

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

MENISTERE DE L'ENSEIGNIEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE DE BLIDA1

Département biologie

Option : Reproduction animal



MÉMOIRE DE FIN D'ETUDES

En vue de l'obtention du diplôme de Master 2

Thème

**Étude comparative entre la cytologie vaginale et le profil
hormonale chez la chèvre dans la période de l'oestrus**

Présenté par :

SI LAKHAL Hamza

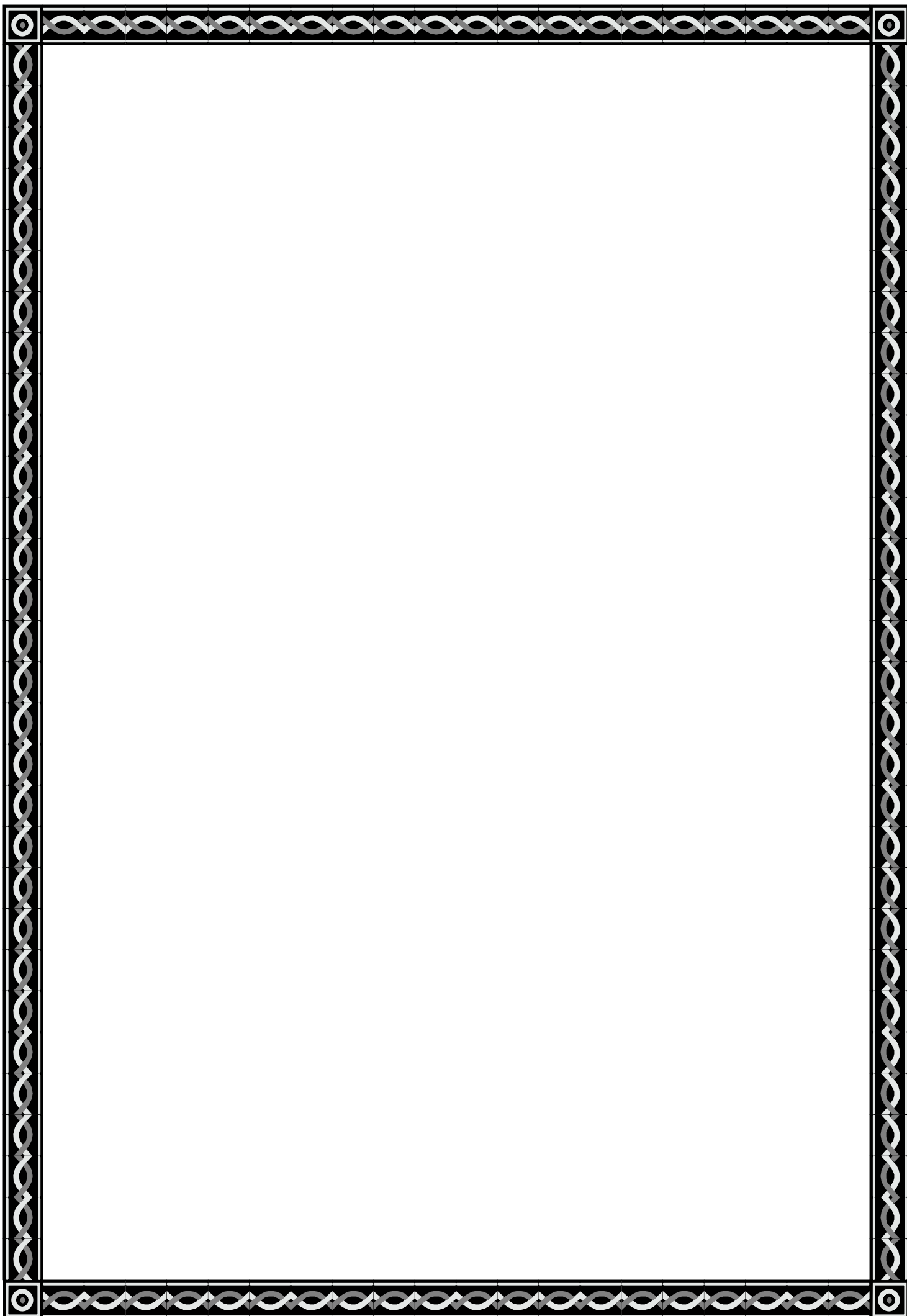
Jury :

President: BEN Said .AM.A.A

Examinatrice : KANANE .A M.A.A

Promoteur : YAHIA. AM.C.B

Promotion : 2014-2015



Résumé

Notre travail consiste à comparer la cytologie vaginal et le profile hormonal (progesteronemie) chez la chèvre au moment de l'œstrus. L'objectif est de savoir le moment approximatif de cette période tout en se basant sur l'identification cellulaire des assises de la muqueuse vaginale, et le dosage de progesteronemie. Ce travail a été effectuée sur 30 chèvres de race Saanen dans la région de Mizrana, dans la wilaya de Tizi-Ouzou. Nous avons remarqué dans notre étude une prédominance des cellules épithéliales superficielles sur la totalité des frottis réalisés avec un pourcentage 83.37 %, et aussi une baisse de progesteronémie d'intervalle de 0,1 ng/ml, jusqu'à 0,53ng/ml. Ces résultats sont liés à la période de l'œstrus ce qui nous permet de détecter un meilleur moment pour la saillie ou l'insémination artificielle.

Mots clef : Cytologie vaginal - Progesteronemie - Œstrus .

ABSTRACT

Our job is to compare the vaginal cytology and hormonal profile in goats during estrus , the objective is to know the approximate duration of the period while based on the identification of cellular layers of the vaginal mucosa and progesteronemie the dosing , this work has been performing on 30 Saanen goats in Mizrana area in the wilaya of Tizi -Ouzou . We noticed in our study Predominantly superficial epithelial cells on all smears with a percentage 83.37 % , and also an interval progesterone drops from 0.1 ng / ml to 0,53ng / ml. This is a result binds the period of estrus what our senses enables a better time for the fix or artificial insemination.

Keywords : vaginal cytology, progesteronemie, estrus

ملخص

مهمتنا هي المقارنة بين الخلايا المهبلية و نسبة الهرمونات الماعز خلال شبق عند الماعز ، والهدف هو معرفة المدة التقريبية لهذ فترة و التي تستند إلى تحديد الطبقات الخلوية من الغشاء المخاطي المهبلي و نسبة البرجسترون الدموي، وهذا العمل قد تم على 30 ماعز من سلالة سانين في منطقة ميزرانة في ولاية تيزي وزو . لاحظنا في دراستنا الخلايا الظهارية السطحية إنها الغالب على جميع المسحات بنسبة 83.37 % ، وكذلك انخفاض في هرمون البروجسترون الفاصلة ما بين 0.1 نانوغرام / مل إلى 0،53 مل/نانوغرام. هذا النتيجة لها علاقة بالفترة الشبق ما تمكن من اجاد الوقت للمناسب لتلقيح الطبيعي أو التلقيح الاصطناعي .

الكلمات الدالة : المسحات المهبلية . البرجسترون الدموي . الشبق

REMERCIEMENTS

Nous tenons tout d'abord à remercier Dieu, Le Tout-Puissant, de nous avoir aidés et de nous avoir donné la foi et la force pour achever ce modeste travail.

Nous tenons beaucoup à remercier notre promoteur, le Docteur ACHOUR YAHIA qui nous a fait l'honneur d'encadrer notre travail, et pour l'encouragement qu'il nous a donné ainsi que sa disponibilité, son soutien, ses conseils et son accompagnement sans relâche durant notre travail. Son expérience nous a énormément appris à parfaire notre esprit d'analyse et de recherche.

Nos remerciements vont au M.A.A Ben Said .A pour nous avoir fait l'honneur de présider le jury ainsi qu'au M.A.A KANANE A avoir accepté d'examiner notre travail.

Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude et reconnaissance à **Si Velkacem et ses enfants** Propriétaire de la ferme, de nous avoir accueillis au sein de son établissement, et de nous avoir autorisé à réaliser notre travail dans des conditions parfaites.

Nous adressons aussi une mention particulière à **Dr KALEM A.** pour son aide précieuse et ses conseils dans la réalisation de nos analyses.

Un grand merci est adressé à tous nos enseignants, on tient à leurs exprimer notre reconnaissance pour tout ce qu'ils nous ont donné comme savoir et savoir faire.

A toutes les personnes qui nous a aidés de près ou de loin pour la réalisation de ce travail.



DÉDICACE

C'est avec beaucoup d'orgueil que je dédie ce travail à mes parents, car ils sont orgueilleux de me voir terminer mes études.

Je dédie aussi ce travail, avec beaucoup de joie et d'estime, à mes exceptionnels frères, Hakim, Lyes et Nacer et mes Sœurs Fazia, Wahiba et Sarah.

À tous mes collègues vétérinaires et biologie.

Au Docteur ZERROUS toufik et sa famille.

Et à tous ceux qui nous aiment.



