Diœstrus (jours)	Durée du cycle (jours)
3-4	19	2	15	14-25

II. 1. 2. Cycle œstral de la brebis

Chez la brebis, pendant la saison de reproduction, l'activité sexuelle se manifeste par le fait que les femelles viennent régulièrement en chaleur, tous les 17 jours en moyenne. L'intervalle entre les chaleurs constitue le cycle sexuel ou cycle œstral. Chaque cycle est caractérisé par l'apparition périodique d'un comportement sexuel, ou œstrus qui s'exprime autour de l'ovulation [Goodman et Inskeep, 2006].

Ce cycle de 17 jours peut être décomposé en deux phases :

- **La phase folliculaire** : elle dure de 2 à 3 jours et correspond à la période de croissance folliculaire terminale s'achevant par l'ovulation.
- **La phase lutéale** : elle dure de 14 à 16 jours et s'étale de l'ovulation jusqu'à la régression du corps jaune. Elle correspond à la phase de préparation de l'utérus en vue de l'implantation de l'embryon. En absence de fécondation, la phase lutéale est interrompue et laisse place à une nouvelle phase folliculaire et donc à un nouveau cycle sexuel [Goodman., 1994].

Les brebis ont un rythme saisonnier de reproduction dépendant de la variation de la durée du jour au cours de l'année [Thibault et Levasseur., 2001 ; Thimonier, *et al.*, 2000].

L'activité sexuelle se manifeste lorsque la durée du jour diminue. C'est **la saison sexuelle**. Cette période (saison sexuelle) atteint son maximum en septembre-octobre mais sa durée varie fortement selon les races et la latitude. Le reste de l'année (période de jours longs) l'activité sexuelle est faible ou nulle ; c'est l'anœstrus saisonnier. [Thimonier, *et al.*, 2000].

Les brebis de nos trois principales races ovines locales qui sont: Ouled Djellal, Hamra et Rumbi, peuvent se reproduire à n'importe quel moment de l'année.

II. 2. Endocrinologie sexuelle lors du cycle œstral

La physiologie du cycle sexuel est complexe et fait intervenir le niveau central (hypothalamus et hypophyse) et l'appareil génital (ovaires et utérus). L'ovaire règle à la fois sa propre production gonadotrope et/ou hormonale et la production ou le fonctionnement du tractus génital à la fois en direct et via l'axe hypothalamo-hypophysaire (Figure 4) [Peters et Ball., 1994].

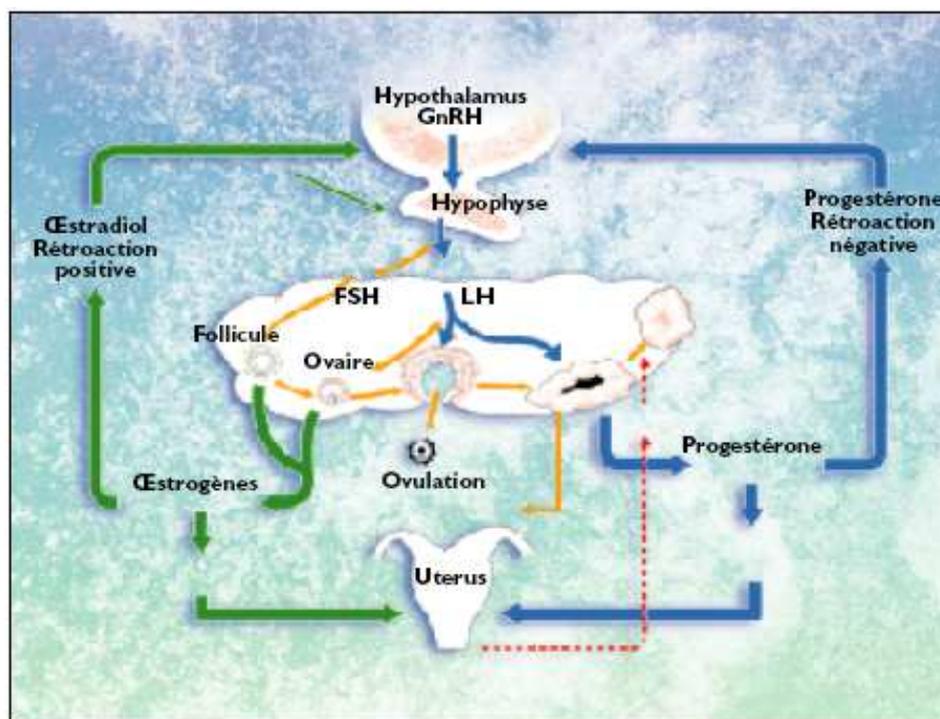


Figure 4. Contrôle hormonal du cycle ovarien [Peters et Ball., 1994].

II. 2. 1. Hormones hypothalamo-hypophysaires

➤ Hormones hypothalamiques

GnRH ou Gonadotropine Releasing Hormone ou gonadolibérine est l'hormone de décharge ou encore l'hormone de libération (libérins) d'autres hormones [Gruyter., 1988]. Cette hormone est également nommée **FSH-RH** (Folliculo-Stimuline-Releasing Hormone) ou **LH-RH** (Luteinizing Hormone-Releasing Hormone) [Hafez., 1993].

C'est une hormone protidique responsable de la synthèse et de libération de deux hormones hypophysaires, les gonadotrophines FSH et LH [Bonnes *et al.*, 1988]. En effet, de nombreuses situations expérimentales visant à supprimer ou à limiter la sécrétion de la GnRH ont permis de montrer son importance dans la synthèse et la libération de FSH et LH [Filicori *et al.*, 1994]. La GnRH joue manifestement un rôle pivot dans l'initiation, la régulation et la suppression de la fonction reproductrice.

Elle a une sécrétion pulsatile, chaque pulse est formée de la somme de petites quantités de GnRH, libérées chacune par un neurone [Caraty *et al.*, 2001]. Le pulse peut être défini comme un épisode bref de libération hormonale dans le sang [Pelletier., 1983], il est caractérisé par une montée rapide des concentrations sanguines suivie d'une diminution de type exponentiel liée à la demi-vie de l'hormone.

➤ Gonadotrophines hypophysaires (FSH et LH)

Au début de l'œstrus, se produit une décharge de gonadotropines qui entraîne l'ovulation, marquant la fin de la phase folliculaire et le début de la phase lutéale [Driancourt et Levasseur., 2001a ; Medan *et al.*, 2005].

Les gonadotrophines jouent un rôle central dans la régulation de la fonction de la reproduction tant chez le mâle que chez la femelle ; elles sont en effet les intermédiaires essentiels du système nerveux central sur les activités endocrines et gamétogéniques des gonades [Medan *et al.*, 2005].

La FSH et LH appartiennent à la famille des hormones glycoprotéiques à action directe et unique sur les gonades chez le mâle et la femelle ; ce sont des hormones gonadotropes ou gonadotrophines ou gonadostimulines : FSH (Follicule Stimulating Hormone) ou follitropine ou hormone folliculo-stimulante et LH (Luteinising Hormone) ou lutropine ou hormone lutéinisante [Bonnes *et al.*, 1988].

La LH et la FSH confèrent à l'hypophyse une fonction de relaie amplificateur dans le contrôle de la fonction de reproduction :

- par le système nerveux central, principalement sous l'impulsion de la GnRH [Moenter *et al.*, 1991 ; Bartolome *et al.*, 2005].
- par des hormones périphériques et notamment les stéroïdes sexuels et l'inhibine, via la circulation générale.

- par divers facteurs produits localement par les cellules folliculaires comme l'inhibine, l'activine et IGF (facteurs de croissance) ainsi que leurs protéines de liaison telle que : la follistatine.

D'autre part, la FSH accompagne la croissance du follicule secondaire en follicule dominant dans les ovaires des mammifères et contrôle le développement des follicules, elle est l'hormone de la phase folliculaire précoce [Erikson et Danforth., 1995].

Chez les bovins, il ressort que la FSH, joue un rôle important dans l'initiation du développement folliculaire [Tanaka *et al.*, 2001 ; Stenbak *et al.*, 2001]. Elle stimule l'activation de l'aromatase et accélère la production des œstrogènes [Bao *et al.*, 1997].

En plus, la prolifération des cellules de la granulosa du follicule est induite par une action autocrine de l'œstrogène, et stimulée par la FSH [Peters et McNatty., 1980]. La sécrétion de FSH se produit par pics, mais d'une façon moins marquée, et est régulée par la sécrétion d'œstradiol et d'inhibine par les follicules. Les principales fonctions de la LH sont la stimulation de la croissance folliculaire [Bartolome *et al.*, 2005], la maturation finale du follicule dominant par la stimulation de la production d'œstradiol [Stock et Fortune., 1993], l'induction de l'ovulation et la stimulation de la sécrétion de progestérone par le corps jaune.

En effet, le pic de LH induit par l'effet conjugué d'une hypersensibilité hypophysaire et d'une sécrétion de GnRH hypothalamique permet la reprise de la méiose par l'ovocyte, la rupture folliculaire et la lutéinisation des cellules de la granulosa [Bartolome *et al.*, 2005].

II. 2. 2. Hormones stéroïdiennes

➤ Œstrogènes

L'augmentation du nombre des jeunes follicules antraux coïncide avec l'accumulation d'œstradiol dans l'antrum. L'œstradiol, stimule la prolifération des cellules de la granulosa et la formation de l'antrum [Peters et McNatty., 1980]. L'effet lutéolytique de l'œstradiol a été rapporté par Colazo *et al.* (2005). Une perfusion d'œstradiol induit l'atrésie folliculaire suite à la baisse du taux circulant de FSH. A partir du moment où la concentration en œstradiol décline, un redressement du taux de FSH a lieu et une nouvelle vague folliculaire émerge 24 heures après.

➤ Progestérone

La progestérone signifie « qui permet la gestation ». Sécrétée essentiellement par le corps jaune de l'ovaire, la progestérone est d'abord l'hormone responsable du maintien de la gestation [Graham et Clarke., 1997]. La progestérone, exerce un rétrocontrôle négatif sur la production de GnRH, FSH et LH (Figure 4).

En fin de cycle, s'il n'y a pas eu de fécondation, l'utérus sécrète la **prostaglandine F2 α** (PGF2 α), qui est responsable de la lutéolyse et de la contractilité utérine. Cette production de prostaglandines par l'utérus serait influencée par les œstrogènes qui agissent sur l'expression des récepteurs à l'ocytocine au niveau du muscle lisse utérin. L'**ocytocine** stimule alors les contractions utérines et la production d'acide arachidonique, précurseur de la prostaglandine. La chute de progestérone en fin de diœstrus stimule la production de FSH par l'hypophyse et initie un nouveau cycle [Daels et Hughes., 1993 ; Katila., 2007].

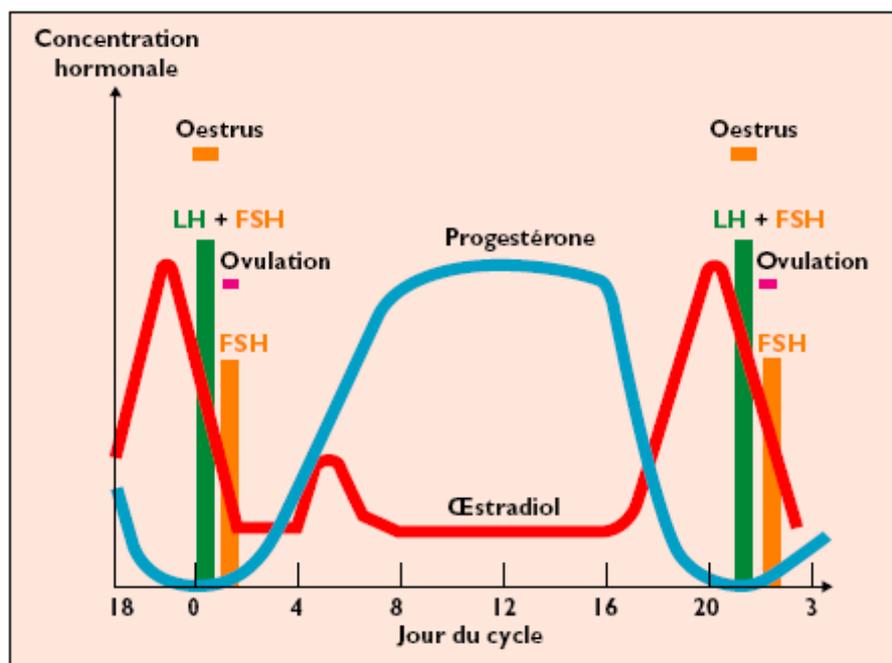


Figure 5. Modifications de la concentration hormonale dans le plasma sanguin durant le cycle œstral bovin. — œstradiol, — Progestérone [Peters et Ball., 1994].

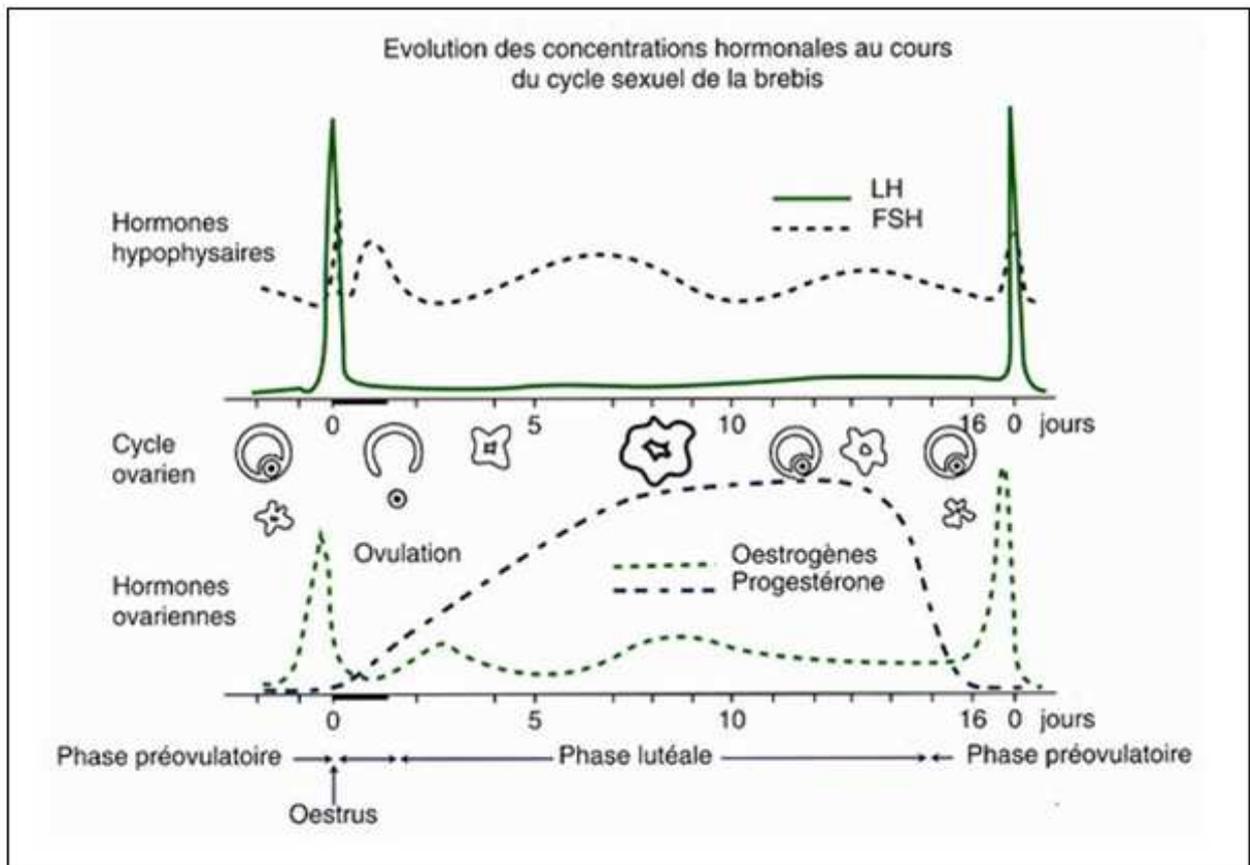


Figure 6. Profils hormonaux au cours du cycle Estrien chez la brebis [Christian., 2003].

CHAPITRE III
STRUCTURE HISTOLOGIQUE DU
TRACTUS GÉNITAL

III. 1. Histologie de la trompe utérine

La trompe utérine comporte quatre tuniques : séreuse, sous-séreuse, musculuse et muqueuse, auxquelles s'ajoutent les vaisseaux et les nerfs [Kühnel., 2003].

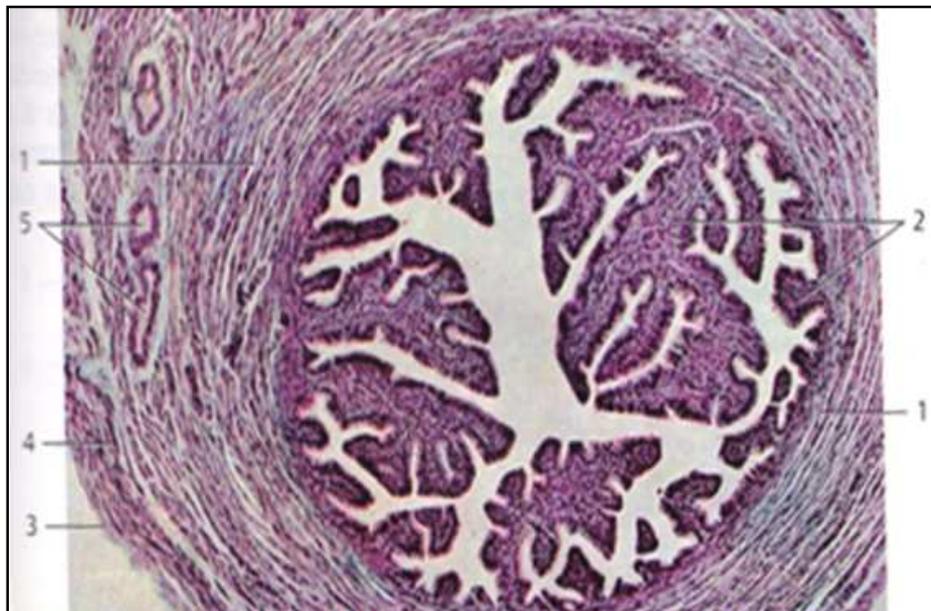


Figure 7. Structure histologique de l'oviducte (hémalun-éosine ; gro. x 40). 1-Muscle lisse, 2-Replis de la muqueuse, 3-Tunique séreuse, 4-Couche sous-séreuse, 5-Artères [Kühnel., 2003].

➤ Séreuse et sous-séreuse

La tunique séreuse est représentée par les deux lames péritonéal qui constituent le mésosalpinx, entre lesquelles se loge le conduit. Elle tapisse donc celui-ci sur ses faces latérale et médiale sans lui constituer un revêtement complet. Elle se raccorde sans transition à la muqueuse sur le bord libre des franges de l'infundibulum. La sous-séreuse est formée d'un conjonctif riche en fibres collagènes et mêlé de fibres musculaires lisses qui s'irradient de la musculuse dans le mésosalpinx [Barone., 1978].

➤ Musculaire

Dans la trompe utérine, la **couche longitudinale** est faible et souvent discontinue, plus ou moins irradiée dans le mésosalpinx ; elle n'épouse les flexuosités que de façon approximative et ses faisceaux passent souvent directement de l'une à l'autre. La **couche circulaire** est au contraire bien développée, continue, et constitue en quelque sorte l'armature du conduit. Quant à la couche moyenne, elle est simplement représentée par une faible nappe de tissu conjonctif qui loge un lâche plexus vasculaire : c'est le **stratum vascular**. Réduite à quelques fibres éparses dans l'infundibulum, cette musculature est encore mince et parfois

incomplète dans la région ampullaire mais y présente déjà son organisation caractéristique. Dans la région de l'isthme, elle devient de plus en plus forte, surtout par sa couche circulaire, qui est épaisse et dense (figure8) [Barone., 1978].

➤ Muqueuse

La muqueuse est constituée de deux sortes de tissus: la *lamina propria* (couche basale) et la *lamina epithelialis* (couche épithéliale) [Rafez et Blandau., 1969].

La muqueuse des trompes utérines étant, comme celles de l'utérus et du vagin, sa *propria* tient lieu de sous-muqueuse par sa partie profonde, qui adhère de façon directe et intime à la musculuse. Riche en capillaires sanguins et lymphatiques, cette *propria* se soulève avec l'épithélium dans la lumière du conduit pour former les **plis tubaires**, longitudinaux et saillants (figure 7). Ces plis sont beaucoup plus nombreux et pour la plupart plus compliqués dans l'ampoule que dans l'isthme et la partie utérine, où ils deviennent plus bas, plus épais et plus simples (figure 8) [Yaniz *et al.*, 2000].



Figure 8. Changements morphologiques dans les différentes sections de l'oviducte bovin. a, isthme; b, jonction isthme-ampoule; c, ampoule [Yaniz *et al.*, 2000].

L'**épithélium** ne forme nulle part d'invagination glandulaire. Il est de type colonnaire, simple ou pseudo-stratifié et comporte deux sortes de cellules, les unes ciliées et les autres non ciliées (figure 9). Les **cellules ciliées** possèdent un noyau arrondi situé vers le milieu de leur hauteur, de nombreuses mitochondries allongées dans la partie supranucléaire du cytoplasme, des microvillosités et des cils saillants dans la lumière du conduit. Les **cellules non ciliées** sont en presque la totalité des cellules glandulaires. Celles-ci ont un grand noyau central, ovalaire ou allongé, souvent indenté, et un cytoplasme granuleux, plus éosinophile que celui des cellules ciliées. Leur extrémité apical est pourvue de microvillosités et forme souvent des reliefs en ballons ou des extrusions dans la lumière du conduit [Barone., 1978].

Deux autres types cellulaires ont été décrits dans l'épithélium tubaire, les cellules intercalaires et les cellules basales de réserve. La cellule intercalaire est couramment considérée comme une cellule sécrétrice épuisée, et les cellules basales de réserve ont été confondues avec des cellules intraépithéliales de la lignée lymphoïde [Stevens et Lowe., 2006]

Les cellules ciliées et les cellules glandulaires sont en nombre à peu près égal mais leur répartition n'est pas uniforme. Les premières sont particulièrement nombreuses près de l'extrémité ovarienne de la trompe, dans l'infundibulum et dans l'ampoule, où elles constituent la majorité de la population cellulaire ; elles deviennent plus rares dans l'isthme. Les secondes sont au contraire moins nombreuses dans l'ampoule mais dominant nettement dans l'isthme, surtout au voisinage de l'utérus [Stevens et Lowe., 2006].

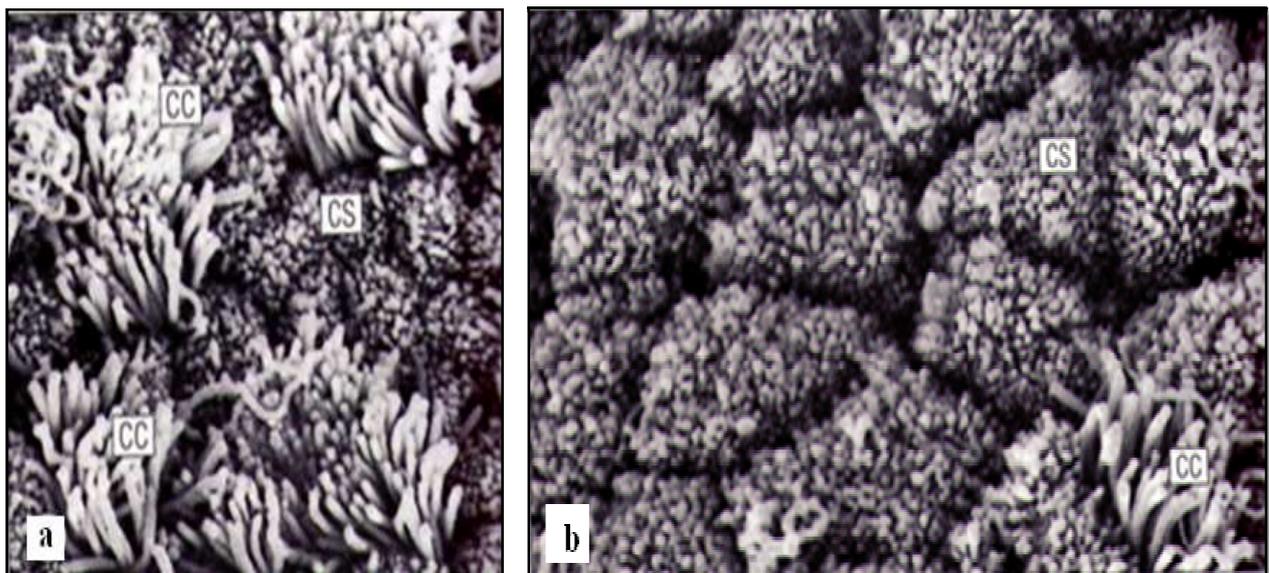


Figure 9. Surface de l'épithélium de la trompe utérine en microscopie électronique à balayage. **a-** de l'ampoule, où les cellules ciliées (CC) sont nombreuses et les cellules sécrétrices (CS sécrétrices (CS), avec d'abondantes microvillosités [Stevens et Lowe., 2006].

III. 2. Histologie de l'utérus

La paroi utérine comporte trois tuniques ainsi disposées de la lumière vers la périphérie: une muqueuse ou endomètre, une musculuse ou myomètre, et une séreuse ou périmètre [Banks., 1993].

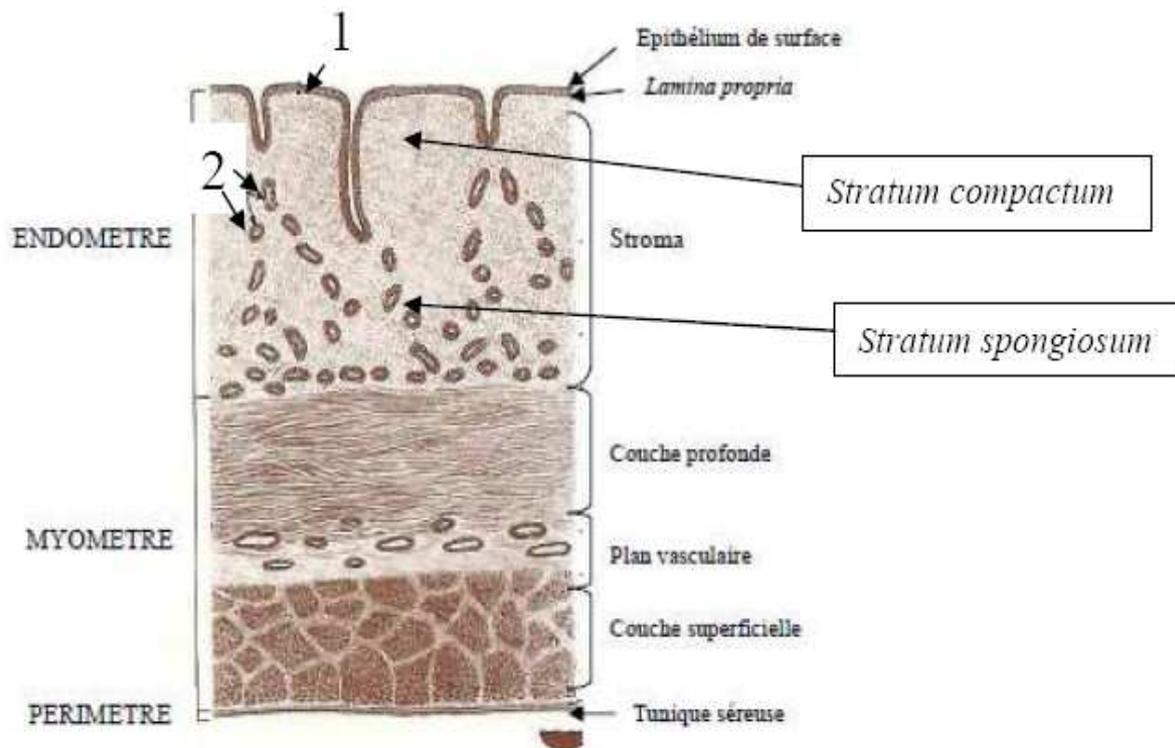


Figure 10. Aspect histologique de l'utérus non gravide de la vache.

1 : épithélium ; 2 : glande utérine en coupe [Pavaux., 1981].

➤ Séreuse ou périmètre

Sa structure est identique à celle de la séreuse de l'oviducte. En revanche, elle comporte quelques cellules musculaires lisses et peut être considérée comme l'expansion des ligaments larges qui soutiennent l'utérus dans la cavité abdominale [Priedkalns et Leiser., 1998 ; Vaissaire., 1977].

➤ Musculaire ou myomètre

La musculuse est composée de deux couches concentriques de cellules musculaires lisses : une couche profonde interne, la plus épaisse, composée de fibres musculaires lisses circulaires qui sont particulièrement renforcées au niveau du col, et une couche superficielle

externe constituée de faisceaux de fibres musculaires lisses longitudinales qui augmentent en nombre et en taille au cours de la gestation (figure 11) [Priedkalns et Leiser., 1998].

Une couche vasculaire est intercalée entre ces deux couches musculaires. Elle comporte un important plexus vasculaire et lymphatique, des faisceaux de fibres élastiques et de fibres nerveuses [Priedkalns et Leiser., 1998].

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].

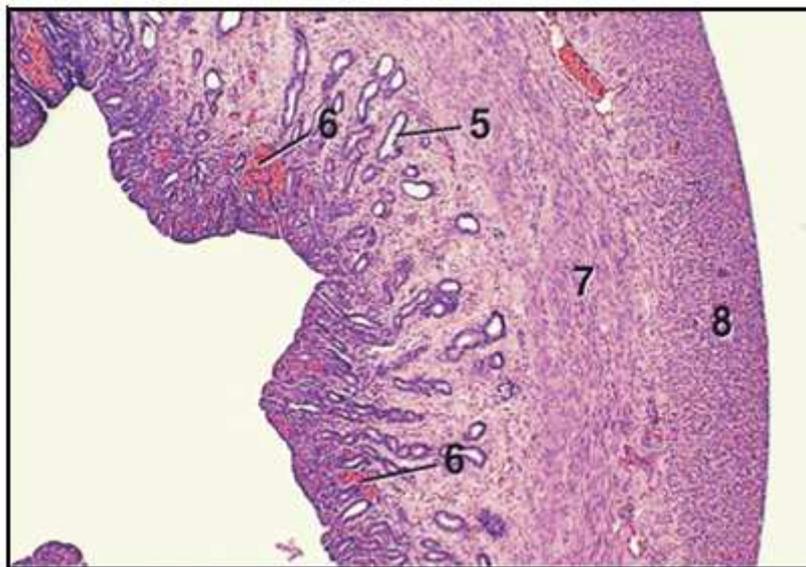


Figure 11. Structure de corne utérine de vache en métœstrus (x 25). **5.** Glande utérine, **6.** Régions hémorragiques, **7.** Couche profonde circulaire du myomètre, **8.** Couche superficielle longitudinale du myomètre [Bacha. W et Bacha. L., 2000].

➤ 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].

L'**épithélium** est colonnaire, en général simple ; il peut être cubique dans les périodes d'œstrus ou diœstrus. Dans les ruminants il est pseudo-stratifié par endroits (figure 12). Il est séparé du chorion sous-jacent par une épaisse membrane basale appelée *lamina propia* [Deletang., 2004].

Il comporte deux types de cellules irrégulièrement mêlées, 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 [Barone., 1978].

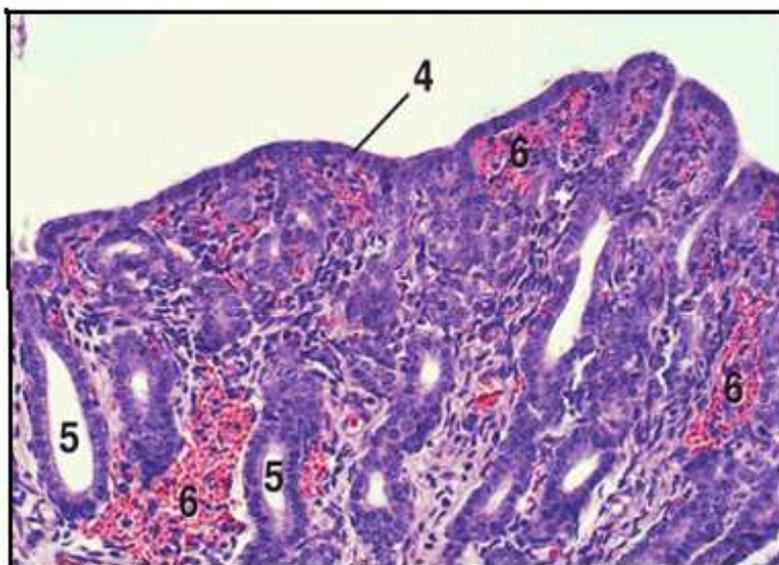


Figure 12. Endomètre de la vache en métœstrus (x125). 4. Épithélium cubique ; 5. Glande utérine ; 6. Région hémorragique. Les cellules épithéliales sont cubiques en métœstrus chez la vache [Bacha. W et Bacha. L., 2000].

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 (figure 12) [Derivaux., 1981].

Les **glandes utérines** sont tubulaires, simples ou peu ramifiées et leur épithélium est semblable à celui de la surface endométriale (figure 13). 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. 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 proœstrus, 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 métœstrus. 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].

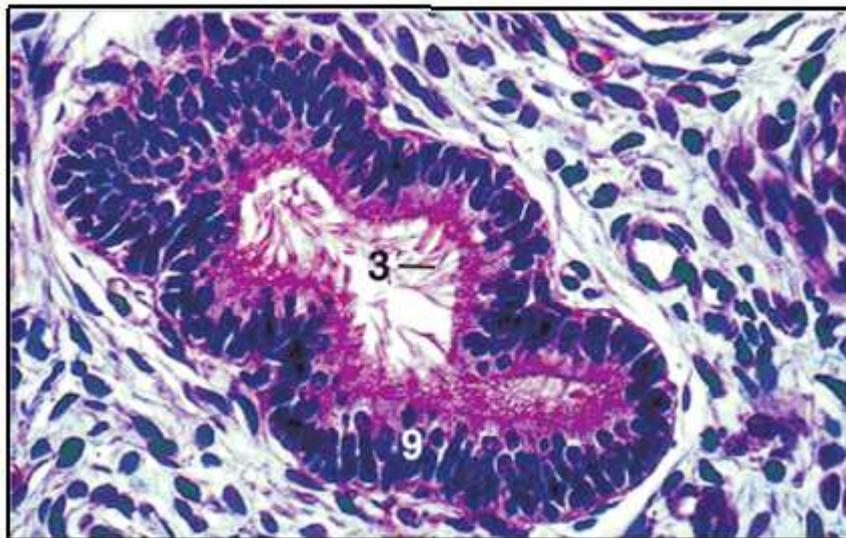


Figure 13. Glande utérine de vache (x 250). 3. Cil ; 9. Epithélium pseudostratifié. Les cellules épithéliales qui tapissent les glandes utérines sont parfois ciliées [Bacha. W et Bacha. L., 2000].

III. 3. Histologie du cervix

Il comporte trois couches : séreuse, musculuse et muqueuse (figure 14).

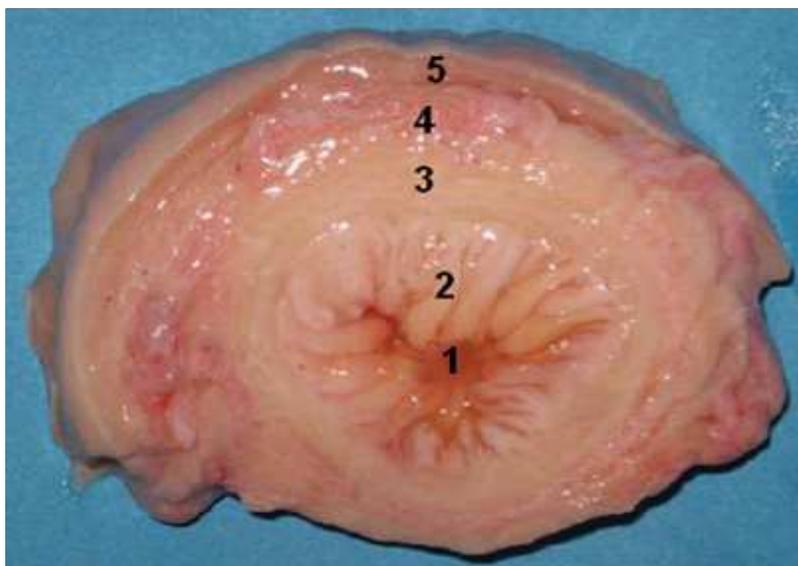


Figure 14. Structure interne du cervix de la vache. 1: Lumière cervicale; 2: muqueuse; 3: sous muqueuse ; 4: musculuse ; 5: séreuse [Van Engelen *et al.*, 2009].

- **Séreuse** : est constituée d'une couche épaisse de tissus conjonctif lâche et des vaisseaux sanguins [Breeveld-Dwarkasing *et al.*, 2003].
- **Musculuse** : est constituée de:
 - Couche de muscles longitudinaux externes, apparaissant sous forme d'une assise discontinue dont les interstices sont occupés par du tissu conjonctif.
 - Une épaisse couche de muscles circulaires internes, assemblés en faisceaux compacts qui s'anastomosent, enserrant un tissu conjonctif dense [Breeveld-Dwarkasing *et al.*, 2003].

➤ **Muqueuse**

La muqueuse est plus mince que celle de l'endomètre proprement dit. Les plis longitudinaux de la muqueuse sont subdivisés finement et leur paroi délimite des dépressions irrégulières, larges et plus ou moins profondes, où s'accumule le mucus qui est sécrété par toutes les parties de l'épithélium (Figure 15), surtout lorsque les glandes font défaut. Sa production augmente beaucoup dans l'œstrus et il semble alors avoir pour rôle de favoriser la progression des spermatozoïdes. Ses caractères changent dans la gestation : il devient plus visqueux et forme une sorte de gelée qui constitue un véritable bouchon cervical [Lüllmann-Rauch., 2008. Dellmann et Eurell., 1998].

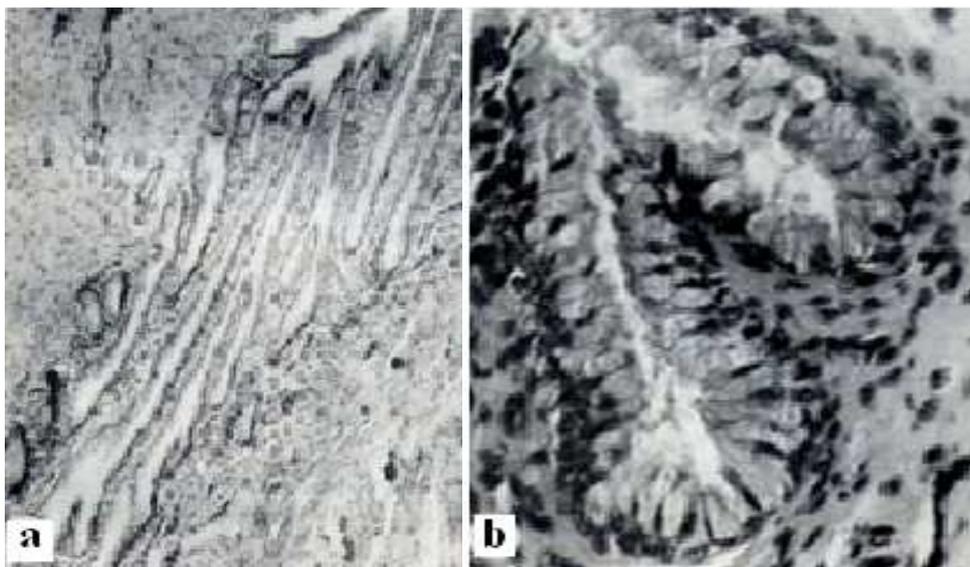


Figure 15. Muqueuse cervicale de l'utérus de la vache [Barone., 1978].

- a- Plis de la muqueuse cervicale (Glychémalun-Erythrosine ; gros. x 30). plis minces, plats et très élevés, serrés au point de présenter une disposition feuilletée.
- b- Muqueuse cervicale (Glychémalun-Erythrosine ; gros. x 320). Noter la grande abondance de mucocytes dans l'épithélium des plis.