TABLE DES MATIERES :

RESUME	1
REMERCIEMENTS	4
TABLE DES MATIERES	5
LISTE DES ILLUSTRATIONS, ET TABLEAUX	9
INTRODUCTION	11
CHAPITE I : L'anatomie de l'appareil génital femelle	12
I.1) Les ovaires	13
I.2) Le tractus génital interne	14
I.2.1) Oviducte ou trompe de Fallope	14
I.2.1.1) portion interstitielle	14
I.2.1.2) L'Isthme	14
I.2.1.3) L'ampoule	14
I.2.1.4) le pavillon ou l'infundibulum	15
I.2.2) Utérus	15
I.2.2.1) les cornes utérines :	16
I.2.2.2) Le corps utérin :	16
I.2.2.3) Le col utérin ou le cervix :	16
I.2.3) Le vagin :	17
I.3) Les organes génitaux externes :	17
I.3.1) La vulve :	17
I.3.2) Le clitoris :	17
Chapitre II : Rappel physiologique	18
II.1) La puberté et la mise à la reproduction	18

II.1.1) Puberté	18
II.1.2) Activité sexuelle :	18
II.2) Les facteurs qui influence sur la reproduction :	19
II.2.1) La saison	19
II.2.2) L'alimentation	19
II.2.3) Le stade physiologique :	19
II.2.4) Effet bouc :	19
II.3) Le cycle sexuel :	20
II.3.1) La durée du cycle :	20
II.3.2) Phases du cycle sexuel :	20
II.3.2.1) Le pro-œstrus :	21
II.3.2.2) L'œstrus :	21
II.3.2.2.1) Durée de l'œstrus chez la chèvre :	21
II.3.2.2.2) Signes de chaleurs chez la chèvre	21
II.3.2.3) Le métœstrus :	23
II.3.2.4) Le diœstrus :	23
II.3.3) Anœstrus post-partum :	23
II.3.4) Les hormones de la reproduction :	23
II.3.4.1) Les hormones hypothalamiques :	24
a) FSH :	24
b) LH :	24
c) La prolactine ou LTH :	25
d) L'ocytocine :	25
II.3.4.3) Les hormones ovariennes :	25
a) Les œstrogènes :	25
b) Les progestérones :	26
c) L'inhibine :	26
II.3.3.4) Les facteurs utérins (prostaglandine) :	26
II.3.3.5) La mélatonine :	26
II.3.5) Le taux hormones durant le cycle œstral	27
II.3.5.1) Une phase folliculaire :	27
II.3.5.2) Une phase lutéale	28
II.3.6) la régulation hormonale :	28

Chapitre III : la cytologie vaginal	31
III.1) Histologie de la muqueuse vaginale :	31
III.1.1) L'épithélium :	31
III.1.2) Chorion :	31
III.2) Cytologie de la muqueuse vaginale :	32
III.2.1) Cellule épithéliales :	32
III.2.1.1) Les cellules basales :	32
III.2.1.2) Les cellules intermédiaires :	33
III.2.1.3) Les cellules superficielles :	33
III.2.1.4) : Autres cellules issues de l'épithélium vaginal :	34
III.2.1.5) les Cellules accompagnées les cellules épithéliale :	35
III.3) Modifications cytologiques provoquées par des hormones :	35
III.4) Les variations cytologiques au cours du cycle œstral :	35
III.4.1) Phase folliculaire :	36
III.4.1.1) le pro-œstrus :	36
III.4.1.2) L'œstrus :	37
III.4.3) Phase lutéale :	37
III.4.3.1) le mét -œstrus :	37
III.4.3.2) le di -œstrus :	38
III.5) L'anoestrus :	38
Chapitre IV: Partie Expérimentale :	39
IV.1) OBJECTIFS :	39
IV.2) Monographie de la région d'étude	39
IV.2.1) Localisation :	39
IV.2.2) Etude de climat	40
IV.3) Matériels	40

IV.4) Méthode	42
IV.5) Résultat	46
IV.6) Discussion	49
IV.7) Conclusion	50
IV.8) RECOMMANDATIONS :	51

La liste des figures :

Figure N°1 : (A) vue dorsale de l'appareil génital de la chèvre ; (B) : la vulve d'après (Sandra G. Solaiman, 2010).	12
Figure N°2 : L'endoscopie de l'ovaire (Stephan Wildeus ,2004).	13
Figure N°3 : Utérus de la chèvre d'après (Stephan Wildeus, 2004).	15
Figure N°4 : Variation de la durée de la photopériode naturelle et de l'activité sexuelle de la chèvre (Chemineau et Al 1982).	18
Figure N°5 : Représentation schématique des différents évènements physiologiques au cours du cycle sexuel chez la chèvre (Adapté de Fatet et coll, 2010).	20
Figure N°6 : Représentation du comportement sexuel des caprins. L'activité des boucs est indiquée en caractères droits, celle des chèvres en italique (adapté de Fabre-Nys, 2000)	22
Figure N° 7: Sécrétion des hormones de la reproduction (Brice. G,2003)	24
Figure N°8 : Représentation schématique de l'action du photopériodisme sur la reproduction (Brice, 2003).	27
Figure N°9 : concentration plasmatique moyenne de progestérone durant le cycle oestral chez la chèvre Mossi (H.Tamboura, L.Sawadog, 1998).	28
Figure N° 10 : Régulation hormonale du cycle sexuel (Chemineau. P, 1998).	30
Figure N°11 : Épithélium pavimenteux non kératinisé pluristratifié (d'après la division d'histologie du département de médecine de l'université de Fribourg).	32
Figure N°12 : Cellules parabasales (d'après Mialot 1984 avec son autorisation) (1) : cellules parabasales rondes ; (2) cellules parabasales allongée.	33
Figure N° 13 : Petites cellules intermédiaires (Mialot 1984 avec son autorisation)	33
Figure N°14 : Cellules superficielles kératinisées anucléées (Mialot 1984 avec son autorisation).	34
Figure N°15 : Cellules metoestrales (Mialot 1984 avec son autorisation).	35
Figure N°16 : Frottis vaginal au cours de pro-œstrus (Bouricha. Z ,2003).	36
Figure N°17 : Frottis au cours de l'œstrus (Bouricha. Z ,2003).	37

Figure N°18 : frottis vaginal au cours de méto-œstrus (Bouricha. Z ,2003).	37
Figure N°19 : Frottis vaginal au cours di-œstrus (Bouricha. Z ,2003).	38
Figure N°20 : Localisation de la ferme (2015 Google « Données cartographique »)	39
Figure N° 21 : le troupeau expérimental.	40
Figure N° 22 : le Matériel utilise pour les prélèvements sanguins	41
Figure N° 23 : le Matériel utilise pour réaliser les frottis vaginaux	41
Figure N°24 : Réalisation du frottis vaginale (A : Écouvillonnage, B : Étalement, C : Fixation, D : Coloration, E : Rinçage, F : Observation)	43
Figure N° 25 : Prélèvement du sang (A : Prélèvement, B : sang total dans un tube sous-vide, C : centrifugeuse, D : sérum en tube).	45
Figure N° 26 : Pourcentage des cellules épithéliales de la muqueuse vaginal	46
Figure N° 27 : Pourcentage des cellules intermédiaires de la muqueuse vaginal	47
Figure N°28 : Niveau de la progestéronémie au moment de l'œstrus	48
Figure N°29 : Évolution du pourcentage de cellules superficielle en fonction de la progestéronémie pour les 22 frottis vaginaux étudiés.	49

La liste des Tableaux :

Tableau N° 1 : Tableau récapitulatif des organes et hormones impliqués dans la fonction de reproduction	30
Tableau N°2 : le pourcentage des cellules épithéliales et le dosage de progestérone pour la chèvre N° 9	47

Introduction :

L'importance économique de l'élevage caprin au niveau mondial est loin d'être négligeable que ce soit en système intensif hautement productif de lait ou en système extensif fondé sur l'exploitation pastorale des parcours naturels.

En Algérie, l'élevage caprin constitue un élevage de type familial et ses productions entrent en grande partie dans l'économie des petites familles sédentaires et nomades.

Pour produire, il faut reproduire. Afin d'améliorer la reproduction caprine, il faut bien comprendre sa physiologie.

Chez les femelles à cycles normaux, les changements morphologiques, endocriniens et sécrétoires qui se produisent dans les ovaires et les organes génitaux tubulaires au cours du cycle œstral représentent habituellement le stade du cycle. Ces changements ont été associés à des niveaux d'hormones stéroïdes sexuelles. En l'absence d'infection, les taux circulants de progestérone et d'œstradiol sont les principaux déterminants du modèle de la cytologie du vagin.

L'épithélium vaginal est sensible aux stéroïdes sexuels, en particulier des œstrogènes, et subit des changements prévisibles au cours du cycle, en réponse à des changements dans les concentrations sanguines des hormones ovariennes.

Par conséquent, Le suivi cytologique et le contrôle hormone sont parmi les excellentes méthodes dans la détection de l'œstrus et la détermination des bons moments pour la réalisation des saillies naturelles ou des inséminations artificielles.

C'est pour cette raison qu'on voulait étudier et comprendre la cytologie vaginale et le profile hormonal.

Nous avons entrepris une étude sur la concentration sérique de progestérone et l'examen des changements cytologiques de la muqueuse vaginale au moment de l'œstrus.