Son **épithélium** est colonnaire simple, avec seulement un petit nombre de cellules ciliées et des mucocytes. Les noyaux sont ovalaires et basaux et le cytoplasme riche en gouttelettes de mucus. Au niveau de l'ostium externe de l'utérus (exocol), l'épithélium cervical se raccorde de façon brusque à celui du vagin, pavimenteux stratifié non kératinisé (figure 16) [Lüllmann-Rauch., 2008].

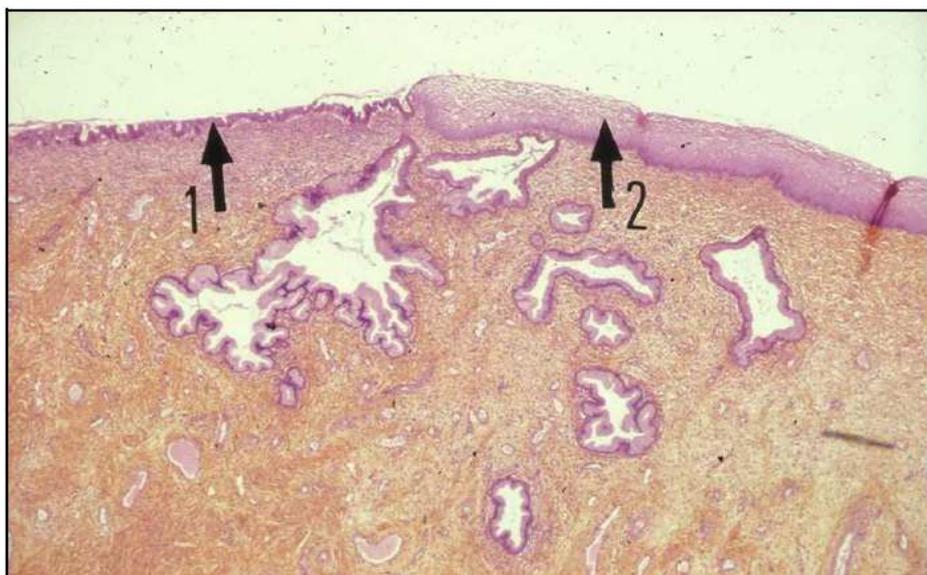


Figure 16. Muqueuse du col utérin. 1 : l'endocol possède un épithélium cylindrique simple ; 2 : l'exocol présente un épithélium stratifié non kératinisé, très riche en glycogène, semblable à l'épithélium vaginal [Kühnel., 2003].

La **propria mucosæ** est dense, moins riche en cellules que celle de l'endomètre proprement dit. Elle est pourvue de nombreuses fibres collagène qui donnent sa consistance ferme et se retrouvent jusque entre les faisceaux les plus profonds de la musculature. Ces fibres sont susceptibles de se gonfler fortement sous l'influence des hormones ovariennes et contribuent avec l'invasion œdémateuse à modifier la consistance et l'aspect du col au cours de l'œstrus. La vascularisation est moins dense que dans l'endomètre proprement dit [Barone., 1978].

Les **glandes cervicales** existent dans l'espèce humaine et parmi les mammifères domestiques, seulement chez les petits ruminants, la truite et la chatte. Elles sont tubuleuses, simples et peu nombreuses chez ces animaux alors qu'elles sont plus nombreuses et ramifiées chez la femme. Leur épithélium est identique à celui de la surface mais les mucocytes y sont plus abondants. Elles présentent de discrètes variations au cours des cycles sexuels [Aughey et Frye., 2001].

III. 4. Histologie du vagin

La paroi du vagin est formée de trois couches d'inégale importance. La plus superficielle est polymorphe : elle est constituée crânialement par péritoine et sa sous-séreuse et caudalement par une adventice. Plus profondément viennent une musculuse et une muqueuse [Wheater *et al.*, 2001].

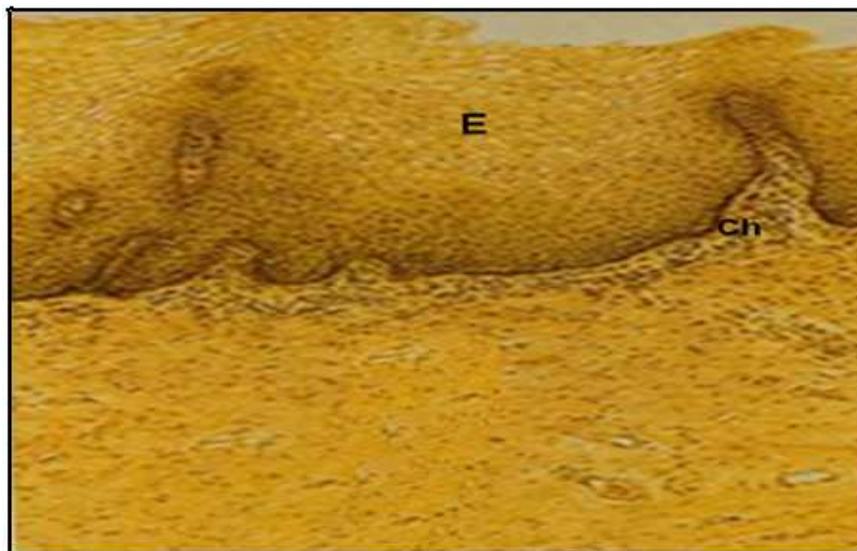


Figure 17. Structure du vagin (hématoxyline ferrique-acide picfrique selon Van Gieson ; gros. X 90). **E.** Épithélium multistratifié, pavimenteux, non kératinisé. **Ch.** Chorion de la muqueuse [Kühnel., 2003].

➤ **Séreuse et adventice.**

La séreuse est formée par péritoine viscéral. Elle est doublée d'une sous-séreuse lâche, qui permet sa mobilité. Cette couche conjonctive mêlée de fibres élastiques se densifie caudalement au péritoine pour former l'adventice. Celle-ci adhère intimement à la musculature et se dissocie extérieurement pour se mettre en continuité avec le conjonctif rétro-péritonéal ambiant. Elle abrite les riches plexus vasculo-nerveux périvaginaux [Wheater *et al.*, 2001].

➤ **Musculeuse.**

Le muscle vaginal est relativement mince, de teinte rosée, traversé par de nombreux vaisseaux et nerfs. Il est mêlé d'un conjonctif interfasciculaire abondant, continu avec l'adventice. On y retrouve en principe la même disposition générale que dans la musculature des trompes et de l'utérus, mais il est souvent difficile de délimiter les trois couches [Barone., 1978].

Les fibres superficiels ont une orientation générale longitudinale, mais beaucoup deviennent obliques pour passer d'un côté à l'autre, ou d'une face à l'autre sur les côtés. De multiples faisceaux s'irradient dans l'adventice pour se porter soit vers le rectum soit vers la vessie. Le plan moyen est peu distinct, simplement représenté par l'important plexus vasculaire, principalement veineux, logé dans la musculature. Quant à la couche profonde, elle est circulaire, continue avec les fibres les plus externes du col de l'utérus et renforcée caudalement, où sa disposition devient plus nettement sphinctérielle. Dans quelques espèces (truie, carnivores), quelques faisceaux longitudinaux se développent en outre à sa face profonde, en rapport avec la muqueuse [Barone., 1978].

➤ **Muqueuse.**

La muqueuse vaginale est relativement mince. Elle se raccorde par un changement de structure en général assez brusque à celle du col utérin. Il existe pourtant dans diverses espèces (vache, lapine) une zone de transition qui occupe le fornix. Chez la vache, l'épithélium devient à ce niveau stratifié et pavimenteux, en conservant une assise superficielle colonnaire mêlée de quelques cellules à mucus [Aughey et Frye., 2001].

La **propria** est un conjonctif dense, mêlé de fibres élastiques et souvent infiltré de lymphocytes. Ceux-ci s'accumulent en certains points, surtout dans la partie caudale de

l'organe, pour former des lymphonodules. Sauf rares exceptions, mentionnées plus loin, on n'y rencontre aucune glande. Enfin, dans les parties les plus caudales, la propria tend à former des élevures papilliformes dans l'épithélium [Stevens et Lowe., 2006].

L'**épithélium** est pavimenteux stratifié (Figure 17). Ses cellules, polyédriques en profondeur, deviennent plus plates en surface et peuvent prendre un aspect monoïde. Dans certaines espèces (vache) de véritables cellules à mucus s'y mêlent localement. On peut en outre y rencontrer quelques cellules migrantes. Il est bas, formé de 3, 4 ou 5 assises cellulaires dans les périodes d'anoestrus et de dioestrus. Il devient au contraire épais, avec un nombre accru d'assises cellulaires (8 à 12) lors de l'œstrus, où il desquame abondamment [Barone., 1978].

On peut enfin noter que l'épithélium vaginal peut déléguer dans la profondeur quelques cordons cellulaires pleins, parfois même creusés d'une faible lumière centrale. Ces prolongements, qui évoquent des rudiments de glandes, ne sont pas fonctionnels [Barone., 1978 ; Stevens et Lowe., 2006].

PARTIE
EXPÉRIMENTALE

CHAPITRE I

MATÉRIEL ET MÉTHODES

Notre étude pratique a été débutée le mois de février 2011 sur des matrices de vaches et de brebis de race locale collectées de l'abattoir publique de la Wilaya de Batna.

I. 1. Collecte des matrices

Nous avons collecté 12 matrices de vache et 32 matrices de brebis. Ces animaux sont tous en bonne santé et destinés à l'abattage, les différentes phases du cycle sexuel ont été déterminées suite à l'examen des ovaires, ce qui nous a permis de répartir les animaux selon le stade de leur cycle en deux :

- groupe de la phase folliculaire, comporte 16 brebis et 6 vaches ;
- groupe de la phase lutéale, comporte lui aussi 16 brebis et 6 vaches ;

L'identification de la phase lutéale est basée sur l'observation d'un corps jaune.

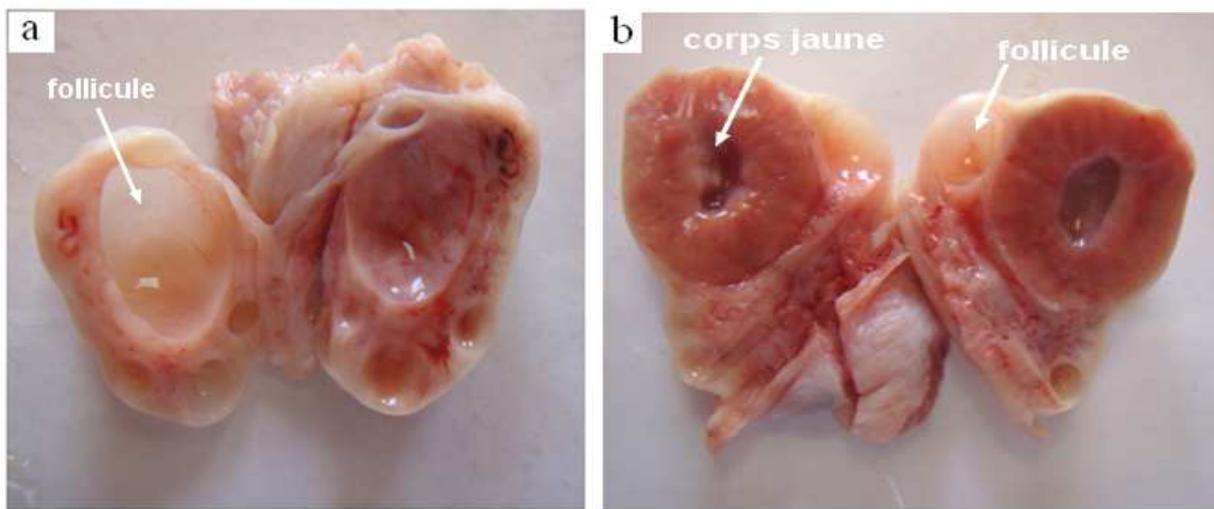


Figure 18. Ovaire d'une brebis. a- en phase folliculaire. b- en phase lutéal.

I. 2. Examen cytologique

I. 2. 1. Matériel

Les prélèvements pour l'étude de la cytologie génitale ont été effectués en trois endroits différents : le vagin, le col et l'utérus. Les frottis ont été réalisés à l'aide d'une cytobrosse stérile (CytobrushR Plus GT, MedscandR medical, Alcyon) (Figure19). Trois cytobrosses ont été utilisées par une matrice; chacune pour l'une des parties suivantes de l'appareil reproducteur : vagin, col utérin, corps utérin.

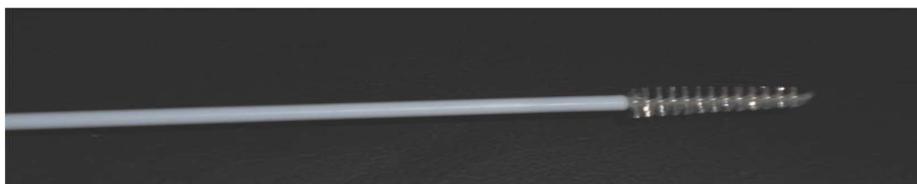


Figure 19. Cytobrosse humaine.

I. 2. 2. Méthode

Les sites prélevés étaient le vagin, le col, le corps de l'utérus. Après incision de l'utérus avec une lame de bistouri stérile, en regard de chaque site, la brosse était appliquée contre la muqueuse utérine et tourner dans un sens horaire, en appliquant une légère pression. Le prélèvement endocervical ne nécessite pas d'incision de la paroi de l'utérus, la brosse étant directement insérée dans l'orifice postérieur du col jusqu'au deuxième anneau cervical (figure 20).

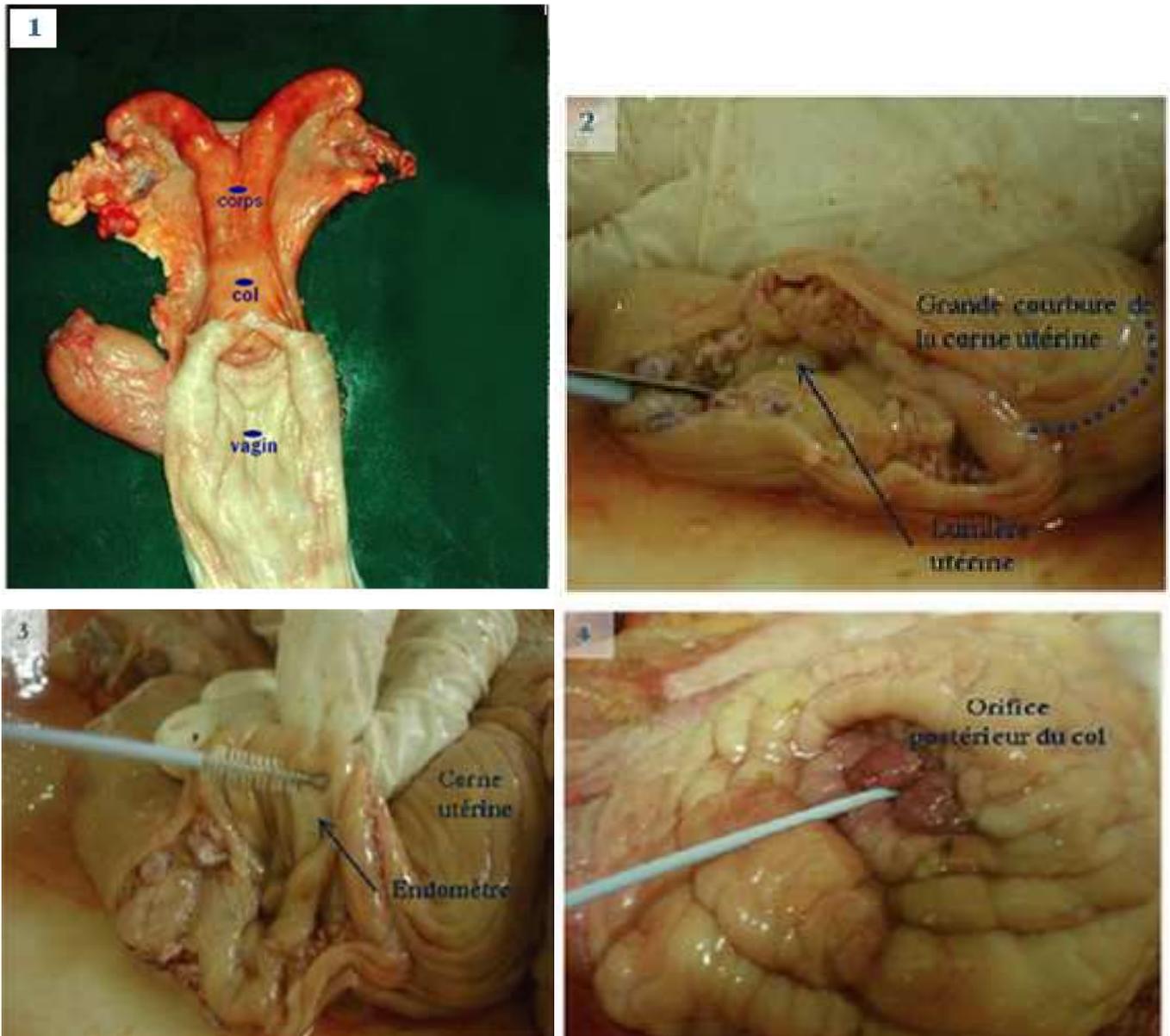


Figure 20. Prélèvements cytologiques sur matrice de vache.

1. Sites des trois prélèvements cytologiques
2. Incision de la corne jusqu'à la lumière utérine, sur la grande courbure, par une lame de bistouri
3. Réalisation du frottis endométrial par rotation de la cytobrosse contre la paroi de l'endomètre
4. Réalisation du frottis endocervical par introduction de la cytobrosse dans l'orifice postérieur du col jusqu'au deuxième anneau cervical [Deguillaume., 2010].

I. 2. 3. Réalisation des frottis

La réalisation des frottis a été effectuée généralement juste après la récolte des cellules. Le frottis est réalisé par roulement de la cytobrosse sur une lame propre de microscope (figure 21). Il est immédiatement fixé, par immersion dans du méthanol 20% pendant 5 minutes. Il est conseillé de préparer au moins deux lames par prélèvement, par sécurité (la deuxième lame sera gardée comme une lame jumelle).

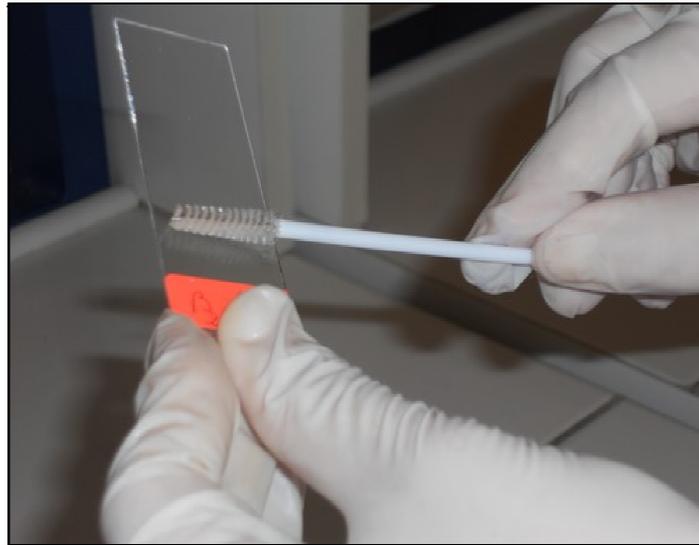


Figure 21. Réalisation du frottis.

I. 2. 4. Coloration et lecture des frottis

Toutes les lames ont été colorées (4h après la collecte) par la coloration de May-Grünwald-Giemsa (pendant 30 mn). La lecture des lames a été faite sur plusieurs temps : d'abord au plus faible grossissement (10×) pour attester de son homogénéité et rechercher une zone de lecture correcte, puis au grossissement intermédiaire pour le comptage cellulaire et finalement le plus fort grossissement (400×), (1000×) pour confirmer le type cellulaire présent [Ahmadi *et al.*, 2006b ; Betsch., 1992].

L'examen microscopique nous a permis la mise en évidence des cellules suivantes : polynucléaires neutrophiles (PNN), cellules épithéliales (CE) et cellules épithéliales à larges vacuoles (CELV) et les lymphocytes. Cent cellules ont été comptées par frottis. Pour être prise en compte, une cellule devait avoir un contour nucléaire et cytoplasmique visible et intègre. Les cellules anucléées (hématies et squames) ne sont pas comptées.

Lors d'impossibilité de lecture de la lame (nombre de cellules insuffisantes, contamination trop importante, etc...), on fait recours à la lame jumelle.

I. 2. 5. Analyses statistiques

L'analyse statistique a été réalisée à l'aide du logiciel Graphpad prism 5. La comparaison des pourcentages de cellules dans des frottis du col utérin et l'utérus a été faite par le test T (Student).

La procédure ANOVA a été utilisée pour détecter la différence entre les moyennes des pourcentages de cellules du col et de l'utérus dans les différentes phases de l'œstrus. Les résultats sont exprimés en (moyenne \pm SEM). La différence statistique a été considérée significative quand $P < 0,05$.

I. 3. L'étude histologique

Les appareils reproducteurs ont été prélevés immédiatement après l'abattage et placé dans une glacière pour être transporter au laboratoire dans 2 à 3 heures. Les caractères physiques de l'utérus, des ovaires, du vagin et du col utérin ont été enregistrés.

Nous avons utilisé la technique classique :

I. 3. 1. Fixation

La fixation tissulaire est un temps essentiel qui conditionne toutes les étapes ultérieures. Elle a pour fonction principale de conserver les différents éléments structuraux des tissus pour l'étude morphologique. Elle a été faite au formol 10% pendant une période allant de 2 à 8 jours.

À partir de chaque partie des appareils reproducteurs (l'oviducte, les cornes de l'utérus, le corps de l'utérus, le col, le vagin) on découpe des échantillons.

Les échantillons sont placés dans des cassettes perforées en plastique afin de faciliter la circulation des liquides et assurer un drainage correct au cours des étapes d'imprégnation dans un automate.

Il faut identifier précisément chaque prélèvement et chaque cassette pour éviter toute confusion.

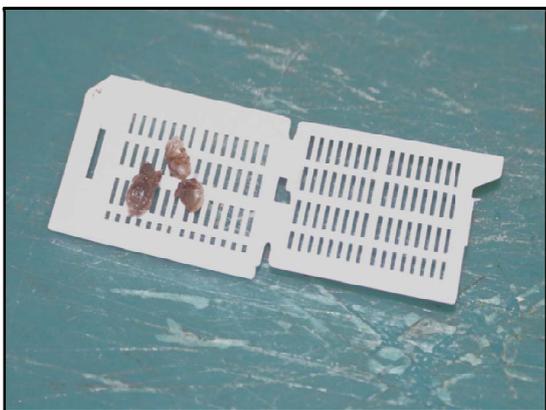


Figure 22. Cassette d'inclusion.

I. 3. 2. Imprégnation

Le tissu lui-même est trop malléable pour que l'on puisse en tirer des coupes de l'épaisseur désirée. Pour durcir un tissu, son imprégnation par une matière rigide lui donne la résistance mécanique voulue. L'imprégnation repose sur la substitution de l'eau qui est dans les tissus par une substance totalement hydrophobe et chimiquement inactive, telle que la paraffine. C'est la substance la plus représentative des milieux d'inclusions fondus et la plus couramment utilisée. Par conséquent, plusieurs étapes doivent être réalisées.

La **post-fixation** permet le passage des fixateurs aqueux aux alcools. Elle correspond à un bain de fixateur formolé (formol tamponné).

La **déshydratation** consiste à débarrasser le tissu de l'eau qu'il contient. Elle se fait par le passage dans des bains d'éthanol de concentration croissante jusqu'à l'éthanol absolu.

La **substitution** consiste à remplacer l'éthanol qui n'est pas miscible à la paraffine par un solvant : xylène. Ce solvant est miscible à la fois au déshydratant et à l'agent d'inclusion, on parle d'agents « éclaircissants » (car ils ont la propriété de rendre translucides les tissus qu'ils imprègnent).

L'**imprégnation** correspond à la substitution du solvant par la paraffine. Cette étape terminale est relativement agressive car la paraffine n'est liquide qu'à partir de 58°C et à cette température les protéines sont altérées. Une imprégnation trop longue peut provoquer une rétroaction importante de toutes les structures et un durcissement excessif des pièces.

À la fin du cycle, les paniers contenant les cassettes se trouvent dans un bain de paraffine chaude (liquide). Ils sont égouttés avant d'être transférés dans le bac d'attente du poste d'inclusion.



Figure 23. Automate d'imprégnation.

I. 3. 3. Inclusion

Le principe de l'inclusion consiste en un enrobage de la pièce par de la paraffine liquide qui est rigidifiée permettant ainsi de conserver les rapports architecturaux des structures les unes par rapport aux autres et de lui fournir un support externe à la fois pendant et après la coupe. Il est nécessaire que la paraffine utilisée pour l'enrobage des pièces ait les mêmes caractéristiques que celle qui a servi à l'imprégnation. L'inclusion ne se fait de façon satisfaisante que si la pièce ne contient ni eau, ni solvant (éthanol) après l'imprégnation.



Figure 24. Inclusion du tissu dans un moule de paraffine.

I. 3. 4. Coupe

La **microtomie** a pour but d'obtenir des rubans de qualité très fins de 2 à 5 μ m (micron ou millième de millimètre). Cette épaisseur permet aux rayons lumineux du microscope de traverser la préparation et d'éviter les superpositions tissulaires.

Les tissus inclus en paraffine sont très comprimés pendant la coupe. Afin d'atténuer cette compression et d'enlever du tissu les plis, il faut procéder au ramollissement de la paraffine sous l'action de la chaleur. C'est la face de la coupe (qui est dirigée vers l'arrière) qui doit être apposée sur une lame de verre car sa régularité facilite son adhérence. Le facteur essentiel d'une bonne adhérence des coupes est la propreté des lames de verre ainsi que la qualité des coupes.

L'étalement des coupes est effectué sur une platine chauffante. La gélatine permet une meilleure adhérence des coupes sur les lames de verre.

Il est important de contrôler la qualité de chaque coupe. S'assurer qu'il n'y a pas de plis ni de stries, que l'intégrité du prélèvement a été coupée et que le centrage du ruban sur la lame est parfait.

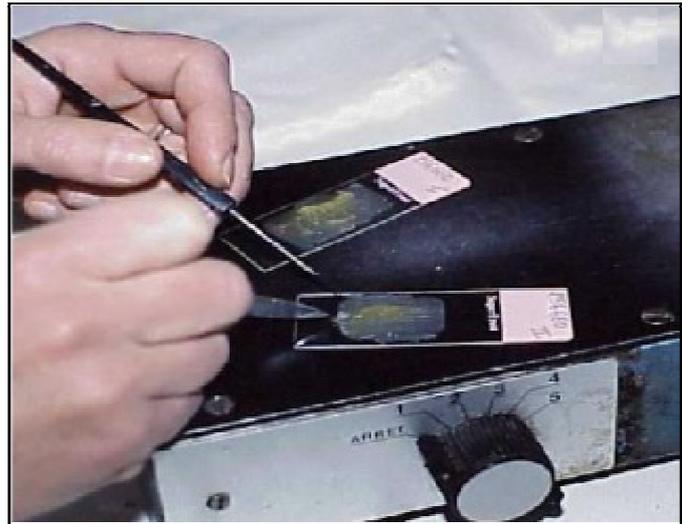
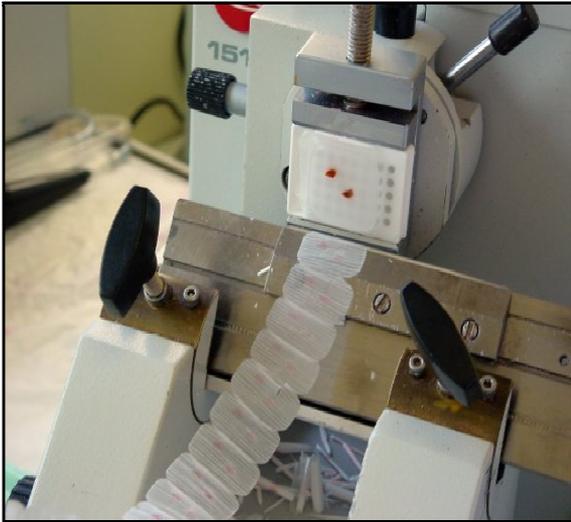


Figure 25. Réalisation d'un ruban au microtome. **Figure 26.** L'étalement des coupes sur une platine chauffante

I. 3. 5. Étapes préparatoires à la coloration

Séchage des lames

Pour faciliter l'adhérence des coupes sur la lame de verre avant l'étape de déparaffinage, les lames doivent être « cuites ». Cette cuisson permet d'éliminer (par évaporation) la pellicule d'eau qui se trouve entre la coupe et la lame. Elle est réalisée dans une étuve dont la température doit être légèrement inférieure au point de fusion de la paraffine utilisée. Les portoirs de lames sont placés (de préférence en position horizontale) dans une étuve ventilée à 58°C pendant 1 heure.

Déparaffinage

La première étape de toute coloration d'une coupe histologique est d'éliminer la paraffine du tissu pour que les colorants puissent pénétrer. À la sortie de l'étuve, les lames subissent un déparaffinage afin d'éliminer la paraffine à l'aide d'un solvant (xylène), puis une réhydratation qui consiste à substituer progressivement le solvant du tissu par des bains d'éthanol décroissants pour amener à l'eau.

Coloration

La coloration utilisée est la coloration hématoxyline éosine. L'hématoxyline (coloration du noyau) et éosine (coloration du cytoplasme).

I. 3. 6. Étapes préparatoires au montage

Déshydratation

Cette étape permet de préparer les lames après une coloration afin de réaliser un montage en résine. Les préparations subissent une déshydratation qui consiste à retirer l'eau des coupes par des bains

successifs d'éthanol absolu puis à un éclaircissement dans des bains de toluène (solvant), celui-ci étant miscible avec le milieu de montage. Cette étape doit être rapide car l'éthanol (surtout en faible concentration) est susceptible d'extraire plusieurs colorants des coupes.

Montage

Cette opération consiste à fixer à l'aide d'une résine synthétique une lamelle couvre-objet sur la coupe afin de la protéger de la dégradation chimique des colorants qui s'oxydent à l'air et des bris mécaniques.

En fin les coupes sont observées par la suite à l'aide d'un microscope optique. Les photographies ont été réalisées à l'aide d'un appareil photo numérique.

CHAPITRE II

RÉSULTATS ET DISCUSSION

Au cours de l'expérimentation, plusieurs matrices de vaches et de brebis ont été exclues de l'étude en raison de la présence de différentes anomalies comme la métrite, la vaginite, cervicite, kyste folliculaire.

II. 1. Étude cytologique

La première partie de notre travail a été consacrée à caractériser les frottis cytologiques. Il s'agissait tout d'abord d'évaluer, qualitativement puis quantitativement, la population cellulaire présente sur les frottis génitaux. Nous avons ensuite étudié les variabilités de la population cellulaire entre les phases d'un cycle œstral (la phase folliculaire et la phase lutéale).

II. 1. 1. Description qualitative des populations cellulaires présentes sur les frottis génitaux

L'examen microscopique des frottis que nous avons réalisé, nous a permis la mise en évidence : des cellules épithéliales à larges vacuoles (CELV), des polynucléaires neutrophiles (PNN), des lymphocytes (rarement) et les cellules épithéliales (CE). Ces dernières étaient les plus couramment observées dans tous les groupes, elles correspondent à une exfoliation de l'épithélium superficiel.

Il a été rapporté que la présence d'un grand nombre des ces cellules dans un frottis utérin ou cervicale, associée rarement à des cellules inflammatoires, témoigne d'un prélèvement cytologique normal [Couto et Hughes., 1984 ; Ahmadi *et al.*, 2006a ; Kasimanickam *et al.*, 2004]. Par contre, la mise en évidence des lymphocytes rares dans quelques frottis, nous a incités à éliminer ces cellules de l'étude.

Le rôle des cellules épithéliales à larges vacuoles (CELV) est mal connu, mais d'après Yavari *et al.* (2009), elles peuvent être utilisées comme un indicateur de l'environnement utérin.

Les neutrophiles constituent la première ligne de défense contre les agents pathogènes. La population de polymorphonucléaires (PMN) au niveau de l'endomètre utérin augmente lors de la présence d'infection [Leblanc *et al.*, 2007].

L'examen cytologique endocervical étant d'utilisation récente et jusqu'à présent très peu d'étude l'ont abordé [Ahmadi *et al.*, 2005], la description de la population cellulaire

rencontrée lors d'un frottis de l'endocol nécessite d'être décrite avec précision et comparée avec l'examen cytologique du corps utérin, plus couramment mis en œuvre depuis 2004.

II. 1. 1. 1. Cytologie endométriale

L'observation microscopique nous a permis de distinguer les différentes lignées cellulaires: Les cellules épithéliales (CE), rondes ou elliptiques, de noyau à chromatine réticulée, présentes sous forme isolées, ou au contraire en amas ou nid d'abeille (figure 27). Elles apparaissent alors de contour cytoplasmique polyédrique. Les cellules épithéliales à larges vacuoles (CELV). Les polynucléaires neutrophiles (PNN) à noyaux segmentés (figure 28). Les lymphocytes (figure 29). Il était également possible d'identifier des bactéries libres ou phagocytées, des débris cellulaires. Le fond de la lame pouvait alors prendre une coloration foncée qui altérerait la lecture du frottis.



Figure 27. Les cellules épithéliales dans le frottis utérin (amas de cellules épithéliales) (grossissement. x 100, coloration May-Grünwald-Giemsa)



Figure 28. Frottis cytologique endométrial montre les PNN (flèche noire) avec un amas de cellules épithéliales (grossissement. x 100, coloration May-Grunwald-Giemsa).



Figure 29. Lymphocyte dans le frottis utérin (grossissement. x 100, coloration May-Grunwald-Giemsa).

II. 1. 1. 2. Cytologie endocervicale

Les frottis endocervicaux étaient constitués des mêmes composants cellulaires et acellulaires que les frottis endométriaux (figure 30).

Les cellules épithéliales de l'endomètre utérin n'étaient pas distinguables de celles de la muqueuse endocervicale. Les cellules épithéliales recueillies sont squameuses si elles proviennent de l'orifice externe et de la partie caudale du col, cylindriques si elles proviennent du reste du col et de l'orifice interne [Couto et Hughes., 1984].

La composition cellulaire des frottis (cellules épithéliales, cellules épithéliales à larges vacuoles (CELV), des polynucléaires neutrophiles (PNN), des lymphocytes) semblait également identique. Chez la plupart des mammifères, seule la partie externe du col (l'orifice postérieur du col) est composée d'un épithélium squameux, similaire à celui qui tapisse le vagin. Le reste du canal cervical (dont le deuxième anneau) et l'orifice antérieur du col sont constitués d'un simple épithélium unistratifié, semblable à celui de l'endomètre [Couto *et al.*, 1984].

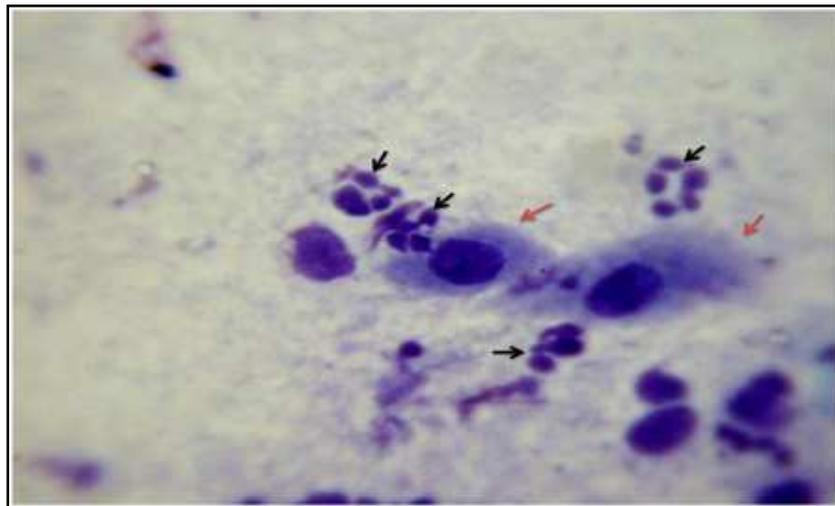


Figure 30. Les cellules épithéliales (flèche orange) et de neutrophiles (flèche noire) dans les frottis de la muqueuse cervicale (grossissement. x 100, coloration May-Grünwald-Giemsa).

II. 1. 1. 3. Cytologie vaginale

Nous avons observé différents types cellulaires.

- **cellules parabasales**

Ce sont les plus petites cellules épithéliales présentes sur les frottis vaginaux. Leur forme est généralement ronde et uniforme [Schutte., 1967]. Leur noyau est rond et volumineux, et leur cytoplasme peu abondant ; le rapport nucléo-cytoplasmique est donc plus élevé (figure 31). On peut les observer en colonne (le cytoplasme est étiré et que le noyau est excentré) [Neveux., 1999].

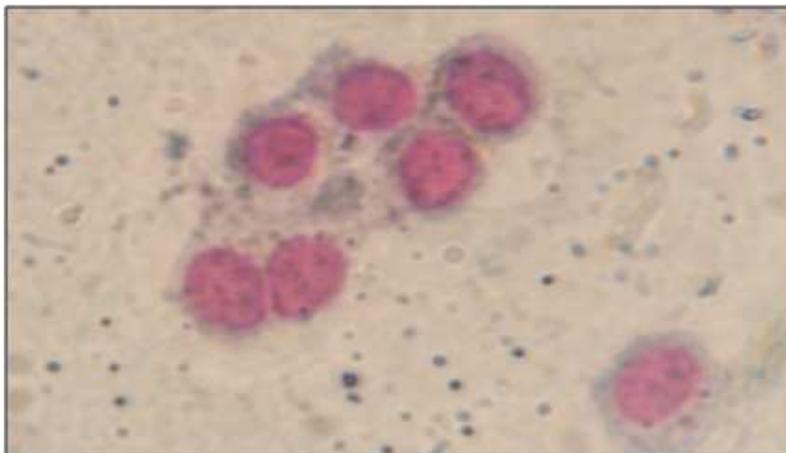


Figure 31. Les cellules parabasales dans un frottis vaginal (grossissement. x 100, coloration May-Grünwald-Giemsa)

- **Cellules intermédiaires**

Deux types de cellules intermédiaires ont été définis.

- **Les petites cellules intermédiaires :** Leur forme est ronde, ovale ou angulaire. La plupart sont ellipsoïdes [Johnston *et al.*, 2001]. Leur noyau est rond (figure 32). Leur taille est variable, elle est plus grande que les cellules parabasales.

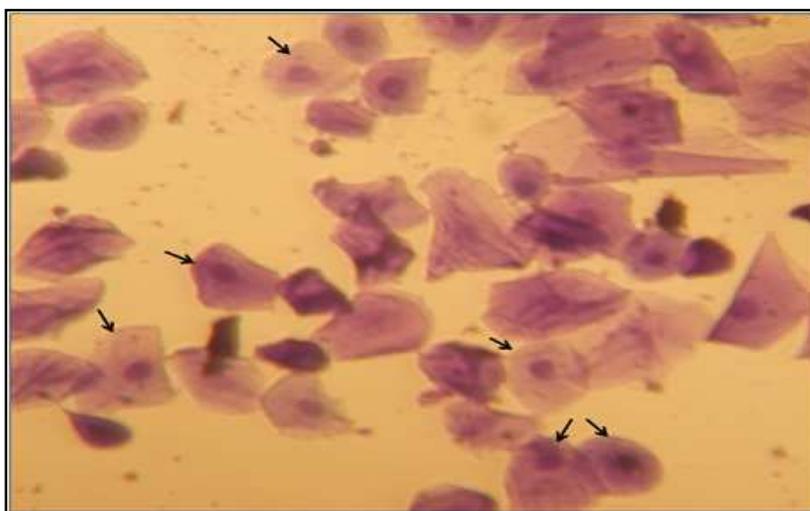


Figure 32. Frottis cytologique vaginal montre les petites cellules intermédiaires (flèche noire) (grossissement. x 100, coloration May-Grunwald-Giemsa)

- **Les grandes cellules intermédiaires :** Elles sont plates. Leur contour est anguleux. Leur noyau est rond (figure 33). Leur taille est variable, elle est plus grande que les cellules parabasales et les petites cellules intermédiaires.