D) L'anatomie de l'appareil génital femelle :

Le rôle de l'appareil reproducteur femelle est plus complexe que ce lui de mâle, il ne se limite pas à l'élaboration de gamètes femelles et à leur cheminement, en effet, c'est dans le tractus génital femelle que le sperme du mâle est déposé. Les gamètes mâles et femelles se rencontrent et la fécondation a lieu. L'œuf obtenu se développe pour donner un nouvel être vivant. (J. Couailler, 2005)

Cet appareil est constitué de plusieurs parties qui sont (figure N°1)

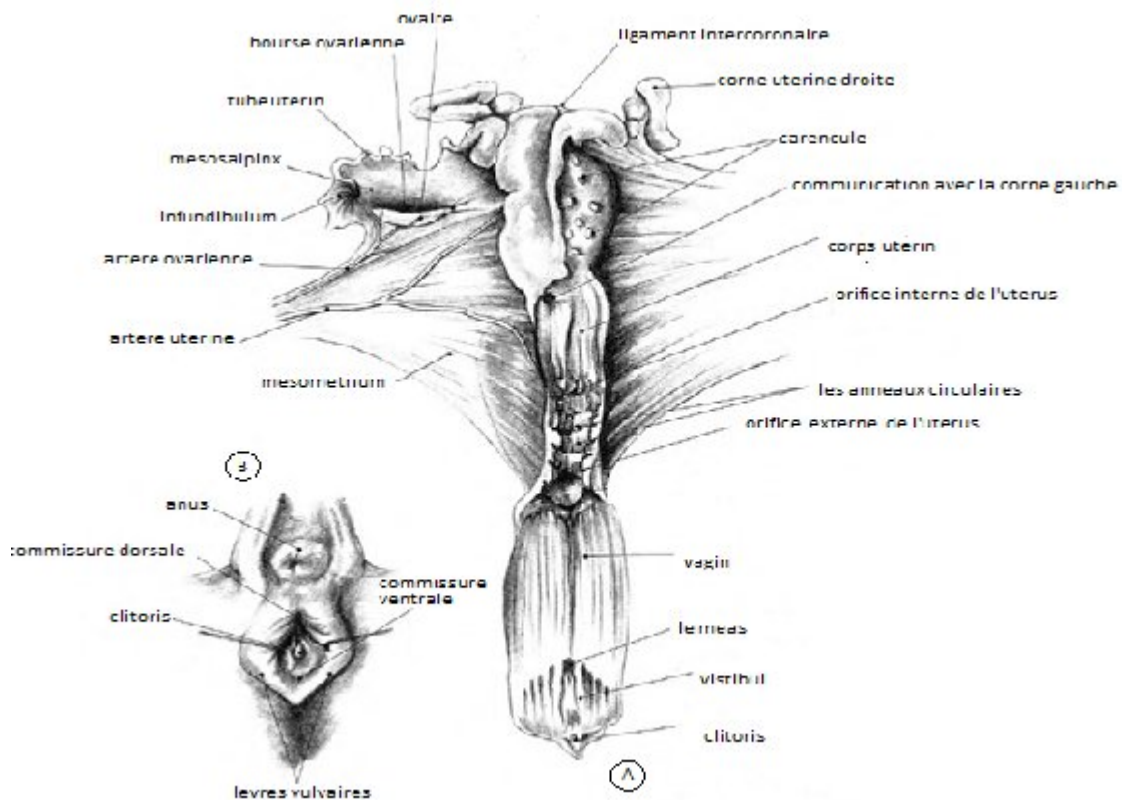


Figure N°1 : (A) vue dorsale de l'appareil génital de la chèvre ; (B) : la vulve

D'après (Sandra G. Solaiman, 2010)

I.1) Les ovaires :

Glandes sexuelle au nombre de deux (Barron ,1990) se situent dans la cavité abdominale plus au moins en arrière des reins après l'entrée du bassin placés au dessous de la région sous lombaire incomplètement encapuchonnés dans un repli de ligament large (Thibaulte et Levasseur, 1998) leur poids individuel dépend de la saison et du moment de cycle oestrien, il est compris entre 3 et 5 g . L'ovaire est composé de deux tissus distincts la partie médullaire ou le stroma qui comprend des fibroblastes, des nerfs et des vaisseaux sanguin et le cortex dans le quel les différents follicules se développent. C'est dans ce dernier que se déroule la folliculogénèse. (G. Baril, P. Chemineau, Y. Cognie Y.Guerin, B .Le bœuf, P. Orgeur et j,-C. Vallet, 1993) (figure 2)

L'ovaire a une double fonction, il libère un ovule et secrète les hormones sexuelles (œstrogène et progestérone) en plus des androgènes.

Les deux fonctions sont sous l'dépendance de l'axe hypothalamo-hypophyso-ovarien. (Grignon, 1996)

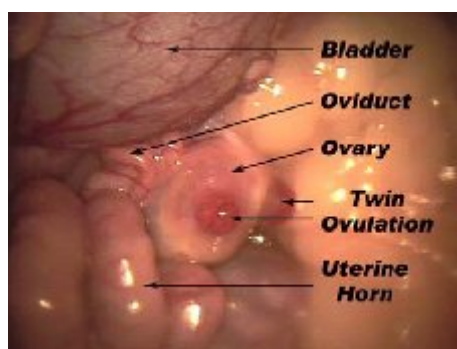


Figure N°2 : L'endoscopie de l'ovaire (Stephan Wildeus ,2004)

I.2) Le tractus génital interne :

Mesure environ 40cm pour une chèvre adulte, il est enroulé sur lui-même lorsque la chèvre n'est pas gestante. (Jean, 1991)

I.2.1) Oviducte ou trompe de Fallope :

Tube circonvolutionné de 15 à 19 cm de long (Baril.G et Chemineau 1993), décrivant plusieurs flexuosités à lumière étroite, logé dans le ligament large (Derivaux et Ectors, 1980) il reçoit les ovocytes libérés par l'ovaire et les conduit après fécondation vers l'utérus. On distingue à chaque trompe quatre parties à savoir :

I.2.1.1) portion interstitielle :

Appelée encore portion intra-murale s'ouvre dans la cavité de l'utérus par l'orifice terminal ou utérin (ostium utérin).(Vaissaire, 1977)

I.2.1.2) L'Isthme :

Il est la partie la plus courte et la plus étroite de l'oviducte, directement relié à l'utérus par la jonction utero-tubaire. (Baril.G et Chemineau. P, 1993)

I.2.1.3) L'ampoule :

Elle est la partie la plus longue et la plus large de l'oviducte où les œufs sont conservés plusieurs jours après l'ovulation. C'est le lieu de la fécondation. (Baril.G et Chemineau. P, 1993)

I.2.1.4) le pavillon ou l'infundibulum:

il coiffe la face interne de l'ovaire (forme d'un entonnoir) et porte des franges très mobiles qui vont capter l'ovule à la sortie du follicule, le transport du zygote de l'ampoule jusqu'à l'utérus est assuré grâce à des cellules ciliées de l'épithélium de la lumière du pavillon et de même le liquide tubaire permet la survie des spermatozoïde et de l'œuf (avant et après la fécondation). (Barrone, 1990)

I.2.2) Utérus :

C'est l'organe de gestation, l'utérus bipartite avec cloison médiane (voilé) chez les ruminants (Christine Bonnet-Cadilhac, 1997) il est destiné à recevoir l'œuf fécondé en assurant la fixation et à réaliser l'expulsion du nouveau né au cours de l'accouchement. (Barrone, 1990)

Il est constitué de trois parties : les deux cornes utérines (10 à 15cm de long), le corps utérin (1 à 2 cm de long), et le cervix (10cm de long, 2 à 3cm de diamètres, annulé). (Baril.G et Chemineau. P, 1993) (figure 3)

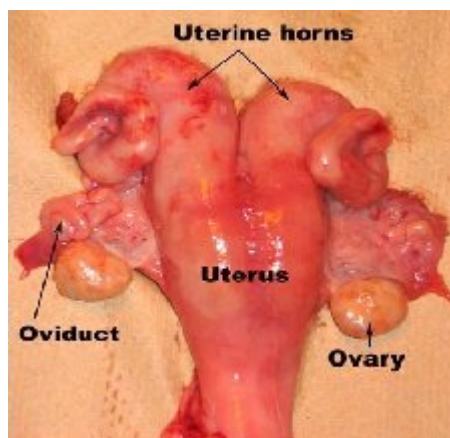


Figure N°3 : Utérus de la chèvre d'après (Stephan Wildeus, 2004)

I.2.2.1) les cornes utérines :

Elles sont allongées, grêles et prolongent le corps utérin. Ces cornes sont accolées l'une contre l'autre dans toute la partie postérieure de leur segment libre. Elles sont circonvolutionnées à leur sommet (Bressou, 1978) et se prolongent par les deux oviductes. (Soltner, 1993)

Les caroncules chez la chèvre se caractérisent par un polymorphisme les gros sont plats et les petits sont excavés en cupule. (Beckers, 2002)

I.2.2.2) Le corps utérin :

Chez la chèvre le corps utérin est court, c'est la continuité des cornes. Il est délimité postérieurement par le col ou le cervix. Le nombre des caroncules à ce niveau est réduit par rapport à ce lui des cornes. (Beckers, 2002)

I.2.2.3) Le col utérin ou le cervix :

Situé sur le plancher de la cavité pelvienne, il fait suite au vagin qu'il sépare de la cavité utérine, le canal cervical qui relie ces deux cavités est constitué par un fort épaissement de la paroi du conduit génital (Vaissaire, 1977). Il représente sur sa surface interne 6 à 8 plis circulaire proéminent et irréguliers. (Barrone, 1990)

La rigidité du col s'atténue à l'approche de la parturition, il fait saillie dans le vagin en une fleur épanouie formée de replis muqueux concentriques. (Bressou, 1978)

Le cervix est composée d'un tissu muqueux sécrétant le mucus cervical et d'un tissu musculéux comprenant des muscles lisses et des fibres de collagènes. (Baril.G et Chemineau. P, 1993)

I.2.3) Le vagin :

C'est un conduit membraneux, impaire qui fait partie des organe interne de la femelle (Barrone,1990) loge dans la cavité pelvienne(Bressou, 1978) de 10 à 14cm de long le vagin est très irrigué et sensible. (Baril.G et Chemineau. P, 1993) constitue avec la vulve l'organe copulateur et le passage libre de fœtus lors de la parturition (Vaissaire, 1977), il est en

rapport, en haut, avec le rectum, en bas, avec la vessie et le canal de l'urètre et les deux coxaux. (Derivaux et Eectors, 1980)

I.3) Les organes génitaux externes :

I.3.1) La vulve :

Le vestibule commun aux voies urinaire et génitale, la vulve se termine par le canal génital et elle a une forme ovalaire. (Derivaux et Eectors, 1980) Les lèvres vulvaires sont peu saillantes et le relief qui porte la commissure ventrale est court. (Barrone, 1990)

I.3.2) Le clitoris :

Il est court chez la chèvre, organe érectile et sensible (Baril. G et al, 1993) ses racines sont deux corps clairs, aplatis, minces, recouverts de muscles ischio-caverneux rudimentaires, logé dans la commissure inférieure de la vulve (long mais replier sur lui-même 2 à 2,5 cm) (Barrone, 1990) étroitement en capuchonné à son extrémité dans une cavité muqueuse (Bressou, 1978) (figure N°1°)

II) Rappel physiologique :

II.1) La puberté et la mise à la reproduction

II.1.1) Puberté

La chevrette exprime sa première chaleur vers 6-7 mois. Cependant, la puberté est fortement dépendante du poids, du mois de naissance et de la race. En général, la puberté n'est atteinte que pour un poids de 40 à 60 % du poids adulte, soit entre 5 et 18 mois. Il est d'ailleurs conseillé de ne mettre à la reproduction que les chevrettes ayant atteint un développement suffisant, soit 28 à 35 kg selon les races.