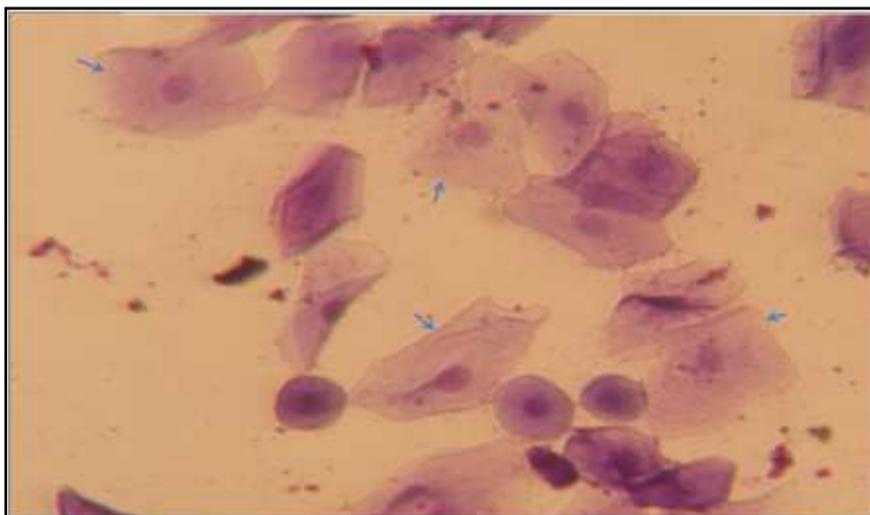


Figure 33. Frottis cytologique vaginal montre les grandes cellules intermédiaires (flèche bleu) (grossissement. x 100, coloration May-Grunwald-Giemsa)

- **Cellules superficielles**

Ce sont les plus grandes cellules épithéliales présentes sur les frottis vaginaux. Les bords cellulaires sont irréguliers, et plissés. Leur noyau est pycnotique, absent, ou on ne peut distinguer que sa silhouette (figure 34) [Johnston *et al.* 2001].

Elles sont également appelées cellules kératinisées. En effet, le phénomène de kératinisation est lié à la dégénérescence qui transforme les cellules d'un épithélium malpighien en cellules mortes. Ceci est reflété par la pycnose nucléaire [Guyant., 1988. Johnston *et al.*, 2001]. Les cellules qui ne possèdent pas de noyau sont également appelées squames [Johnston *et al.*, 2001].

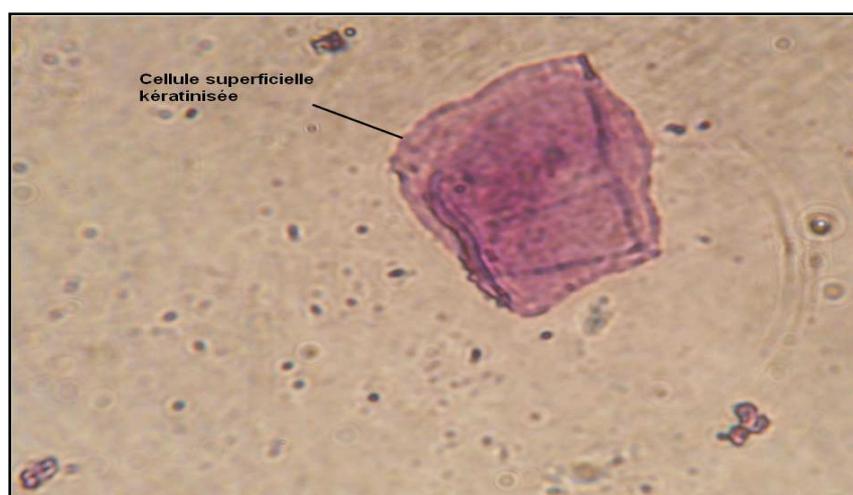


Figure 34. Cellule superficielle kératinisée anucléé dans un frottis vaginal (grossissement. x 100, coloration May-Grünwald-Giemsa).

- **Autres cellules**

Il y a plusieurs autres cellules présentes dans les frottis vaginaux, par exemple : les cellules spumeuses, les érythrocytes, les polynucléaires neutrophiles (PNN), lymphocytes (sont très rarement rencontrés) (figure 35).

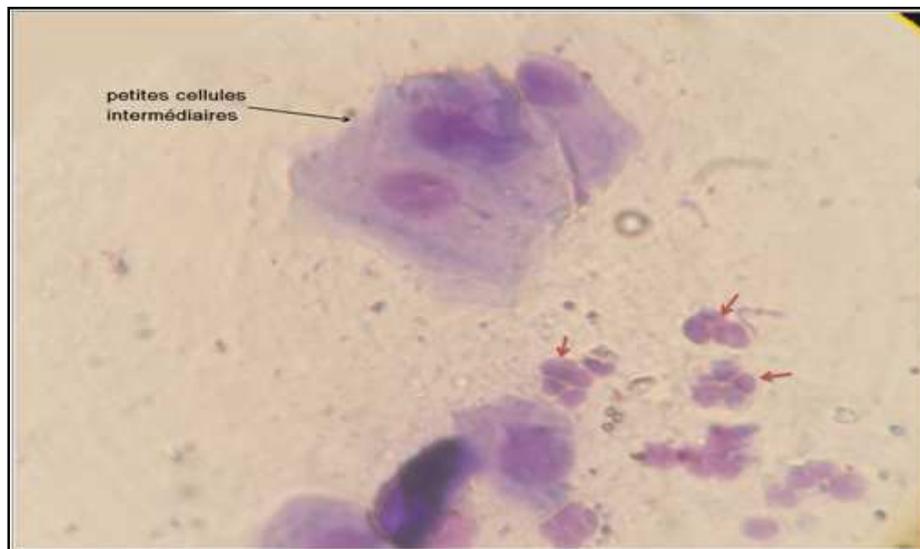


Figure 35. Les neutrophiles (flèche orange) et des petites cellules intermédiaires dans un frottis vaginal (grossissement. x 100, coloration May-Grünwald-Giemsa).

II. 1. 2. Description quantitative des populations cellulaires présentes sur les frottis génitaux

Selon **Betsch. (1992)**, l'interprétation quantitative est fortement dépendante de la technique de prélèvement et de coloration, c'est pourquoi différentes estimations quantitatives ont été proposées. Il reste donc à chaque praticien de définir lui-même ses critères d'interprétation selon sa technique et sa propre expérience.

Les résultats concernant les changements cytologiques du tractus reproducteur (col utérin, utérus) de la vache et de la brebis au cours des deux phases du cycle œstral (phase folliculaire, phase lutéale) sont présentés dans les tableaux ci-dessous :

Tableau 4. La moyenne (\pm SEM) du pourcentage des cellules dans les frottis du col utérin et l'utérus des vaches à différentes phases de la reproduction.

Situation	Nombre	CE (%)	CELV (%)	Neutrophile(%)	Lymphocyte (%)
Cervix (PF)	6	97.00 \pm 1.46	1.83 \pm 0.30	0.50 \pm 0.22	0.66 \pm 0.21
Utérus (PF)	6	97.50 \pm 0.67	2.00 \pm 0.25	0.33 \pm 0.21	0.16 \pm 1.16
Cervix (PL)	6	96.17 \pm 0.40	1.00 \pm 0.36	2.33 \pm 0.42	0.5 \pm 0.22
Utérus (PL)	6	96.00 \pm 0.44	2.66 \pm 0.49	2.33 \pm 1.11	0.33 \pm 0.21

PF : phase folliculaire. PL : phase lutéale. CE : cellules épithéliales. CELV : cellules épithéliales à large vacuole.

Tableau 5. La moyenne (\pm SEM) du pourcentage des cellules dans les frottis du col utérin et l'utérus des brebis à différentes phases de la reproduction.

Situation	Nombre	CE (%)	CELV (%)	Neutrophile (%)	Lymphocyte (%)
Cervix (PF)	12	97.88 \pm 0.79	1.25 \pm 0.32	0.31 \pm 0.15	0.56 \pm 0.15
Utérus (PF)	12	97.19 \pm 0.85	2.12 \pm 0.44	0.56 \pm 0.18	0.18 \pm 0.10
Cervix (PL)	12	95.44 \pm 0.90	1.31 \pm 0.21	2.62 \pm 0.28	0.62 \pm 0.17
Utérus (PL)	12	95.25 \pm 0.83	1.56 \pm 0.28	2.87 \pm 0.32	0.31 \pm 0.11

D'après les résultats statistiques de notre étude, il n'y avait pas de différence significative entre les frottis du col utérin et l'utérus ($P > 0.05$) chez la vache comme chez la brebis, ce qui est en accord avec **Ahmadi et al. (2004)**, qui n'ont trouvé aucune différence significative en présence cellulaire entre la muqueuse cervicale et les frottis de liquide utérin de vaches laitières. Il ressort de nos résultats que les frottis cervicaux pourraient être utiles pour l'évaluation de l'état de l'utérus en particulier pendant la phase d'œstrus et avant la saillie, et la collection de la muqueuse cervicale est facile et il n'ya aucun dommage à l'endomètre après le prélèvement cervical [**Ahmadi et al., 2005**].

Les moyennes de neutrophiles dans notre tractus de reproduction chez les vaches normales, comme chez la brebis, ont été inférieures à 5%. Il y a des différences significatives dans les nombres moyens des neutrophiles dans les frottis du col utérin entre la phase folliculaire et la phase lutéale du cycle œstral de la vache. Les moyennes \pm SEM des neutrophiles chez la vache étaient 0.50 ± 0.22 en phase folliculaire et 2.33 ± 0.42 en phase lutéale. Et chez la brebis était 0.31 ± 0.15 en phase folliculaire et 2.62 ± 0.28 en phase lutéale.

Ahmadi et al. (2000), ont trouvé aussi des différences significatives dans les moyennes de neutrophiles dans les frottis cervicaux muqueux à différentes phases du cycle œstral de dix génisses laitières de race Holstein. Les moyennes \pm SEM des neutrophiles étaient de $0,10 \pm 0,10$, $17,60 \pm 8,83$, $0,50 \pm 0,30$ et $3,60 \pm 1,44$ à l'œstrus, metœstrus, diœstrus et proœstrus, respectivement.

Donc les moyennes de neutrophiles dans les voies avec des grands follicules (phase folliculaire) ont été inférieures à celles des voies avec des corps jaunes (phase lutéale). En effet, d'après **Ahmadi et al. (2006b), (2005a)**, les variations hormonales stéroïdiennes suivent la phase du cycle œstral qui influence la migration des neutrophiles dans la muqueuse cervicale. **Ahmadi et al. 2006d**, montrent que l'association de l'évaluation cytologique et détection de niveau de progestérone est probablement plus utile que l'évaluation cytologique seule.

L'influence de la phase du cycle œstral sur l'immunité génitale de la vache a été largement étudiée [**Roth et al., 1983 ; Sheldon et al., 2006 ; Lewis., 2003 ; Subandrio et al., 2000 , 1997,1992**]. La muqueuse du tractus génital est dotée d'un système de défense non spécifique et d'un système immunitaire spécifique humoral et cellulaire qui lui permettent de lutter contre les infections. Mais l'immunité génitale subit l'influence de l'équilibre endocrinien de l'organisme. Les hormones sexuelles influencent le système de défense de l'utérus, modifiant la réponse aux agents agresseurs et l'intensité des phénomènes inflammatoires de la muqueuse.

De nombreuses études montrent que l'utérus est résistant aux infections durant la phase folliculaire, lorsque la progestéronémie est basale, alors qu'il est sensible à l'infection lorsque la progestéronémie augmente, en phase lutéale. Les vaches recevant une infusion intra utérine d'*Arcanobacterium. pyogenes* et d' *Escherichia. coli* durant la phase lutéale

(progestéronémie élevée) développent une infection utérine tandis que les vaches recevant la même infusion en phase folliculaire (progestéronémie basse) ne développent pas d'infection [Lewis., 2003]. Il en est de même chez la brebis avec 100% d'infection en phase lutéale et 0% d'infection en phase folliculaire [Seals *et al.*, 2003].

De plus, sur des vaches ovariectomisées, l'apport exogène de progestérone crée un milieu favorable à la croissance bactérienne, alors que l'administration d'œstradiol rend l'utérus relativement résistant aux infections [Roth *et al.*, 1983]. Suite à ces observations, les PGF2 α ont d'ailleurs été proposées dans le traitement des infections utérines chez des vaches présentant un corps jaune, pour leurs propriétés lutéolytiques et inductrices d'œstrus [Herath *et al.*, 2006].

Malgré le concept général de plus grande résistance à l'infection en phase folliculaire, différentes études apportent des résultats contradictoires [Hawk *et al.*, 1960 ; Matsuda *et al.*, 1983]. Celles qui mettent en évidence une augmentation de la migration leucocytaire lors de concentration élevée en progestérone [Lander *et al.*, 1990 ; Subandrio *et al.*, 1992] expliquent la plus grande susceptibilité de l'utérus aux infections en phase lutéale par une diminution de l'activité phagocytaire des neutrophiles [Subandrio *et al.*, 1997].

Selon ces auteurs, le recrutement des neutrophiles dans la lumière cervicale résulte d'une chute de progestéronémie et l'augmentation de l'œstradiolémie. L'influence du rapport E2/P4 reste à confirmer. Plusieurs facteurs peuvent influencer la fonction de reproduction, tels que l'état corporel et le déficit énergétique, entraînant des troubles de la croissance folliculaire [Driancourt ., 2001].

L'évaluation des tractus génital de la brebis n'est pas généralement réalisée en clinique et il y a seulement quelques rapports sur l'utilisation de méthodes de laboratoire pour l'évaluation de l'état clinique de l'appareil génital de la brebis [Noakes *et al.* 2001].

Il n'y avait pas de différences significatives entre la cytologie cellulaire de la muqueuse du col utérin et les frottis de l'utérus de la brebis. Cependant, il y avait des différences significatives dans le pourcentage de cellules épithéliales et de neutrophiles dans les frottis utérins et cervicaux dans les tractus avec un corps jaune (CJ), sans (CJ) ou phase folliculaire.

La cytologie cervicale pourrait être de valeur pour le diagnostic de la métrite en période post-partum et les anomalies infectieuses de la période de gestation chez la brebis [Ahmadi *et al.* 2006c].

La cytologie était déterminée à être aussi acceptable que la biopsie dans la détermination des réponses inflammatoires aiguës associées à l'endométrite bactérienne, mais il n'était pas possible de détecter les changements inflammatoires chroniques ou fibreux par la cytologie qui ont été révélés par l'histopathologie [Reiswig *et al.*, 1993].

La phagocytose constitue le phénomène cruciale dans la défense immunitaire du tractus génitale femelle, fait appel aux populations de cellules immunitaires, principalement les PNN qui assurent 80% à 70% de la phagocytose dans l'utérus et le cervix respectivement [Frank *et al.*, 1983 , Ahmadi *et al.*, 2005b]. Quelques jours avant le part, le pourcentage de ces cellules augmentent d'une façon significative [Ahmadi *et al.*, 2005a].

Pour les changements cytologiques du vagin de la vache et de la brebis. En phase folliculaire, Les frottis vaginaux sont riches en cellules. Ils sont entièrement kératinisés et présente de nombreuses cellules anucléées. Les neutrophiles sont absents ou très rares (figure 36).

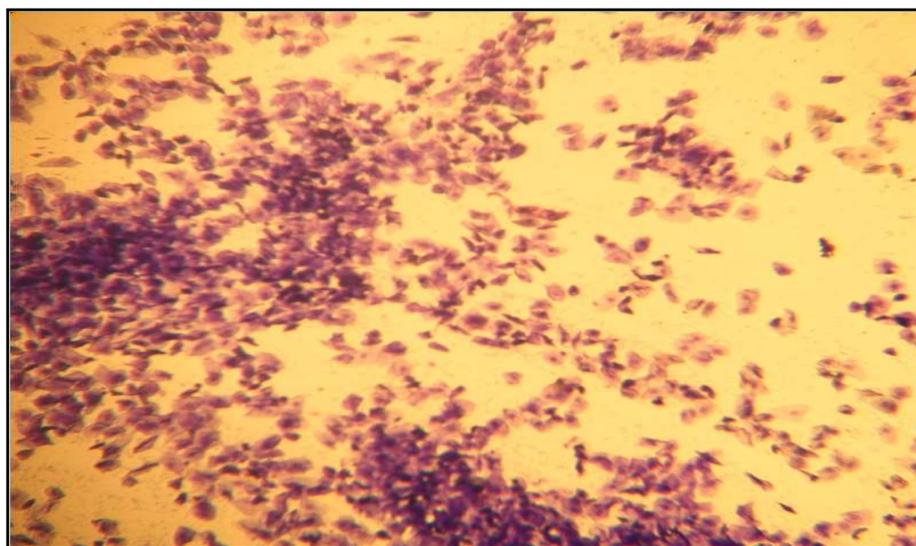


Figure 36. Frottis vaginal en phase folliculaire (grossissement. x 10, coloration May-Grünwald-Giemsa).

En phase lutéale, le nombre de cellules kératinisées (cellules superficielles) et les grandes cellules intermédiaires diminue. Les cellules parabasales et les petites cellules

intermédiaires sont prédominantes. Les neutrophiles sont présents dans la plupart des frottis vaginaux, mais en quantité bien inférieure aux autres types de cellules.

II. 2. Étude histologique

II. 2. 1. Changements histologiques de l'oviducte

L'architecture d'oviducte et sa structure histologique sont identiques chez tous les mammifères [Steinhauer *et al.*, 2004].

La séreuse recouvre la musculuse qui est composée de deux couches de fibres musculaires lisses, une couche interne apparaît circulaire et une couche externe apparaît longitudinale. La muqueuse, composée d'un chorion et d'un épithélium pseudostratifié, présente de nombreux replis. Ces plis sont plus importants dans la région de l'ampoule et leur complexité va en diminuant vers l'isthme (figure 37).

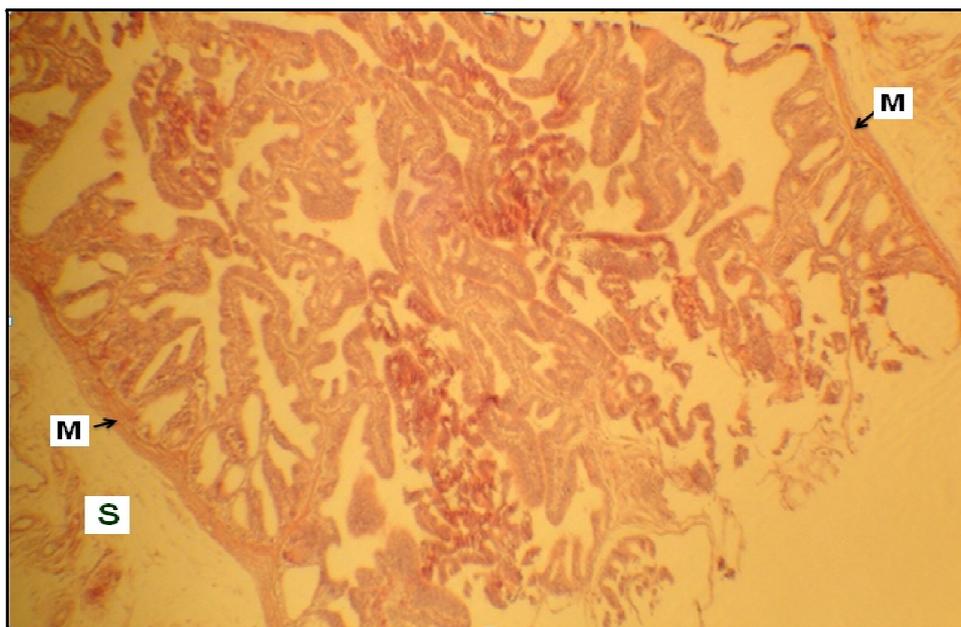


Figure 37. Coupe longitudinale de l'ampoule de la brebis (grossissement. x 3.2, coloration hématoxyline-éosine) : la muqueuse de revêtement de l'ampoule présente un labyrinthe de replis longitudinaux anastomosés. Remarquez la paroi musculaire (**M**) qui est fine et la séreuse (**S**).

L'épithélium tubaire présente deux grands types cellulaires : des cellules ciliées et des cellules glandulaires ou sécrétrices, lesquelles montrent à leur apex des granules de sécrétion. Les cellules ciliées sont nombreuses près de l'extrémité ovarienne de la trompe, où elles constituent la majorité de la population cellulaire ; par contre, près de l'utérus, les cellules sécrétrices prédominent.

Nous avons observé l'augmentation du nombre des cellules ciliées et leur hauteur en phase folliculaire (figure 38 et 39); en revanche, la hauteur et le nombre de ces cellules diminuent en phase lutéale.

Pendant la phase lutéale, se sont principalement les cellules sécrétrices qui peuplent l'épithélium, ce résultat est en accord avec celui obtenu par [Steinhauer *et al.*, 2004] qui ont montré l'augmentation de la proportion de cellules ciliées sous imprégnation oestrogénique en début de phase folliculaire, alors que sous l'effet de la progestérone, la proportion de ces cellules diminue.

Murray. (1995), a trouvé que l'histologie tubaire est fortement modifiée selon le stade du cycle de l'animal, et les populations cellulaires varient en fonction de son statut hormonal.

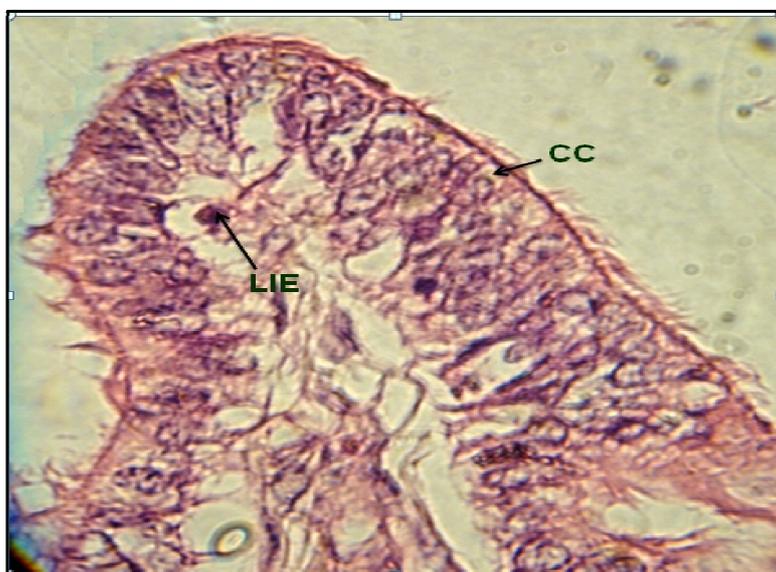


Figure 38. Coupe histologique de l'ampoule de la vache en phase folliculaire (grossissement. x 100, coloration hématoxyline-éosine) : représente l'extrémité d'un repli muqueux. Les cellules ciliées (CC) sont nombreuses, et on observe quelques lymphocytes intraépithéliaux (LIE).

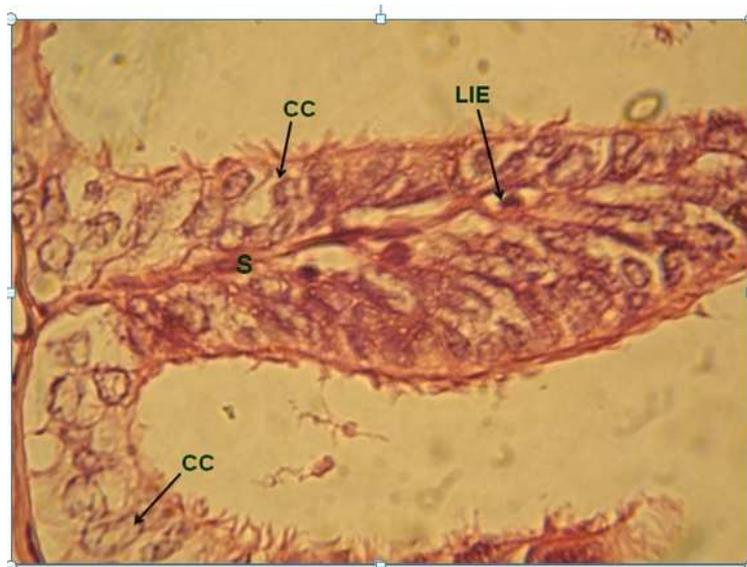


Figure 39. Coupe histologique de l'ampoule de la brebis en phase folliculaire (grossissement. x 100, coloration hématoxyline-éosine) : Les cellules ciliées (CC) sont nombreuses, le tissu de soutien fin et délicat (S), on observe quelques lymphocytes intraépithéliaux (LIE).

II. 2. 2. Changements histologiques de l'utérus

La paroi de l'utérus se compose de trois couches : une séreuse (péritoine), 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 stroma, séparés par une membrane basale, le stroma contient de nombreuses glandes (figure 40).

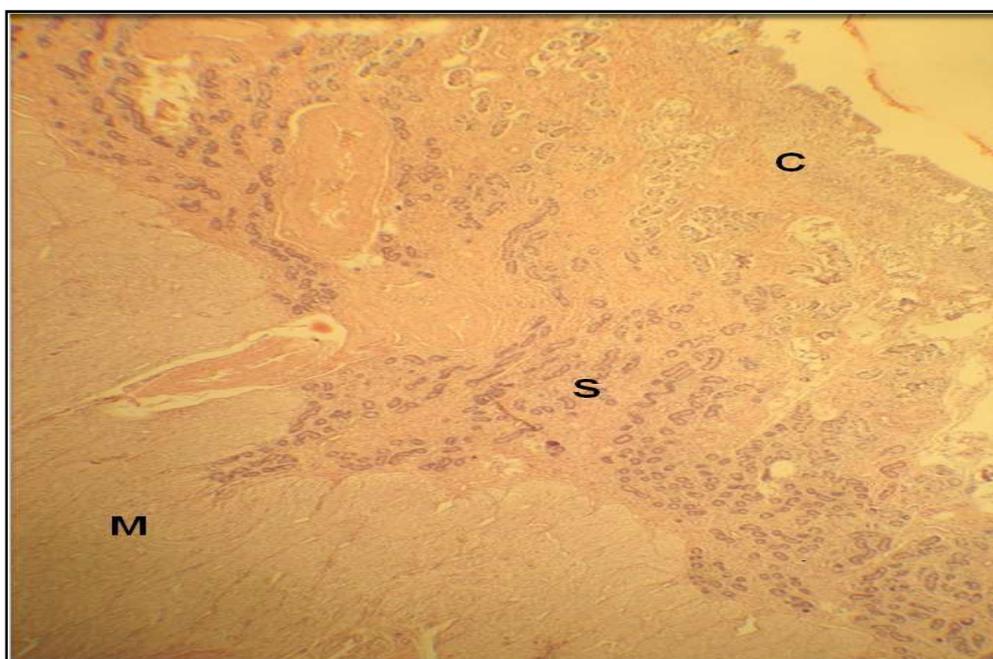


Figure 40. Coupe histologique du corps utérin de la vache en phase lutéale (grossissement. x 10, coloration hématoxyline-éosine). On observe la paroi musculaire ; le myomètre M. L'endomètre est constitué d'une couche spongieuse (stratum spongiosum) S et de couche compacte (Stratum compactum) C. A cette phase, les glandes sont régulièrement réparties et droites.

L'épithélium de surface chez la vache et la brebis, bordant la lumière utérine, est un épithélium cylindrique pseudostratifié constitué de cellules épithéliales ciliées et des cellules non ciliées de type sécrétoire.

Les cellules des glandes stromales sont cylindriques, La Lumière des glandes des parties superficielles de l'endomètre est plus large que celle des parties profondes, où la lumière est très étroite.

Selon **Bonnett et al. (1991)**. La biopsie utérine est une technique qui permet d'évaluer histologiquement l'endomètre. La lumière, l'épithélium, le *stratum compactum*, le *stratum spongium* et les glandes endométriales sont les principales structures visibles et évaluables.

La phase folliculaire du cycle se caractérise par l'apparition de phénomènes congestifs et hypertrophiques. En cette phase, nous avons observé une augmentation de l'épaisseur du myomètre par rapport à la phase lutéale.

La structure endométriale varie pendant le cycle œstral. Le *stratum spongiosum* est la couche la plus sujette aux variations notamment d'épaisseur et d'aspect, pendant la phase folliculaire, son épaisseur est maximale et la vascularisation devient extrêmement dense. Il est alors possible d'observer un œdème stromal. Les cellules des épithéliums de surface s'hypertrophient et atteignent leur hauteur maximale (Figure 43). Les glandes endométriales sont rectilignes et peu développées, elles apparaissent alors allongées au sein d'un tissu conjonctif plus vascularisé et congestionné, elles apparaissent aussi plus éparées et moins nombreuses. (Figure 41, 42).

Durant la phase lutéale, La hauteur des cellules des épithéliums de surface diminue. Les cellules épithéliales glandulaires s'hyperplasient et elles possèdent une activité sécrétoire importante, ses noyaux se trouvent à la base de la cellule. Les glandes sont plus nombreuses et elles apparaissent plus large, tortueuses et contournées et leur lumière devient plus large et contient des produits de sécrétion (figure 44), les cellules de l'épithélium glandulaire prennent des caractères sécrétoires (figure 40). L'endomètre passe alors à une phase sécrétoire active. Ces mêmes observations ont été signalées par [**Doig et Waelchli., 1993**].

La vascularisation subit de grandes modifications : les vaisseaux sanguins et lymphatiques de l'endomètre s'accroissent en phase folliculaire, et diminuent en phase lutéale.

Selon **Shaham-Albalancy *et al.* (1997)**, ces modifications de l'endomètre dépendent des modifications des sécrétions hormonales ovariennes. L'œstrogène stimule la prolifération de l'épithélium de la lumière utérine et glandulaire. La progestérone induit l'activité sécrétoire des glandes endométriales qui deviennent plus tortueuses, embranchées et sécrétoires. Ces changements sont importants pour préparer l'endomètre utérin à l'implantation de l'embryon.

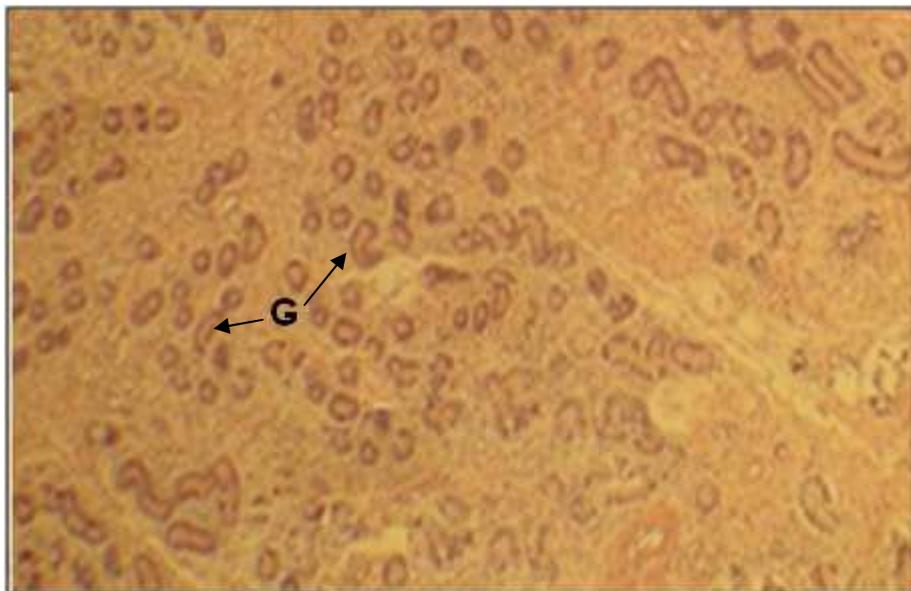


Figure 41. Coupe histologique de l'endomètre de l'utérus de la brebis en phase folliculaire (grossissement. x 40, coloration hématoxyline-éosine). Les glandes (G) sont rectilignes et peu développées.

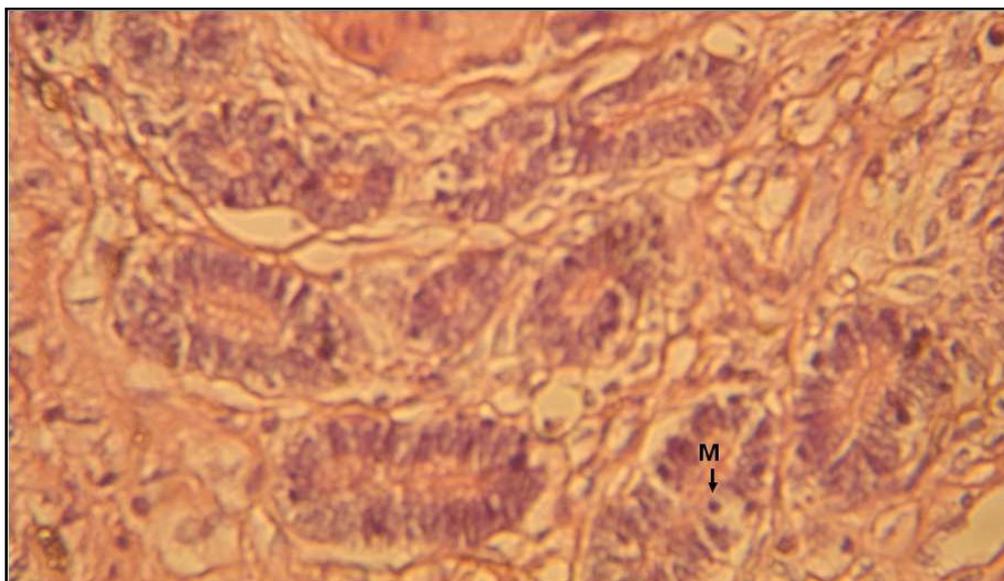


Figure 42. Coupe histologique de l'endomètre de l'utérus de la brebis en phase folliculaire (grossissement. x 100, coloration hématoxyline-éosine). On observe l'épithélium glandulaire en prolifération constitué de cellules cylindriques, on distingue des images de mitose M dans l'épithélium glandulaire.



Figure 43. Coupe histologique de l'épithélium de surface de la brebis en phase folliculaire (grossissement. x 100, coloration hématoxyline-éosine). On observe des cellules épithéliales (E) cylindriques dont quelques-unes sont ciliées.

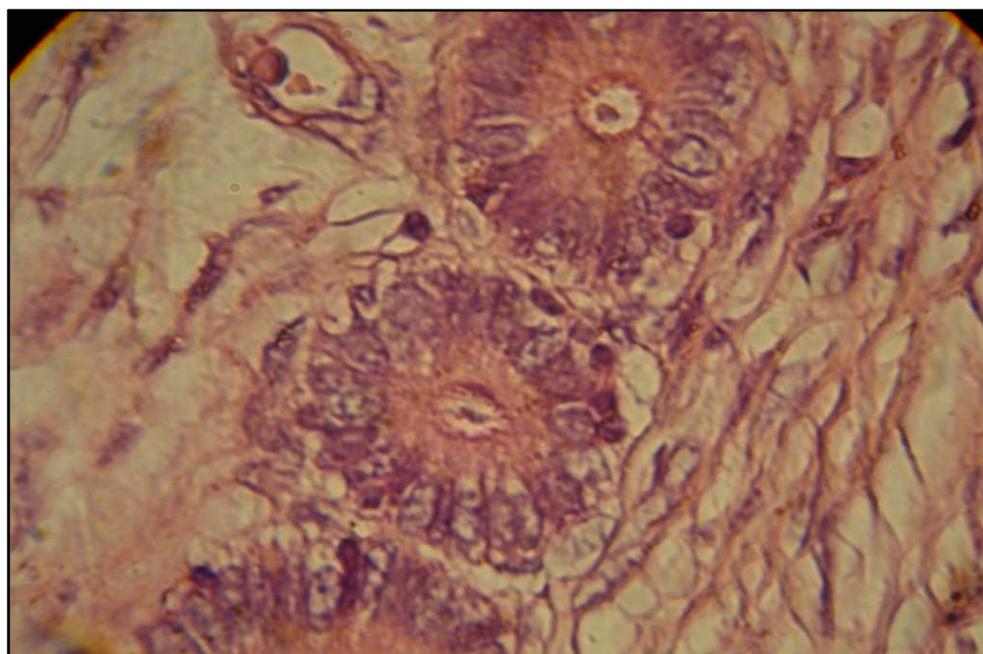


Figure 44. Coupe histologique de l'endomètre de l'utérus de la vache en phase lutéale (grossissement. x 100, coloration hématoxyline-éosine).

La biopsie utérine a été longtemps recommandée comme test complémentaire à la palpation transrectale pour compléter l'évaluation de l'utérus. Toutefois, considérant le temps, le coût, le matériel, l'expertise nécessaire, celle-ci n'est pas ou peu utilisée dans la pratique bovine courante. La biopsie endométriale est plutôt indiquée lors d'évaluation complète

du tractus reproducteur de vache «*Repeat Breeder*» de haut potentiel génétique [Debois et Manspeaker., 1986].

Richard et Durward. (1966) ont étudiés la relation entre l'âge et le nombre de vêlages sur la totalité de l'épaisseur de l'utérus chez 110 vaches repeat-breeding. Ils ont trouvé que 30% de la variation de l'épaisseur du muscle est due à l'âge, indépendamment du nombre de vêlages. La variation du nombre de glandes dans les sections transversales est due à des différences individuelles de la vache, avec aucun effet significatif dû à l'âge ou du nombre de vêlages. De même, la variation de diamètre de la glande a été associée à des différences de vache et les différences individuelles au sein d'une section individuelle.

II. 2. 3. Changements histologiques du col utérin

C'est est une partie très importante qui sépare, en permanence, la cavité utérine de la cavité vaginale. Elle comporte, comme l'utérus, trois couches concentriques qui sont, de la lumière vers la périphérie : une muqueuse, une musculuse et une séreuse.

La muqueuse cervicale est plus mince que celle de l'endomètre sécrétant le mucus cervical, l'épithélium est cylindrique, avec seulement un petit nombre de cellules et de mucocytes. Le chorion est dense moins riche en cellules que celle de l'endomètre. Le tissu musculaire comprenant des muscles lisses et des fibres de collagène. Les anneaux cervicaux consistent en une série de crêtes dures ou de plis annulaires (figure 45).

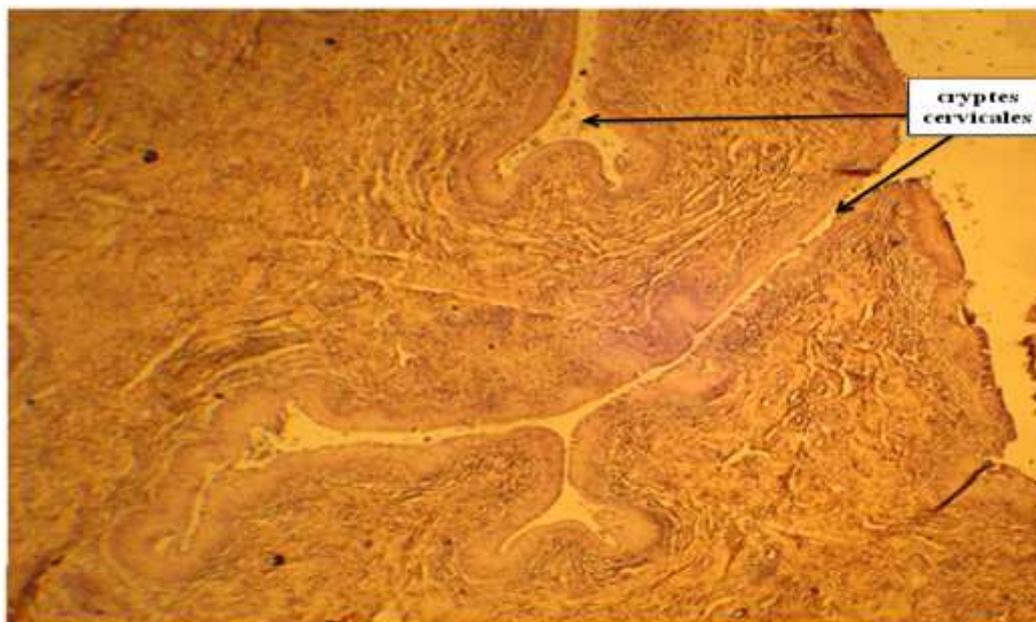


Figure 45. Coupe histologique de la muqueuse cervicale de la brebis (grossissement. x 10, coloration hématoxyline-éosine) représente les cryptes cervicales.