De plus, la puberté ne peut se déclencher qu'en saison sexuelle. Ainsi les femelles nées en hiver ou au début du printemps atteindra la puberté à l'automne ou à l'hiver suivant si elles ont un développement corporel suffisant, sinon la puberté sera décalée à la saison sexuelle suivante soit vers 18 mois. (Audrey Chanvallon ,2012)

II.1.2) Activité sexuelle

Dans les régions tempérées, l'activité sexuelle est interrompue en certaines périodes de l'année, elle est dite à activité saisonnière. Les variations saisonnières de l'activité sexuelle sont étroitement liées à la variation de la durée de la phase claire (jour) et de la phase sombre (nuit) des jours. (Zarrouk A,2001)

La période d'activité sexuelle débute en septembre, atteint son intensité maximum vers la mi-octobre et se poursuit jusqu'en fin décembre. (Derivaux J., 1971.) Par contre, en région tropicale, en général les chèvres ne présentent pas une saisonnalité marquée dans cette région, les chèvres se reproduisent pendant toute l'année. (Moussa S., 2005.) (figure N°4)

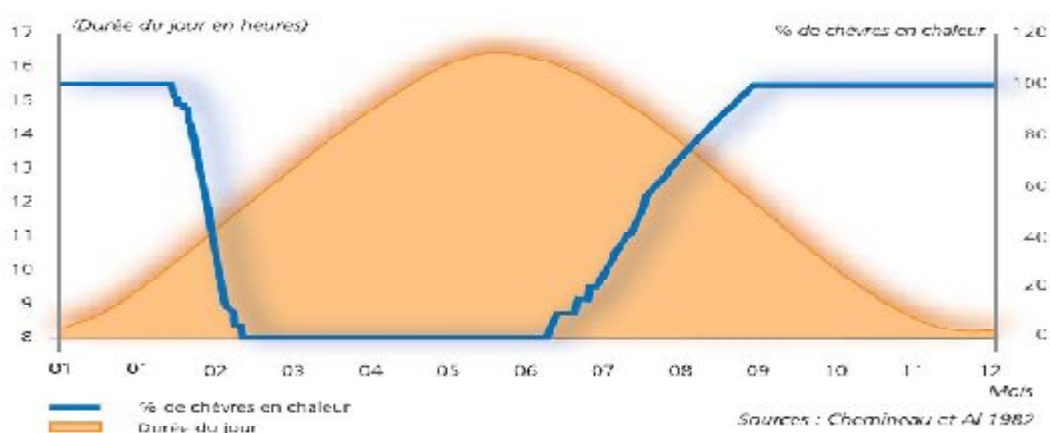


Figure N°4 : Variation de la durée de la photopériode naturelle et de l'activité sexuelle de la chèvre (Chemineau et Al 1982).

II.2) Les facteurs qui influence sur la reproduction:

La reproduction de la chèvre est fortement influencée par son environnement et son stade physiologique.

II.2.1) La saison

Cette saisonnalité est gouvernée par la photopériode ; l'apparition des chaleurs coïncide avec la diminution de la durée du jour (ZARROUK et al., 2001).

II.2.2) L'alimentation

Une alimentation équilibrée tant au niveau énergétique qu'azoté est nécessaire au bon déclenchement des chaleurs. Un « flush alimentaire » commencé quelques semaines avant la saison d'accouplement permet d'améliorer sensiblement la prolificité des chèvres et de réduire la mortalité embryonnaire. (Audrey Chanvallon ,2012).

II.2.3) Le stade physiologique :

Chez les chevrettes et les chèvres tarées, les cycles commencent plus tôt et se terminent plus tard d'environ un mois par rapport aux animaux en lactation (ZARROUK et al., 2001)

La période post-partum est un moment de l'année où le cycle sexuel normal est perturbé. Durant cette période, les phénomènes physiologiques liés au cycle sont ralentis.

De même que pour la vache, pour obtenir un pourcentage de conception optimal, la période minimale entre le chevretage et la première saillie doit être de 60 à 80 jours, de façon à permettre à tous les mécanismes physiologiques de se rétablir.

II.2.4) Effet bouc :

L'effet bouc se traduit par une ovulation rapide de 97% des chèvres (CHEMINEAU, 1989), au cours des 7 jours suivant l'introduction, suivi de la formation d'un corps jaune de courte durée. Ce cycle court permet de rétablir l'activité ovarienne et le comportement qui lui est associé.

Pour que l'effet bouc soit efficace, il est nécessaire que les chèvres et les boucs soient séparés totalement pendant au moins 3 semaines. L'isolement doit être complet, tant au niveau visuel qu'au niveau de l'ouïe ou de l'odeur. (CHEMINEAU ,1989). On peut aussi stimuler le bouc quelques jours avant de le réintroduire parmi les chèvres en le mettant au contact d'une chèvre en chaleur. Les chèvres répondent bien à l'effet bouc lorsque leur anoestrus n'est pas trop profond, c'est-à-dire en début (juillet-aout) ou en fin (mars-avril) de saison sexuelle.

Attention, pour un résultat optimal il faut veiller à ce que le nombre de boucs soit suffisant : 1 bouc pour 10 à 20 chèvres. De plus, il faut toujours mettre au moins deux boucs dans un même lot de femelles pour palier les incertitudes sur la qualité de la semence ou l'ardeur sexuelle du bouc.

II.3) Le cycle sexuel :

II.3.1) La durée du cycle :

La durée moyenne du cycle sexuel est de 21 jours avec d'importantes variations en fonction de la race et du moment de la saison sexuelle. Des cycles oestriques courts sont observés en début de la saison d'activité sexuelle probablement associés à une régression prématurée du corps jaune. (Audrey Chanvallon, 2012)

Le cycle sexuel se divise en deux phases :

- une phase folliculaire de 2 – 3 jours,
- et une phase lutéale de 16 – 17 jours.

II.3.2) Phases du cycle sexuel :

Du point de vue chronologique, (Derivaux 1971) distingue quatre (4) phases dans un cycle sexuel : le pro-œstrus et l'œstrus (phase de la croissance folliculaire), puis le métœstrus et le diœstrus (phase lutéale). (Figure N°5)

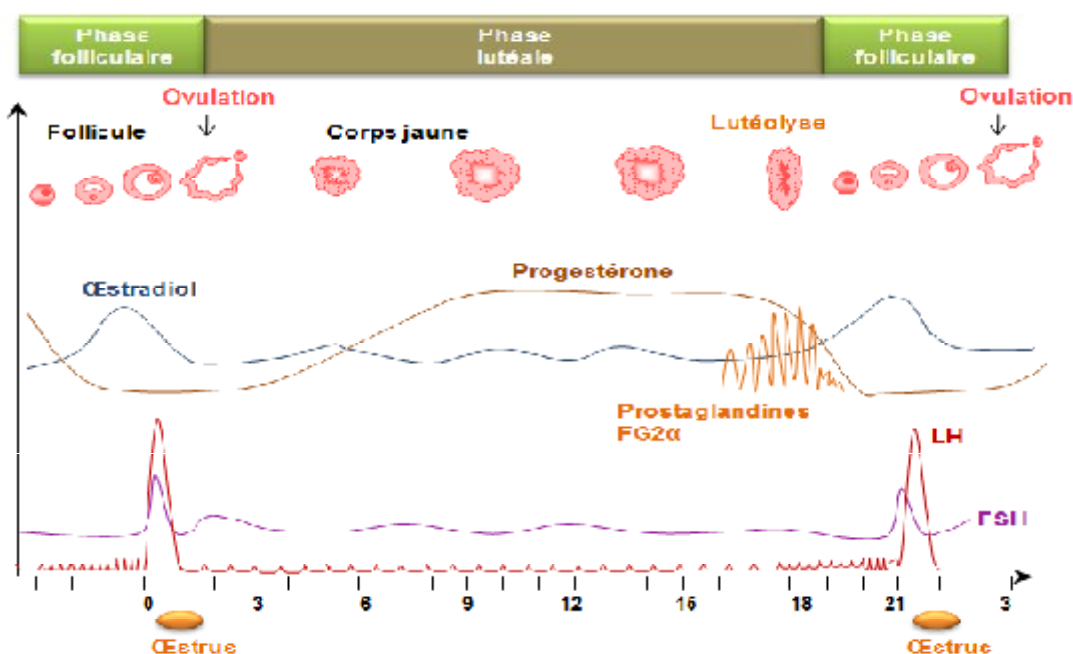


Figure N°5 : Représentation schématique des différents événements physiologiques au cours du cycle sexuel chez la chèvre (Adapté de Fatet et coll, 2010).

II.3.2.1) Le pro-œstrus :

C'est la phase de croissance accélérée et de maturation finale d'un ou de plusieurs follicules à antrum (follicule pré-ovulatoires) destiné à ovuler. Selon (Zarrouk et al. 2001), chez la chèvre, les follicules ovariens au stade secondaire, entrent en croissance par vagues de 4 à 3-4 jours d'intervalle par cycle. Parallèlement à cette croissance folliculaire on observe des changements caractéristiques dans les oviductes, l'utérus et le vagin. Entre autres 12 changements on note l'épaississement et la vascularisation de l'épithélium utérin qui se couvre d'abondantes glandes tubulaires et l'ouverture du col utérin (Soltner, 1993). Le pro-œstrus dure 2 à 3 jours chez la chèvre (Zarrouk et al., 2001). C'est également pendant cette phase que se termine la lyse du corps jaune précédent.

II.3.2.2) L'œstrus :

L'œstrus est défini strictement comme la période où la femelle accepte le chevauchement par le mâle ou par ses congénères. C'est la phase de déhiscence du follicule, donc de ponte ovulaire. Il s'accompagne d'un certain nombre de modifications comportementales appelées signes de chaleurs. La connaissance de cette phase est donc très importante car elle correspond à la période optimale pour une saillie naturelle ou contrôlée (Derivaux 1971)

II.3.2.2.1) Durée de l'œstrus chez la chèvre :

La durée de l'œstrus chez la chèvre dépend de la race, mais dans une même race on note aussi des variations individuelles en fonction de nombreux facteurs comme la méthode de détection, le taux d'ovulation, le régime alimentaire, l'âge, la saison et la présence du mâle (Baril et al., 1993). Pour (Derivaux 1971), l'œstrus dure 40 heures et l'ovulation survient 30 à 36 heures après le début. (Erich, 1975) indiquent une durée de 36 heures avec ovulation vers la fin. (Baril et al., 1993) décrivent qu'un cycle œstral normal est généralement associé à une ovulation qui intervient 30 à 36 heures après le début de l'œstrus, tout en précisant qu'elle est influencée par la race, l'âge, la saison et la présence de mâle. Sur la chèvre rousse de Maradi, (Mani 2009) a rapporté que la durée de l'œstrus varie de 24 et 72 heures avec une moyenne de $41,6 \pm 16,4$ heures.

II.3.2.2.2) Signes de chaleurs chez la chèvre

(Fabre-Nys 2000) rapporté par (Mani 2009) regroupe l'ensemble des signes de chaleurs observés chez la chèvre en deux phases :

- La première phase de l'interaction sexuelle dite « appétitive » consiste, comme chez le mâle, en une phase de recherche et de stimulation du partenaire. On parle, chez la femelle dans cette phase, de « proceptivité » selon la terminologie proposée par (Beach 1976). Cela se traduit par une grande agitation de la chèvre qui, dans un premier temps, approche le mâle mais refuse ses approches.

- Puis, dans une seconde phase, les approches de la femelle se poursuivent, accompagnées de frétillement de la queue, de bêlements et souvent d'émission d'urine. Ce comportement stimule les approches du mâle auquel la femelle finit par répondre en s'immobilisant, ce qui provoque une série de chevauchements et l'accouplement. La femelle est alors dite « réceptive ». (Hamidou 1998) constate en outre, que l'appétit de la chèvre diminue et sa soif augmente. La vulve est gonflée avec des écoulements clairs et visqueux. Les chèvres en chaleurs présentent également un comportement « homosexuel » de chevauchement dirigé le plus souvent vers les autres en œstrus. Elles se déplacent à la rencontre du mâle dès son introduction dans le troupeau des femelles lors d'un essai de contrôle de chaleurs. L'œstrus chez la chèvre est repéré surtout le matin (35%) et le soir (25%) (Zarrouk et al., 2001). Selon, (Mani 2009) les débuts de chaleurs sont détectés majoritairement le matin (70% contre 30% le soir). Les fins de chaleurs sont également réparties selon la même périodicité : matin 75% et soir 25%. (figure 6)

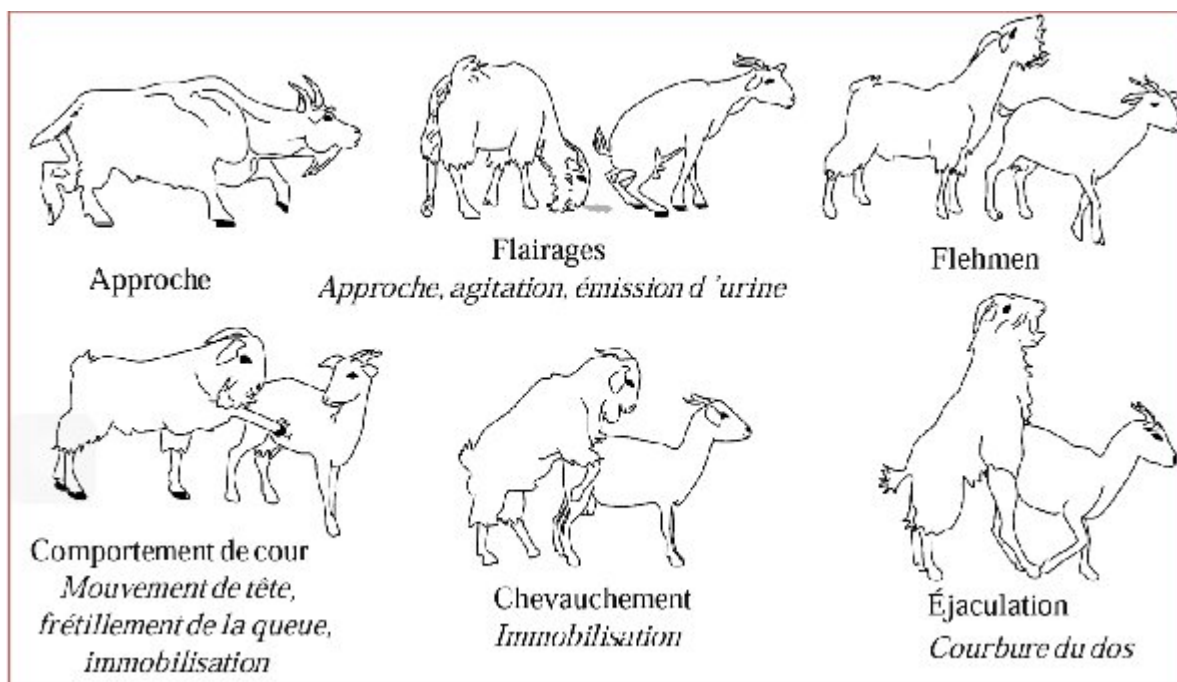


Figure N°6 : Représentation du comportement sexuel des caprins. L'activité des boucs est indiquée en caractères droits, celle des chèvres en italique (adapté de Fabre-Nys, 2000)

II.3.2.3) Le métœstrus :

Le métœstrus ou post-œstrus, correspond à la phase de formation et de croissance du corps jaune. Il débute par l'ovulation et dure environ 2 jours chez la chèvre.

II.3.2.4) Le diœstrus :

C'est la phase d'activité du corps jaune ou phase lutéale avec excrétion importante de progestérone. Le diœstrus chez la chèvre dure 5 à 18 jours (Gayrard, 2007)

II.3.3) Anœstrus post-partum :

C'est la période qui va du moment de la mise bas à la reprise de l'activité cyclique ovarienne chez la femelle. Cette période correspond à une phase de « dormance physiologique » de l'ovaire, durant laquelle aucun signe de chaleurs ne se manifeste. Il peut être court de 5 à 6 semaines, ou plus long (27 semaines) pour certaines races. Lorsque la parturition se produit durant la période d'activité sexuelle, l'activité ovarienne peut reprendre et la chèvre peut concevoir. Les modifications de l'appareil reproducteur pendant le post-partum incluent l'involution utérine et la reprise de l'activité ovarienne. La durée de l'involution utérine n'est pas bien précisée chez la chèvre (Jainnudeen et al., 2000 rapportés par zarrouk et al., 2001). Pour (Bogore 1993)

II.3.4) Les hormones de la reproduction :

Les hormones sont des substances véhiculées par la circulation sanguine et elles permettent à différents organes de communiquer entre eux. Plusieurs hormones interviennent dans l'endocrinologie de la reproduction (figure N°7) :

- Les hormones hypothalamiques ou « releasing-factor » dont le rôle consiste à contrôler la synthèse et la libération des hormones hypophysaires.
- Les hormones gonadotropes d'origine hypophysaire dont dépendent la maturation gamétique et la stimulation de sécrétion des hormones stéroïdiennes par les gonades.
- Les hormones stéroïdes d'origine gonadique responsables des modifications des organes génitaux au cours du cycle, de la régulation de ce dernier et de la gestation.
- Nous y associerons la lutéolysine, substance élaborée par l'utérus, et qui ne serait autre qu'une prostaglandine F 2 alpha, qui assure la régression du corps jaune dans certaines espèces et participe ainsi à la régulation du cycle œstral (Deriveaux.J et Ectors 1980.).