Le col est néanmoins une structure essentiellement fibreuse et comprend seulement 10% de muscles lisses. Dans le stroma, le collagène assure la force de tension et, sous action hormonale, son taux diminue vers la fin de la gestation. Les autres constituants sont des fibres d'élastine, des protéoglycanes et des glycoprotéines [Shennan et Jones., 2004].

Les résultats histologiques de cette étude indiquent que la muqueuse cervicale bovine et ovine se compose de 2 types cellulaires distincts: des cellules épithéliales cylindriques non-ciliées avec des noyaux plus sombres, et des cellules épithéliales cylindriques ciliées. Les cellules non-ciliées sont en plus grand nombre et contiennent une grande quantité de mucine stockées dans la région supranucléaire. Les noyaux de ces cellules étaient situés dans la région basale de la cellule (figure 46).

Les cellules épithéliales cylindriques non-ciliées situées dans les cryptes des plis du col utérin sont apparues de taille plus grande et contiennent une grande quantité de mucine que les cellules cylindriques non-ciliées situées sur les plis du col.

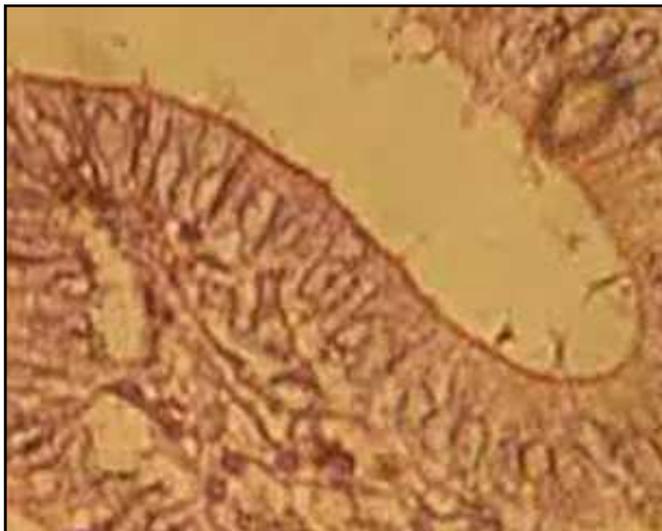


Figure 46. Coupe transversale de la muqueuse cervicale de la vache en phase folliculaire (grossissement. x 40, coloration hématoxyline-éosine)

En phase folliculaire, les plis ont allongé et épaissi de telle sorte qu'ils ont presque remplir complètement la lumière. Les cellules stromales ont considérablement agrandies. Les cellules épithéliales recouvrant les plis du col sont larges. Les cellules épithéliales non-ciliées s'hypertrophient. On trouve des sécrétions dans la lumière du cervix. Il ya encore des zones de prolifération épithéliale. Il ya aussi des parties qui sont marqués par l'infiltration des lymphocytes.

En phase lutéale, les cellules épithéliales deviennent plus petites et moins de mucus sécrété dans la lumière. La taille des plis est diminuée, et il est difficile de trouver une zone pseudo-stratifiée.

II. 2. 4. Changements histologiques du vagin

La structure histologique du vagin, comme celles des autres parties du tractus génital, comporte une muqueuse, une musculuse et une séreuse. La muqueuse vaginale est bordée principalement par un épithélium squameux stratifié. Elle ne contient aucune structure glandulaire et son épaisseur varie au cours du cycle sexuel (Figure 47,48).

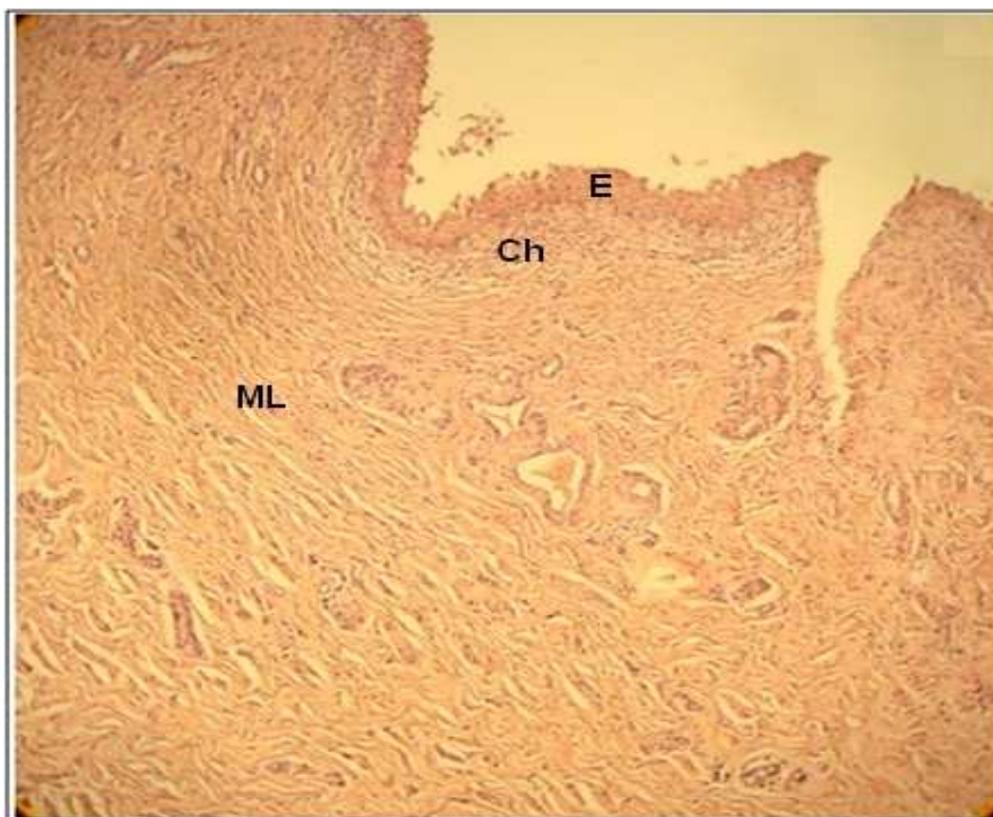


Figure 47. Coupe transversale du vagin de la brebis en phase folliculaire (grossissement 3.2 x, coloration hématoxyline-éosine). La couche muqueuse bordée par un épithélium pavimenteux stratifié **E**, la couche irrégulière de muscle lisse **ML**, le chorion dense **Ch** contient de nombreuses fibres élastiques.

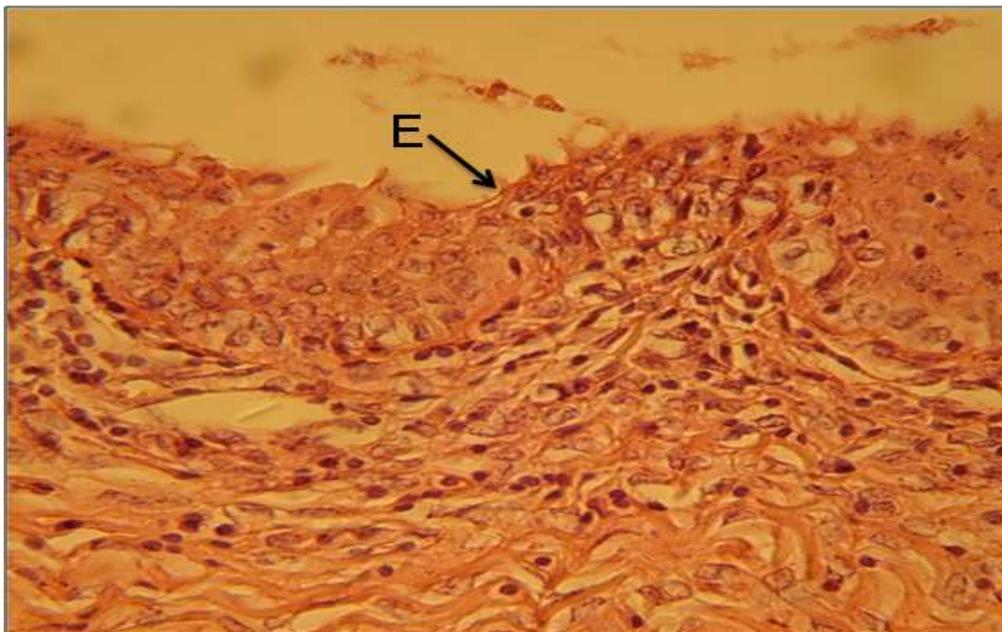


Figure 48. Épithélium squameux stratifié (E) du vagin de la brebis en phase folliculaire (grossissement 10 x, coloration hématoxyline-éosine).

En phase folliculaire, l'épithélium de la muqueuse vaginale comprend une seule couche hautement cylindrique, très actif, les cellules muco-sécrétantes, chez la vache. Et chez la brebis la muqueuse vaginale comprend quelques couches des cellules épithéliales. Alors que pendant la phase lutéale chez les deux espèces, il se compose de plusieurs couches de cellules épithéliales cylindriques basses, cuboïdes ou aplatis. Ces mêmes constatations ont été signalées par **Miroud et Noakes. (2006)**.

Selon **Blazquez et al., 1989**, À toutes les phases du cycle œstral, l'épithélium vaginal crânial est mince, avaient moins de couches de cellules et proportionnellement avaient plus de cellules cylindriques superficielles que les régions les plus caudale. À toutes les étapes du cycle, dans les régions caudales il y avait plus de lymphocytes intra-épithéliaux que dans les régions les plus crânielles. A l'œstrus, la proportion de cellules cylindriques superficielles a été maximale, ayant augmenté à partir de la fin du diœstrus de 1, 29 et 40 pour cent de toutes les cellules superficielles à 15, 54 et 83 pour cent dans les régions caudales, centrales et des crânielles, respectivement. Cependant l'épaisseur de l'épithélium dans toutes les régions du vagin était le plus grand au metœstrus. A ce stade, le nombre de couches de cellules a été supérieur à tous les autres stades.

CONCLUSION

Conclusion

Cette étude a été réalisée sur des matrices de vaches et de brebis collectées de l'abattoir. Des frottis cytologiques et des lames pour les coupes histologiques dans chaque partie du tractus génital ont été réalisés pour connaître les changements cytologiques et histologiques.

D'après nos résultats, nous concluons que tous le tractus génital de la vache ou de la brebis présente des variations cytologiques et histologiques significatives. Ces variations sont liées aux phénomènes physiologiques qui se déroulent au cours d'un cycle œstral.

Toutefois, l'examen cytologique est une technique fiable et rapide et non couteuse pour évaluer le statut physiologique.

L'examen cytologique est plus facile que l'utilisation des biopsies. Il est considéré depuis quelques années chez la vache, comme technique de référence pour l'évaluation du statut inflammatoire de l'appareil génitale. Ainsi que les frottis cervicaux pourraient être utiles pour l'évaluation de l'état de l'utérus en particulier pendant la phase d'œstrus et avant la saillie, et la collection de la muqueuse cervicale est facile et il n'ya aucun dommage à l'endomètre après le prélèvement cervical.

BIBLIOGRAPHIE

BIBLIOGRAPHIE

- Ahmadi MR., Nazifi S., Gaisari HR., 2000.** Cytology changes in heifer's cervical mucosa at different phases of the oestrus cycle. *14th ICAR, Stockholm*.
- Ahmadi MR., Nazifi S., Ahmadi S., 2001.** Relationship of differential leukocyte count in uterine cervical mucus and blood with reproductive function of postpartum cows. *Iran J Vet Res ; 2:107–117*.
- Ahmadi MR., Nazifi S., Khodakaram Tafti., 2004.** Cytological studies of uterus and uterine cervical mucosa by swab and aspiration methods in cows. *J Fac Vet Med Univ Tehran ; 59:360–366*.
- Ahmadi MR., Nazifi S., Gaisari HR., M. Radmehr., 2005.** Evaluation of reproductive cycle with cervical and uterine cytology in Iranian dromedary camels. *Comp Clin Path Iran ; 14: 48–51*.
- Ahmadi MR., Kafi M and Ghodrati M., 2005a.** Crystallization and the number of neutrophils increase in the cervical mucus as parturition approaches in dairy cows. *Comp Clin Path ; 14: 72–75*.
- Ahmadi MR., Khodakaram Tafti A., Nazifi S., Ghaisari HR., 2005b.** The comparative evaluation of uterine and cervical mucosa cytology with endometrial histopathology in cows. *Comp. Clin. Pathol ; 14 : 90-94*.
- Ahmadi MR., Nazifi S., Ghaisari HR., 2006a.** Comparative cervical cytology and conception rate in post-partum dairy cows. *Veterinarski Arhiv ; 76 (4) : 323-332*.
- Ahmadi MR and Nazifi S., 2006 b.** Comparison of hormonal changes of oestrus cycle with cytology of cervical mucosa and hematological parameters in dairy heifers. *Comp. Clin. Pathol ; 15 : 94-97*.
- Ahmadi MR., Nazifi S., 2006c.** Evaluation of reproductive status with cervical and uterine cytology in fat-tailed sheep. *Comp. Clin. Pathol ; 15 : 161-164*.
- Ahmadi MR., Nazifi S., Ghaisari HR., Damchy M., 2006 d.** Evaluation of the cytology of uterus, vagina, and clitoris as predictors of uterine condition in the mare. *Comp Clin Pathol ; 14: 186–190*.
- Aughey Elizabeth., Frye Fredric L., 2001.** Comparative Veterinary Histology with Clinical Correlates. *MANSON Publishing Ltd. London. 183-214*.
- Bacha William J., Bacha Linda M., 2000.** Color atlas of veterinary histology. Second edition. *Wiley*.
- Banks WJ., 1993.** Female reproductive system. In : Applied veterinary histology. *3rd ed. St Louis: Mosby-Year book, Inc, 452-457*.
- Baril, G., Chemineau P., Cognie Y., Guérin Y., Leboeuf B., Orgeur P. et J.-C. Vallet., 1993.** Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins. Station de la physiologie de la reproduction Institut national de la recherche agronomique (INRA) Nouzilly, 37380 Monnaie, France.121.

Barlund CS., Carruthers TD., Waldner CL., Palmer CW., 2008. A comparison of diagnostic techniques for postpartum endometritis in dairy cattle. *Theriogenology* ; 69 : 714-723.

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 nationale vétérinaire Lyon.* 283- 327, 317-318.

Bartolome J.A., Melendez P., Kelbert D., Swift K., Mchale J., Hernandez J., Silvestre F., Risco C.A., Arteche A.C.M., Thatcher W.W. et Archbald L.F., 2005. Strategic use of gonadotrophin-releasing hormone (GnRH) to increase pregnancy rate and reduce pregnancy loss in lactating dairy cows subjected to synchronization of ovulation and timed insemination. *Theriogenology* ; 63: 1026- 1037.

Batellier., Florence., Blesbois., Elisabeth., 2005. Reproduction des animaux d'élevage. 2^{éd} *Educagri Paris.* 18, 19,66.

Betsche JM., 1992. Diagnostic de l'infertilité d'origine cervico-utérine chez la jument. *Rec. Méd. Vét.,* 168, 11/12, 1011-1027.

Blazquez N.B., Batten E.H., Long S.E., G.C. Perry G.C., Whelehan O.J., 1989. A quantitative morphological study of the bovine vaginal epithelium during the œstrus cycle. *Comparative Pathology* ; 100 (2): 187-193.

Bao B., Garverick H.A., Smith G.W., Smith M.F., Salfen B.E., Youngquist R.S., 1997. Changes in mRNA encoding LH receptor, cytochrome P450 side chain cleavage and aromatase are associated with recruitment and selection of bovine ovarian follicles. *Biology of reproduction* ; 56: 1158-1168.

Bonnes G., Desctaupe J., Drogoul C., Gadoud R., Le Loc'h A., Montmeas L. et RobinG., 1988. Reproduction des mammifères d'élevage, 1^{ère} édition, Paris. 239.

Bonnett BN., Martin SW., Gannon VP., Miller RB., and Etherington WG., 1991. Endometrial biopsy in Holstein-Friesian dairy cows. III. Bacteriological analysis and correlations with histological findings. *Can J Vet Res;*55 (2): 168-173.

Breeveld-Dwarkasing VNA., De Boer-Brouwer M., Te Koppele JM., Bank RA., Van Der Weijden GC., Taverne MAM et Van Dissel-Emiliani FMF., 2003. Regional differences in water content, collagen content, and collagen degradation in the cervix of nonpregnant cows. *Biology of Reproduction* ; 69 : 1600–1607.

Brook D., 1993. Uterine cytology. In: McKinnon AO, Voss JL (eds) *Equine reproduction.* Lea and Febiger, London, 246–254.

Caraty A., Duittoz A., Pelletier J., Thiéry JC., Tillet Y., Bouchard P., 2001. Libération pulsatile des gonadotropines, de la prolactine et de la GH. Le contrôle de la pulsativité de LH. Dans : *Thibault et Lévasseur* (Edits). La reproduction chez les mammifères et l'homme. *Ellipses, INRA, Paris* ; 85-107.

Chapwanya A., Meade KG., Doherty ML., Callanan JJ., Mee JF., O'Farrelly C., 2009. Histopathological and molecular evaluation of Holstein-Friesian cows postpartum: Toward an improved understanding of uterine innate immunity. *Theriogenology* ; 71 : 1396-1407.

Christian Dudouet., 2003. La reproduction du mouton. 2^e édition France agricole. 65.

Christian Dudouet., 2010. La production des bovins allaitants, 3^eédition Paris : *France agricole*. 85.

Colazo M.G., Martinez M.F., Small J.A., Kastelic J.P., Burnley C.A., Ward D.R., Mapletoft R.J., 2005. Effect of oestradiol valerate on ovarian follicle dynamics and superovulatory response in progesterin- treated cattle. *Theriogenology* ; 63: 1454- 1468.

Couto MA., Hughes JP., 1984. Technique and interpretation of cervical and endometrial cytology in the mare. *Equine Veterinary Science* ; 4(6) : 265-272.

Debois CHW and Manspeaker JE., 1986. Endometrial Biopsy of the Bovine, Page 424-426 in Current therapy in theriogenology [2nd ed]. ed. *Philadelphia ; Toronto: Saunders*. 1143.

Daels, P.F. et Hughes, J.P., 1993.The normal estrus cycle. In : A.O. Mc Kinnon et J.L. Voss. *Equine reproduction*. Philadelphia : Lea & Febiger, 121-132.

Deguillaume L., 2010. L'inflammation génitale post-partum de la vache. Thèse.54.

Deguillaume L., Chastant-Maillard S., 2009. Comment bien diagnostiquer les endométrites de la vache ? *Bull. GTV* ; 49 : 101-105.

Dellmann HD, Eurell J., 1998. Textbook of veterinary histology, Fifth edition, Williams and Wilkins, Baltimore, Maryland. 256-257.

Del Vecchio RP., Matsas DJ., Fortin S., Sponenberg DP., and Lewis GS., 1994. Spontaneous uterine infections are associated with elevated prostaglandin F(2) alpha metabolite concentrations in postpartum dairy cows. *Theriogenology*;41 (2): 413-421.

Derivaux J., 1971. Reproduction chez les animaux domestiques. Tome 1 et 2 Editions *Déroutaux*. Liège ; T1: 157, T2 : 175.

Derivaux J., 1981. La rétention placentaire et les affections utérines du post-partum. In : Constantin A, Meissonnier E, editors. *L'utérus de la vache*. Societe Francaise de Buiatrie, Toulouse, 301-329.

Derivaux J., Ectors F., 1985. Physiopathologie de la gestation et obstétrique vétérinaire. *Les Editions du Point Vétérinaire*, Maisons-Alfort, France, 31-45.

Driancourt M.A., Gougeon A., Monniaux D., Royere D and Thibault C., 2001. Folliculogenèse et ovulation. In: La reproduction chez les mammifères et l'homme. *Thibault C., Levasseur M.C., (Eds), Ellipses, Paris, France, 316-347*.

Driancourt M.A. et Levasseur M.C., 2001a. Cycles estriens et cycles menstruels. Dans : La reproduction chez les mammifères et l'homme. Thibault C. et Levasseur MC. (Edits) *Ellipses, INRA, Paris, 680- 698*.