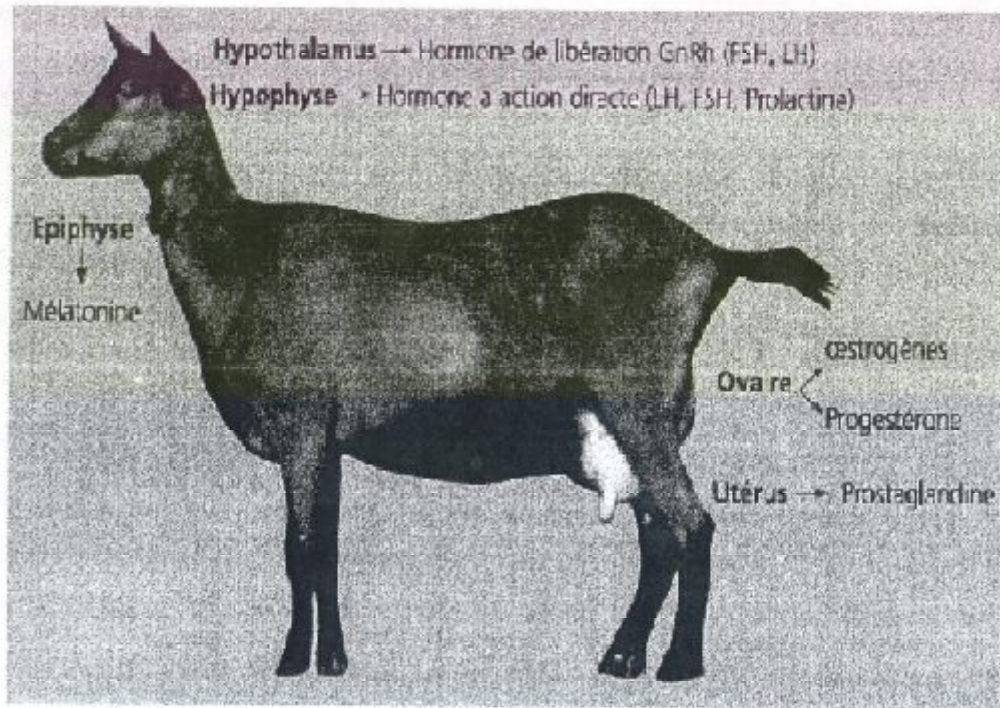


Figure N° 7: Sécrétion des hormones de la reproduction (Brice. G,2003).

II.3.4.1) Les hormones hypothalamiques :

L'hypothalamus est un carrefour entre le système nerveux et l'appareil endocrinien, reçoit des stimuli internes et externes et commande par l'intermédiaire d'un neurone protidique GnRH (Bonnes. G 2005).

II.3.4.2) Les hormones hypophysaires :

L'antéhypophyse située en dessous de l'encéphale, dont le rôle principale est le contrôle de la fonction ovarienne et sous le contrôle de l'hypothalamus (Roux.M 1986).

a) FSH :

C'est une glycoprotéine, responsable de la maturation des follicules, détermination de l'ovulation et la formation du corps jaune (Bonnes. G 2005).

La production de la FSH dans le lobe antérieur de l'hypophyse peut être inhibée par la progestérone du corps jaune (Rotten, D).

b) LH :

La LH est une hormone lutéinisante, qui provoque l'ovulation. Elle est responsable de la transformation du follicule mûr en corps jaune et stimule la sécrétion de progestérone à partir de cholestérol au niveau des cellules.

Pour ce qui concerne le mode de sécrétion, une sécrétion tonique continue tous le long du cycle sexuel et une sécrétion cyclique (Pic de LH) qui vient à la fin de chaque cycle œstral pour induire l'ovulation et la lutéinisation (Dupouy JP 1992).

c) La prolactine ou LTH :

La prolactine n'est pas considérée comme une hormone gonadotrope. Son rôle principal est la stimulation de la sécrétion lactée. Cependant elle joue un rôle important dans la reproduction des animaux domestiques. Elle est responsable de la sécrétion de progestérone par le corps jaune et de son maintien lors de la gestation. Le pic d LH dans le sang précède celui de LTH et se prolonge plus longtemps (Deriveaux.J,1976).

d) L'ocytocine :

C'est un neurohormone protidique intervient chez la femelle au moment de la mise bas et lors de l'éjection de lait (Bonnes. G 2005).

II.3.4.3) Les hormones ovariennes :

a) Les œstrogènes :

L'œstrogène est synthétisé et libéré surtout au cours de la phase folliculaire du cycle. La synthèse des œstrogènes nécessite chez la plupart des espèces, la présence simultanée de la thèque interne et de la granulosa des follicules. Sous l'effet de la LH, les cellules de la thèque synthétisent des androgènes à partir du cholestérol. Ces androgènes sont ensuite aromatisés en œstradiol par les cellules de granulosa sous le contrôle des hormones gonadotropes.

Les principales activités des œstrogènes concernant la sphère génitale :

1. Assurent le développement et le maintien des caractères sexuels primaires et secondaires, règlent le comportement sexuel de la femelle.
2. Déclenchent l'œstrus : provoquent la stratification et la cornification de la muqueuse vaginale et la prolifération de la muqueuse utérine.
3. assurent le maintien du corps jaune.
4. augmentent le péristaltisme de l'oviducte.
5. participent à des FEED-BACKS négatif et positif (Vaissaire. J-P,1977).

b) Les progestérones :

C'est la principale hormone sécrétée par le corps jaune formé après lutéinisation des cellules folliculaires consécutive à l'ovulation (Dekkiche. Y, 1987).

La progestérone est sécrétée essentiellement au niveau des ovaires par les cellules lutéales mais elle peut être sécrétée en faible quantité par les cellules granuleuses des follicules ovariens.

Progestérone signifie « qui permet la gestation » (Bonnes. G 2005). La progestérone va assurer le début et le maintien de la gestation et sa diminution aboutit à l'avortement ou à l'accouchement (Roux.M 1986).

La sécrétion de progestérone est sous le contrôle de la LH, ses effets connus sont les suivants :

1. blocage des ovulations cycliques par rétroaction négative sur l'axe hypothalamo hypophysaire.
2. Préparation de l'utérus à l'implantation de l'embryon.

c) L'inhibine :

L'inhibine est une hormone non stéroïdienne, d'origine gonadique, de nature glycoprotéine. Chez la femelle l'inhibine est synthétisée par les cellules de granulosa, une partie s'accumule dans le liquide folliculaire, l'autre est sécrétée dans le plasma. (Rotten, D.2001,)

La sécrétion d'inhibine augmente pendant la phase de croissance finale du follicule préovulatoire. Dans le follicule à maturité, la production d'inhibine devient progressivement dépendante de la stimulation directe par la LH. L'inhibine avec l'oestradiol est l'un des facteurs importants régulant de façon négative la sécrétion de FSH chez la femelle. (Humblot ,P 1990).

II.3.3.4) Les facteurs utérins (prostaglandine) :

La prostaglandine (PgF2 alpha) est synthétisée à partir d'acide arachidonique, au niveau de nombreuses cellules sécrétrices. La libération est contrôlée par l'ocytocine d'origine lutéale. En effet l'ocytocine favorise la production de PgF2 alpha (Humblot, P 1990). Elle est sécrétée par l'utérus en réponse aux pulses d'œstradiol provenant de l'ovaire. La prostaglandine est responsable de la disparition du corps jaune à fin du cycle, si la femelle n'est pas gestante (Baril. G 1993). La PgF2 alpha par sa double action lutéolytique (lyse de corps jaune) et musculotrope, permet le contrôle du cycle (maîtrise), de la gestation (avortement) et des parturitions (inductions) (Fontaine et Cadore.JL, 1995).

II.3.3.5) La mélatonine :

La mélatonine est une substance naturellement présente dans l'organisme de tous les mammifères et presque tous les vertébrés. Elle est synthétisée principalement dans la glande

pinéale, à partir du tryptophane et de la sérotonine, sous l'effet d'enzyme dont l'activité est commandée par la perception jour/nuit. Synthétisée et sécrétée uniquement pendant la période nocturne, elle présente des concentrations dans le sang périphérique multipliées au moins par 50 à l'occasion du passage lumière/obscurité (Chemineau . P ,1996).(figure N°8)

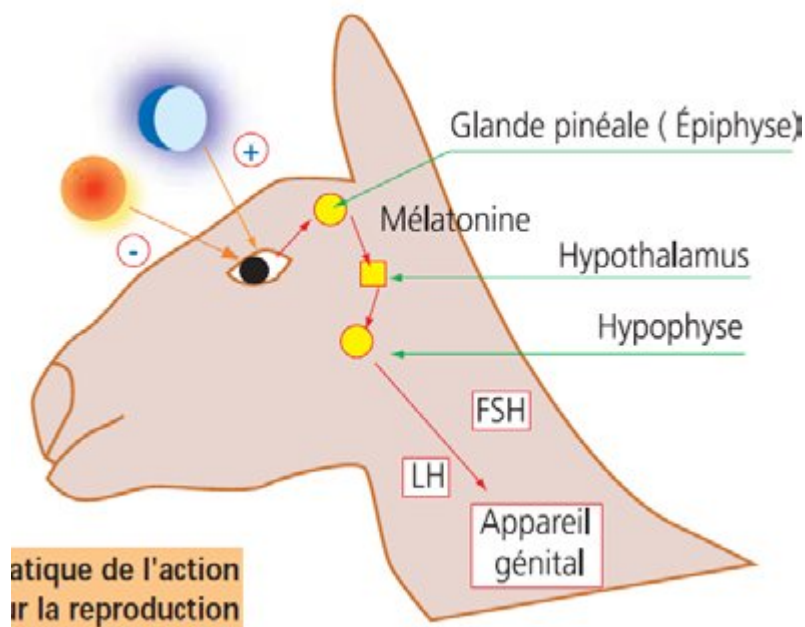


Figure N°8 : Représentation schématique de l'action du photopériodisme sur la reproduction (Brice, 2003)

II.3.5) Le taux hormones durant le cycle œstral

On retrouve ainsi comme (Wenzel et al.1979) sur les caprins Angora , et(Yenikoye 1986)sur des ovins peul , la division classique du cycle œstral en deux phases :

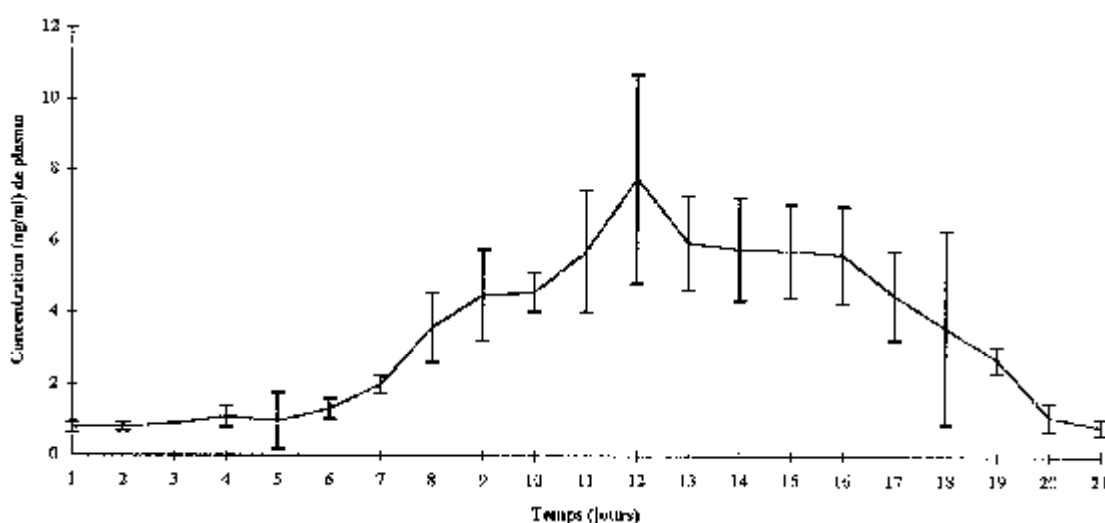
II.3.5.1) Une phase folliculaire : Une teneur maximale en Progestérone d'environ 0.9ng/ml de plasma (moyenne sur la période : 0.53+/-0.26ng/ml de plasma).

Pour l'œstradiol, on trouve des teneurs relativement importantes aux cours de la phase folliculaire, se situant en moyenne à 29.7 +/- 8.4 Pg/ml de plasma. (H.Tamboura, L.Sawadog, 1998)

Les niveaux plasmatique de E2 s'élèvent progressivement au cours des premières heures de chaleur (7 à 32 pg /ml de plasma) ; puis on note une phase de légère dépression, ramenant les taux moyens à 10,8+/- 4.2 Pg /ml. Une nouvelle poussée survient au cours des chaleurs, avec des amplitudes moyennes de 17,4 +/- 3.6 pg/ml de plasma. (H.Tamboura, L.Sawadog, 1998)

II.3.5.2) Une phase lutéale : s'étendant sur 18 jour et comprenant.

- * une première séquence d'augmentation progressive, avec des taux moyen de Progestérone qui atteignent 1.70 +/- 0.37 ng/ml de plasma, durant environ quatre jours.
- * une séquence de plateau, de dix a onze jours, où les teneurs moyennes sont de 4.2+/- 1.9 ng/ml de plasma ; la teneur maximale pendant cette séquence est de 7.78 ng/ml de plasma et se situe au 12eme jour de cycle œstral.
- * une dernière séquence de trois à quatre jours qui voit une baisse du niveau hormonal, le ramenant au niveau de base le dernier jour. (cumming e *al.* ,1971)



Figur N°9 : concentration plasmatique moyenne de progestérone durant le cycle oestral chez la chèvre Mossi (H.Tamboura, L.Sawadog, 1998)

II.3.6) la régulation hormonale :

Le cycle sexuel est régulé par un ensemble de mécanismes hormonaux faisant intervenir des hormones hypothalamo-hypophysaires (Gonadolibérine : GnRH ; Gonadotropines : FSH et LH) et des hormones stéroïdiennes (œstradiol, progestérone).

Pendant la phase lutéale, la LH est libérée sous forme de décharges pulsatiles de faible amplitude. La progestérone exerce un rôle rétroactif négatif dans la régulation de la LH au cours du cycle. Cependant les quantités circulantes doivent être suffisantes pour exercer un rétrocontrôle efficace (Chemineau et al., 1988). Aux alentours des jours 16-17 du cycle, les prostaglandines d'origine utérine, acheminées par contre-courant de la veine utéro-ovarienne à l'artère ovarique provoquent la lutéolyse (Horton et Polyser, 1976; McCracken et al.,

1999). La brusque diminution de la progestérone entraîne une forte augmentation de la fréquence et de l'amplitude des décharges de LH (Mori et Kano, 1984). L'augmentation de l'activité gonadotrope provoque une stimulation de la croissance des follicules de diamètre supérieur à 1mm (Akusu et al., 1986) et de leur activité stéroïdogène (Kanai et Ishikawa, 1988). Ils sécrètent alors l'œstradiol en quantités croissantes (Mori et Kano, 1984). Le niveau croissant et élevé d'œstradiol déclenche alors le comportement d'œstrus. Chez la chèvre contrairement à la brebis, l'œstradiol seul est suffisant pour induire le comportement d'œstrus (Sutherland et Lindsay, 1991). Ceci explique qu'au contraire de la brebis, la saison sexuelle des chèvres commence souvent par un comportement d'œstrus sans ovulation préalable, voire même par un œstrus sans ovulation (Chemineau et al, 1992). L'élévation d'œstradiol dans la circulation générale induit également par rétroaction positive (Dial et al., 1985) une décharge massive de LH par l'hypophyse : c'est le pic préovulatoire. Il dure de 8 à 10 heures et son niveau dépasse 50ng/ml. Le maximum du pic est atteint 3 heures après le maximum d'œstradiol et 10 à 15 heures après le début de l'œstrus (Chemineau et al., 1982; Mori et Kano, 1984). La FSH est également libérée massivement en même temps que la LH et pour la même durée. La décharge préovulatoire de gonadotropines provoque la lutéinisation du follicule et l'arrêt de la sécrétion d'œstradiol. Les mécanismes de transformation des cellules folliculaires conduisent alors à l'ovulation qui se produit environ 20 heures après le pic pré-ovulatoire de LH (Gonzalez-Stagnaro et al. 1984). Le follicule se transforme alors en corps jaune et se met à sécréter la progestérone en partie au moins sous l'influence de la LH dont l'activité pulsatile est élevée (4 à 7 pulses en 8 heures) jusqu'au jour 7 du cycle où la fréquence se stabilise aux environs de 1,5 pulses en 8 heures (Sutherland et al., 1987; Sutherland et Lindsay, 1991). C'est le milieu de la phase lutéale, un nouveau cycle commence. La saison d'anoestrus se caractérise par une absence quasi-totale de cycles (Chemineau et Delgadillo, 1994). Une faible fréquence des pulses de LH (moins de 2 pulses en 6 heures début août) et l'absence de progestérone endogène. La fréquence et l'amplitude augmentent à l'approche de la saison sexuelle : plus de 3 pulses en 6 heures à la mi-septembre (Chemineau et al., 1988).(figure N°10)

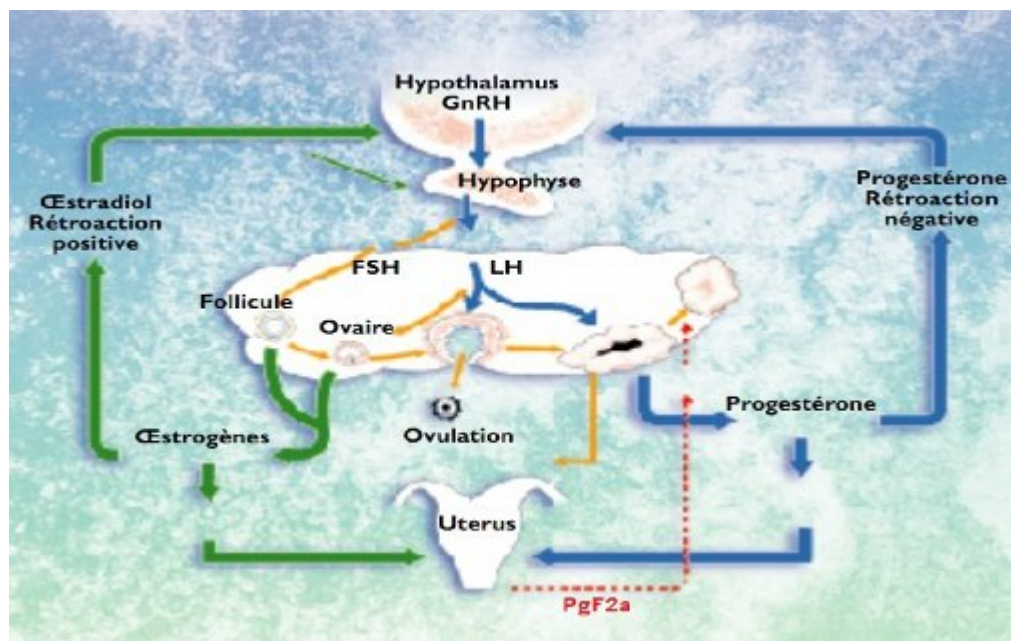


Figure N° 10 : Régulation hormonale du cycle sexuel (Chemineau. P, 1998)

Tableau 1 : Tableau récapitulatif des organes et hormones impliqués dans la fonction de reproduction