- Doig, P.A. et Waelchli, R.O. 1993.** Endometrial biopsy. In : A.O. McKinnon et J.L. Voss. *Equine Reproduction. Philadelphia : Lea & Febiger ; 225-233.*
- Driancourt M.A., Gougeon A., Royere D. et Thibault C., 1991.** La reproduction chez les Mammifères et l'homme Thibault C. et Levasseur M.C. *INRA Ellipses, 768.*
- Deletang F., 2004.** Rappels d'anatomie et de physiologie. PRID, Edition Sanofi Santé Animale, 9-16.
- Ellington JE., 1991.** The bovine oviduct and its role in reproduction: a review of the literature. *Comell Vet; 81: 313-328.*
- Erickson G.F. et Danforth D.R., 1995.** Ovarian control of follicle development. *American Journal of Obstetrics and Gynecology ; 172: 736-747.*
- Filicori M., Flagmigni C., Dellai P., 1994.** Treatment of anovulation with pulsatile gonatropin-releasing hormone: Prognostic factors and clinicals results in 600 cycles. *J. Clin. Endocrinol. Metab ; 79: 1215-1220.*
- Gilbert RO., Shin ST., Guard CL., Erb HN., 1998.** Incidence of endometritis and effects on reproductive performance of dairy cows. *Theriogenology; 49:251.*
- Gilbert RO., Shin ST., Guard CL., Erb HN., Frajblat M., 2005.** Prevalence of endometritis and its effects on reproductive performance of dairy cows. *Theriogenology ; 64 : 1879-1888.*
- Goodman, R. L., 1994.** Neuroendocrine control of the ovine estrous cycle. In: N. J. Knobil E, (Ed.), *The physiology of reproduction.* Raven Press, New York; 659-709.
- Goodman, R. L., Inskeep, E. I., 2006.** Neuroendocrine Control of The Ovarian Cycle of the Sheep. In: Knobil and Neill's *Physiology of Reproduction, Third Edition (Neill JD, ed), Elsevier, Amsterdam. 2389-2447.*
- Graham J.D. et Clarke C.L., 1997.** Physiological action of progesterone in target tissues. *Endocr. Rev., 18 :502- 519.*
- Gruyter W., 1988.** Dictionary of Obstetrics and Gynecology. *Pschyrembel ed. 277.*
- Guyant L., 1988.** Canine vaginal cytology. *Vet. Tech., 9 : 513-523.*
- Hafez, E.S.E. et Blandau R.J., 1969.** *The Mammalian Oviduct (Comparative biology and methodology): The University of Chicago Press.*
- Hafez E.S.E., 1993.** Hormones, growth factors and reproduction. In: Hafez (Edit). *Reproduction in Farm Animals. 94-113.*
- Hammon DS., Holyoak GR., Jenson J., Bingham HR., 2001.** Effects of endometritis at the beginning of the breeding period on reproductive performance in dairy cows. *Proc 34th Annu Conf Am Assoc Bov Pract, Vancouver ; 142-143.*

- Hammon DS., Evjen IM., Dhiman TR., Goff JP., Walters JL., 2006.** Neutrophil function and energy status in Holstein cows with uterine health disorders. *Vet. Immunol. Immunopathol* ; 113 : 21-29.
- Hawk HW., Turner GD., Sykes JF., 1960.** The effect of ovarian hormones on the uterine defense mechanism during the early stages of induced infection. *Am. J. Vet. Res* ; 21 : 644-648.
- Herath S., Dobson H., Bryant CE., Sheldon IM., 2006.** Use of the cow as a large animal model of uterine infection and immunity. *J. Reprod. Immunol* ; 69 : 13-22.
- Jain NC., 1986.** Schalm's veterinary haematology. *Lea and Febiger, Philadelphia*, 335-345.
- Johnston SD., Olson PNS., Root Kustritz MV., 2001.** The canine estrous cycle. *In: Canine and feline theriogenology. Philadelphia : WB Saunders*, 16-31.
- Kasimanickam R., Duffield TF., Foster RA., Gartley CJ., Leslie KE., Walton JS., Johnson WH., 2004.** Endometrial cytology and ultrasonography for the detection of subclinical endometritis in postpartum dairy cows. *Theriogenology* ; 62:9-23.
- Kasimanickam R., Duffield TF., Foster RA., Gartley CJ., Leslie KE., Walton JS., Johnson WH., 2005.** A comparison of the cytobrush and uterine lavage techniques to evaluate endometrial cytology in clinically normal postpartum dairy cows. *Can Vet J* ; 46:255-259.
- Katila T., 2007.** Uterine contractility. *In : J.C. Samper, J.F. Pycocock et A. O. McKinnon. Current Therapy in Equine Reproduction. St Louis : Saunders Elsevier*, 44-52.
- Kundson O., 1964.** Endometrial cytology as a diagnostic aid in mares. *Cornell Ve ;t* 54:415-422.
- Kühnel Wolfgang ., 2003.** Atlas de poche d'histologie. 3^e édition *Flammarion*.412-428.
- Lander Chacin MF., Hansen PJ., Drost M., 1990.** Effect of stage of the estrus cycle and steroid treatment on uterine immunoglobulin content and polymorphonuclear leukocytes in cattle. *Theriogenology* ; 34 : 1169-1185.
- 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.
- Leblanc MM., Causey RC., 2009.** Clinical and subclinical endometritis in the mare: both threats to fertility. *Reprod. Domest. Anim.*, 44 (3) : 10-22.
- Lewis GS., 2003.** Steroidal regulation of uterine resistance to bacterial infection in livestock. *Reprod.Biol.Endocrinol. 1*, 117.
- Lüllmann-Rauch Renate., 2008.** Histologie. Edition de Boeck. 529-531.
- Marien D., 1993.** La dynamique folliculaire chez les bovins .Apports du suivi échographique. Thèse de doctorat vétérinaire. Lyon, 139.
- Matsuda H., Okuda K., Imori T., 1983.** Tissue concentrations of eosinophilia in the bovine oviduct and uterus of different stages of the oestrous cycle. *Res. Vet. Sci* ; 34 : 369-370.

- McDonald L.E., 1969.** Veterinary endocrinology and reproduction. Volume 1. Lea and Febiger, Philadelphia, 1960, 460.
- Medan M.S., Watanabe G., Sasaki K., Groome N.P., Sharawy S., Taya K., 2005.** Follicular and hormonal dynamics during the estrous cycle in goats. *J. Reprod. Dev. Aug*; 51(4): 455-63.
- Moenter S.M., Caraty A., Locatelli A., Karsch.F.J., 1991.** Pattern of gonadotropin releasing hormone (GnRH) secretion leading up to ovulation in the ewe: existence of a preovulatory GnRH surge. *Endocrinology* ; 129 (3): 1175-82.
- Miroud K., Noakes DE., 2006.** Histological changes in the vaginal mucosa of the cow during the oestrous cycle, after ovariectomy and following exogenous oestradiol benzoate and progesterone treatment. *Br Vet J*; 147(5):469-477.
- Murray,M. 1995.** Epithelial lining of the sheep ampulla oviduct undergoes pregnancy associated morphological changes in secretory status and cell height. *Biol Reprod* ; 53 : 653–663.
- Neveux M., 1999.** Les frottis vaginaux chez la chienne. *Point Vet* ; 30 : 557-564.
- Noakes DE., Parkinson TJ., England GCW., 2001.** Arthur's veterinary reproduction and obstetrics, 8th edn. Saunders, Philadelphia, PA, 3–53, 189–202.
- Ohtani S., Okuda K., Nishimura K., Mohri S., 1993.** Histological changes in bovine endometrium during the estrous cycle. *Theriogenology*; 39 (5): 1033-1042.
- Pavaux C., 1981.** Eléments d'anatomie. In : Constantin A, Meissonnier E, editors. *L'utérus de la vache*. Toulouse : Société Française de Buiatrie, 9-53.
- Pelletier J., 1983.** Le "Pulse" de LH: un quantum d'énergie hormonale. *Ann Endocr, Paris*, 44: 305-308.
- Peters H., McNatty K.P., 1980.** The Ovary. In Reproductive Biology Handbooks. Ed *Elek*. Granada Press, New York.175.
- Peters, A.R. et Ball, P.J.H., 1994.** Reproduction in Cattle. 2nd Edn., Blackwell Science Ltd., Oxford Press, London, UK., Philadelphia, 89-104.
- Peters, A.R. et Ball, P.J.H., 1987.** The ovarian cycle. In: Reproduction in cattle. Butterworths, London, U.K., 191.
- Priedkalns et Leiser., 1998.** Female reproductive system. In : DELLMANN H., EURELL J. *Textbook of veterinary histology*. Baltimore, Williams and Wilkins, 247-269.
- Raab D., Drillich M., Heuwieser W., 2002.** Diagnosis of subclinical endometritis and its effect on reproductive performance. In: XXII World Buiatrics Congress, Hanover, Germany.
- Reiswig JD., Threlfall WR., Rosol TJ., 1993.** A comparison of endometrial biopsy, culture and cytology during oestrus and dioestrus in the horse. *Equine Vet J* ; 25:240–241.
- Richard Mochow., Durward Olds., 1966.** Effect of Age and Number of Calvings on Histological Characteristics of the Bovine Uterus. *Dairy Science*.

Ricketts SW., Young A., Medici EB., 1993. Uterine and clitoral cultures. In: McKinnon AO, Voss JL (eds) Equine reproduction. *Lea and Febiger, London, 234–245.*

Riddle WT., Leblanc MM., Stromberg AJ., 2007. Relationships between uterine culture, cytology and pregnancy rates in a Thoroughbred practice. *Theriogenolog ; 68 : 395-402.*

Roth JA., Kaeberle ML., Appell LH., Nachreiner RF., 1983. Association of increased estradiol and progesterone blood values with altered bovine polymorphonuclear leukocyte function. *Am. J. Vet. Res ; 4 : 247-253.*

Santos NR., Roman HB., Gilbert RO., 2006. The use of leukocytes esterase reagent strips for diagnosis of subclinical endometritis in dairy cows. *Theriogenology ; 66 : 666-667.*

Schutte AP., 1967. Canine vaginal cytology –I Technique and cytological morphology. *J. small Anim. Pract ; 8 : 301-306.*

Seals RC, Wulster-Radcliffe MC., Lewis GS., 2003. Uterine response to infectious bacteria in estrous cyclic ewes. *Am.J. Reprod.Immun ; 49 : 269-278.*

Shaham-Albalancy A., Nyska A., Kaim M., Rosenberg M., Folman Y., and Wolfenson D., 1997. Delayed effect of progesterone on endometrial morphology in dairy cows. *Anim Reprod Sci; 48 (2-4): 159-174.*

Steinhauer, N., Boos, A, Gunzel-Apel, A., 2004. Morphological changes and proliferative activity in the oviductal epithelium during hormonally defined stages of the oestrous cycle in the bitch. *Reprod Dom Anim ; 39: 110–119.*

Sheldon IM., Gilbert R., 2006. The effect of ovarian steroids and beta hydroxy-butyrate on postpartum uterine immune function in cattle. In : *XXIVth World Buiatrics Congress, Nice, France, 15-19 Octobre 2006.*

Shennan A., Jones B., 2004. The cervix prematurity : aetiology, prediction and prevention. *Semin. Fetal Neonatal Med., 9: 471-479.*

Slusher SH., Cowell RL., Tyler RD., 1992. The endometrium. In: Cytology and hematology of the horse. *American Veterinary, Goleta, 173–179.*

Stenbak T.K., Redmer D.A., Berginski H.R., Erickson A.S., Navanukraw C., Toutges M.J., Bilski J.J. et Kirsch J.D., 2001. Effects of follicle stimulating hormone (FSH) on follicular development, oocyte retrieval and in vitro fertilization (IVF) in ewes during breeding season and seasonal anestrus. *Theriogenology ; 56 (1): 51-64.*

Stevens A et Low J., 2006. Histologie humaine. 3^e édition, *human histologie, 370,371.*

Stock A.E., et Fortune J.E., 1993. Ovarian follicular dominance in cattle: relationship between prolonged growth of the ovulatory follicle and endocrine parameters. *Endocrinology ; 132: 1108-14.*

Stockdale H., Rodning S., Givens M., Carpenter D., Lenz S., Spencer J., Dykstra C., Lindsay D., Blagburn B., 2007. Experimental infection of cattle with a feline isolate of *Tritrichomonas foetus*. *J. Parasitol ; 93 : 1429-1434.*

- Studer E and Morrow DA., 1978.** Postpartum evaluation of bovine reproductive potential: comparison of findings from genital tract examination per rectum, uterine culture, and endometrial biopsy. *J Am Vet Med Assoc* 1978;172 (4): 489-494.
- Subandrio AL., Noakes DE., 1992.** The influence of the stage of the bovine oestrus cycle on the chemotactic stimulus of oyster glycogen to intrauterine neutrophils. *Br. Vet. J* ; 148 : 163-165.
- Subandrio AL., Noakes DE., 1997.** Neutrophil migration into the uterine lumen of the cow: the influence of endogenous and exogenous sex steroid hormones using two intrauterine chemoattractants. *Theriogenology* ; 47 : 825-835.
- Subandrio AL., Sheldon IM., Noakes DE., 2000.** Peripheral and intrauterine neutrophil function in the cow: the influence of endogenous and exogenous sex steroid hormones. *Theriogenology*, 53 :1591-1608.
- Tanaka Y., Nakada K., Moriyoshi M., Sawamukai Y., 2001.** Appearance and number of follicles and change in the concentration of serum FSH in female bovine fetuses. *Journals of Reproduction and fertility* ; 121: 777-782.
- Thibier M et Humblot P., 1981.** L'utérus et le cycle sexuel. In. CONSTANTIN et MEISSONNIER Editeurs. *L'utérus de la vache*. Maisons-Alfort : Société Française de Buiatrie, 53-78.
- Thibault C et Levasseur M-C.; 2001.** La Reproduction chez les mammifères et l'homme. Paris. *INRA Ellipses*. 928, 928.
- Thimonier, J. Cognie Y., Lassoued N., Khaldi G., 2000.** L'effet mâle chez les ovins : une technique actuelle de maîtrise de la reproduction. *INRA Prod. Anim* ; 13 (4) : 223-231.
- Vaissaire JP., 1977.** Appareil génital femelle. In : Sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoire. Paris : Maloine S.A. Editeur, 206-245.
- Villiers E., Dunn J., 1998.** Collection and preparation of smears for cytological examination. In *Practice* ; 20:370-377
- Van Engelen E., 2009.** Smooth Muscle Cells of the Bovine Cervical Stroma may have a Secretory, rather than a Contractile Function during Parturition. *Reproduction in Domestic Animals* ; 44(2) : 303-311.
- Wheater P R., Young B., Heat J W., 2001.** Histologie fonctionnelle. 4^e édition *de boeck*. 359.
- Wingfield Digby NJ., 1978.** Studies of endometrial cytology in mares. *Equine Vet J* ; 10:167-170.
- Wingfield-Digby NJ., 1987.** The technique and clinical application of endometrial cytology in mares. *Equine Vet J*. 10:176-180.
- Kühnel Wolfgana., 2003.** Atlas de poche d'histologie. 3^e édition *Flammarion*.412.
- Yaniz, J.L., Lopez-Gatius F., Santolaria P. et Mullins K.J., 2000.** Study of the functional anatomy of bovine oviductal mucosa. *Anat Rec* ;260, 268-278.

Yavari M., Haghkhah M., Ahmadi MR., Gheisari HR and Nazifi S., 2009. Comparaison of cervical and uterine cytology between different classification of postpartum endometritis and bacterial isolates in holstain dairy cows. *International Journal of Dairy Science*; 4(1): 19-26.

Zerbe H., Schuberth HJ., Hoedemaker M., Grunert E, Leibold W., 1996. A new model system for endometritis: basic concepts and characterization of phenotypic and functional properties of bovine uterine neutrophils. *Theriogenology* ; 46 : 1339-1356.

Résumé

Dans cette étude, nous avons examiné les appareils reproducteurs de 32 brebis et 12 vaches abattues au niveau d'abattoir de la wilaya de Batna. Les phases du cycle œstral ont été déterminées par un examen des ovaires. Les frottis cytologiques ont été préparés à partir de la muqueuse cervicale, utérine et vaginale par des cytobrosses, et colorés par la coloration de May-Grünwald-Giemsa. L'examen microscopique nous a permis la mise en évidence : des cellules épithéliales à larges vacuoles (CELV), des polynucléaires neutrophiles (PNN), des lymphocytes (rarement) et des cellules épithéliales (CE). Les résultats n'ont montré aucune différence significative ($P > 0,05$) concernant les moyennes cellulaires entre les frottis du col utérin et l'utérus de la vache et de la brebis.

Cependant des différences significatives dans le nombre moyen de neutrophiles dans les frottis du col utérin entre la phase folliculaire et la phase lutéale du cycle œstral de la vache et de la brebis. Les moyennes (\pm SEM) des neutrophiles du col utérin chez la vache étaient (0.50 ± 0.22) en phase folliculaire et (2.33 ± 0.42) en phase lutéale. Cependant chez la brebis étaient (0.31 ± 0.15) en phase folliculaire et (2.62 ± 0.28) en phase lutéale.

L'étude histologique des tractus génitaux a montré que les changements histologiques de ces voies se font en même temps que les changements cytologiques.

Mots-clés : Tractus génital, cycle œstral, cytologie, histologie, vache, brebis.

Abstract

In this study, we examined the reproductive systems of 32 ewes and 12 cows slaughtered at the abattoir wilaya of Batna. The phases of the œstrous cycle were determined by an examination of the ovaries. The cytologic smears were prepared from the cervical mucus, uterine and vaginal by cytobrushes, and stained by the coloration of May-Grünwald-Giemsa. The microscopic examination allowed us the Highlight: epithelial cells with large vacuoles (ECLV), neutrophils (PNN), lymphocytes (rarely) and epithelial cells (EC). The results showed no significant difference ($P > 0.05$) concerning the cellular means between the smears of the cervix and uterus of the cow and ewe.

However, significant differences in the mean number of neutrophils in cervical smears from the follicular phase and luteal phase of the œstrous cycle of the cow and ewe. The means (\pm SEM) of cervical neutrophils in cows were (0.50 ± 0.22) in the follicular phase and (2.33 ± 0.42) in the luteal phase. And in ewe were (0.31 ± 0.15) in the follicular phase and (2.62 ± 0.28) in the luteal phase.

The histological study of genital tract showed that the histological changes of these ways are at the same time as the cytological changes.

Key words : Genital tract, œstrous cycle, cytology, histology, cow, ewe.

المخلص

درسنا الجهاز التناسلي لـ 32 نعجة و 12 بقرة مذبوحة في ولاية باتنة . تم تحديد مراحل الدورة الودقية بواسطة البنية الخارجية للمبيض. أعدت صفائح خلوية من الغشاء المخاطي لعنق الرحم، الرحم والمهبل التي تمت بواسطة cytobrushes ، والملونة بالملون May-Grünwald-Giemsa . سمح الفحص المجهرى للصفائح السيتولوجية بتسليط الضوء على: الخلايا الظهارية مع فجوات كبيرة (ECLV)، المعدلات (PNN)، الخلايا اللمفاوية (نادرة) والخلايا الظهارية (EC). أظهرت النتائج انه لا يوجد فرق ($P < 0.05$) في نسب الخلايا بين عنق الرحم والرحم والأبقار والنعاج. بينما هناك اختلافات كبيرة في متوسط عدد المعدلات (\pm SEM) في الصفائح الخلوية لعنق الرحم من المرحلة الجريبية و الصفراوية. نسبة المعدلات عند الأبقار هي (0.50 ± 0.22) في المرحلة الجريبية و (2.33 ± 0.42) في المرحلة الصفراوية. و عند النعاج (0.31 ± 0.15) في المرحلة الجريبية و (2.62 ± 0.28) في المرحلة الصفراوية. وأظهرت الدراسة النسيجية في الجهاز التناسلي أن التغيير النسيجي في هذه المسالك يحدث في نفس الوقت مع التغييرات الخلوية.

الكلمات المفتاحية: الجهاز التناسلي، الدورة الودقية، علم الخلايا ، الأنسجة، البقرة، النعجة.