Organe	Hormone sécrétée	Rôle
Glande pinéale	Mélatonine	Régule les rythmes biologiques, sécrétée la nuit
Hypothalamus	GnRH	Stimule la libération des follicules et des ovocytes, l'ovulation et le développement lutéal
Hypophyse	LH	Stimule la maturation des follicules et des ovocytes, l'ovulation et le développement lutéal.
	FSH	Stimule la croissance folliculaire
Ovaire	Œstradiol	Contrôle l'expression de l'œstrus
	Progesterone	Permet le maintien de la gestation
Utérus	Prostaglandines(PgF2α)	Assure la dégradation du corps jaune à la phase lutéale

III) La cytologie vaginale :

III.1) Histologie de la muqueuse vaginale :

La muqueuse vaginale est relativement mince, l'épithélium est stratifié et pavimenteux se kératinise et se desquame au cours du cycle. Le chorion est un tissu conjonctif dense caractérisé par l'absence de glandes. Le musculéux est relativement mince de teinte rosée, elle est faite de faisceaux de cellules musculaires lisses, circulaires et longitudinales. L'adventice est constitué d'un tissu conjonctif dense pourvu de fibres élastiques. (Robert Barone, 1978)

III.1.1) L'épithélium :

Comporte essentiellement trois couches, qui ne sont pas toujours bien séparées. Au moment de l'ovulation, ou l'épithélium atteint son développement maximal, on peut reconnaître :

- Une couche basale, germinative
- Plusieurs assises de cellules ovalaires ou polyédriques, avec ponts intercellulaires et tonofibrilles, devenant progressivement plus plates fusiformes (sont souvent appelées cellules intermédiaires)
- Une couche superficielle d'éléments pavimenteux dont le noyau évolue vers la pycnose peu avant ou pendant la menstruation chez la femme, des polynucléaires et des cellules histiocytaires envahissent l'épithélium (chevrement 1979)

III.1.2) Chorion :

Présente des papilles, nombreuses et hautes, surtout à la paroi postérieure, a sa partie profonde, il devient plus lâche et possède de nombreux vaisseaux sanguins, notamment des

veines et veinules disposées en plexus et à large lumière (chevremont 1979) (figure N°11)

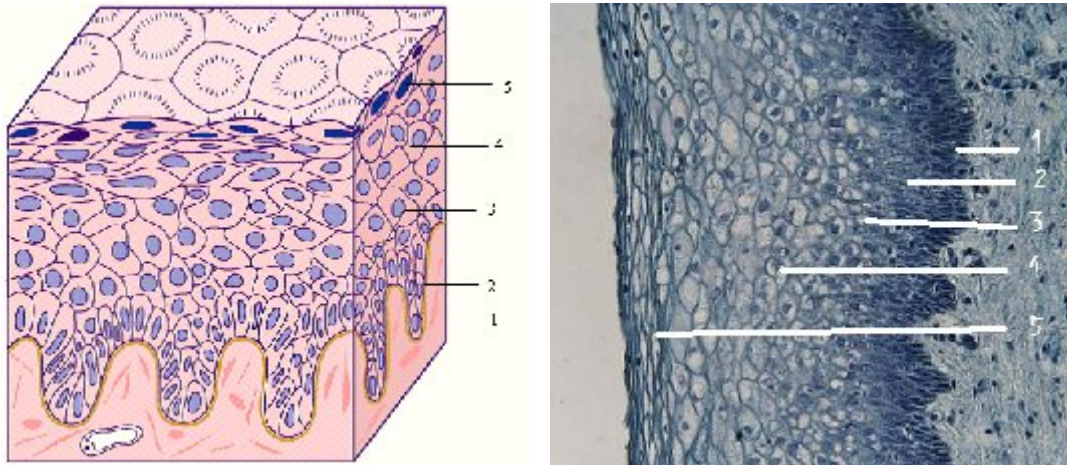


Figure N°11 : Épithélium pavimenteux non kératinisé pluristratifié (d'après la division d'histologie du département de médecine de l'université de Fribourg).

1 : lame basale, 2 : cellule germinative 3 : cellule parabasale,

4 : cellule intermédiaire, 5 : cellule superficielle

III.2) Cytologie de la muqueuse vaginale :

III.2.1) Cellule épithéliales :

L'épithélium pavimenteux stratifié desquame sous forme de trois types cellulaires

III.2.1.1) Les cellules basales :

La cellule basale profonde ou germinative se retrouvera rarement dans les frottis à moins qu'on ait pratiqué un grattage très énergétiquement d'une muqueuse atrophie ou érodée (figure N°12°)

La cellule para basale fait suite à la couche profonde, elle desquame en placards elle est arrondie, mesure de **15 à 25** µm de diamètre et un noyau volumineux avec une chromatine finement répartie et un nucléole bien apparent, (Gompel 1982)



Figure N°12 : Cellules parabasales (d'après Mialot 1984 avec son autorisation)

(1) : cellules parabasales rondes ; (2) cellules parabasales allongée.

III.2.1.2) Les cellules intermédiaires :

La cellule intermédiaire mesure environ 30 u de diamètre ; elle a un noyau relativement plus petit que celui de la cellule basale et le volume de cytoplasme augmente , celui ci se charge de glycogène particulièrement au cours de gestation et prend la forme caractéristique en micelle «**cellules naviculaires** » (figure N°13°)

La cellule naviculaire montre un cytoplasme clair, limite par un liseré plus dense constitué par des organites refoulés vers la périphérie et par la membrane cellulaire

On assiste ainsi à une diminution progressive du rapport entre, le volume du noyau et du cytoplasme qui va s'accroître encore dans les couches superficielles (Gompel 1982).

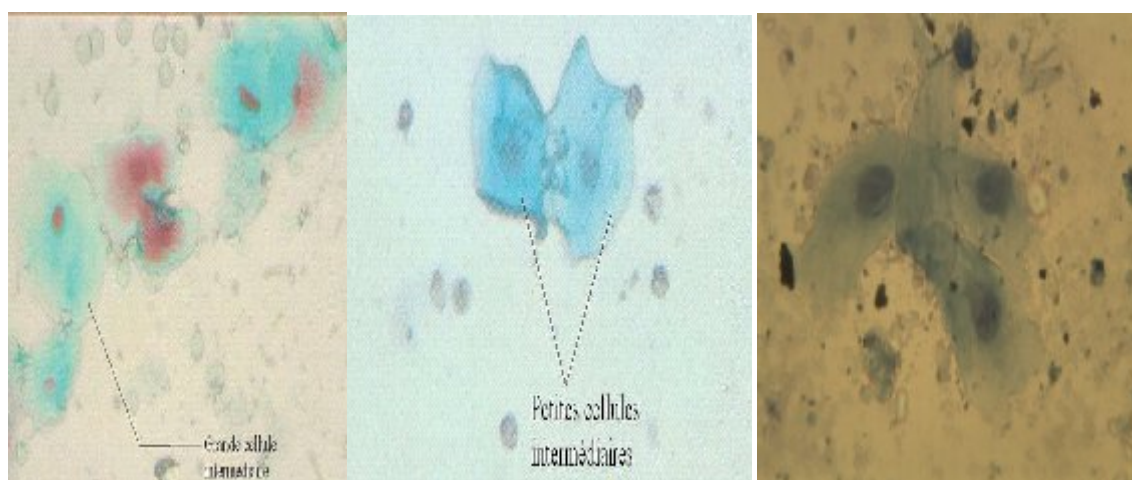


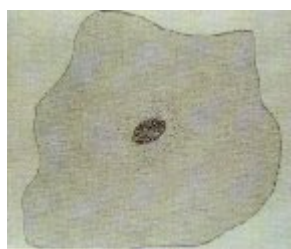
Figure N° 13: Petites cellules intermédiaires (Mialot 1984 avec son autorisation)

III.2.1.3) Les cellules superficielles :

La cellule superficielle constitue l'étape ultime de la maturation de l'épithélium pavimenteux stratifié, ce sont des cellules de grande taille, mesurant de 40 à 50 µ de diamètre

Le noyau est petit et progressivement, la structure interne de celui-ci disparaît pour faire place à une masse pycnotique homogène mesurant 5 à 6 µ de diamètre .

La cellule superficielle desquamée sous forme de placard ou de cellules isolées, la desquamation sous forme isolée est réservée à la cellule la plus différenciée (Gompel1982)(figure N°14°).



*Cellules supr avec noyau pycnotique



*cellule supr anucléés

Figure N°14 : Cellules superficielles kératinisées anucléés (Mialot 1984 avec son autorisation).

III.2.1.4) : Autres cellules issues de l'épithélium vaginal :

***Les cellules « metoestrales »** : Il s'agit de cellules parabasales modifiées qui contiennent un ou plusieurs polynucléaires neutrophiles dans leur cytoplasme (Feldman et Nelson 1996, Johnston 1988, Neveux 1999, Johnston et al. 2001b, Olson et al 1984 d, Guyant 1988)

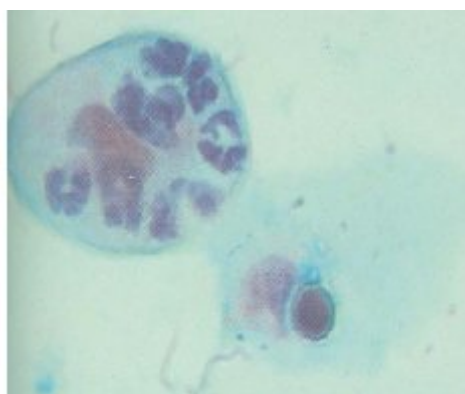


Figure N°15 : Cellules metoestrales (Mialot 1984 avec son autorisation).

***Les cellules spumeuses**

***Les cellules néoplasiques**

***Les cellules épithéliales contenant des grains de mélanine**

III.2.1.5) les Cellules accompagnées les cellules épithéliale :

- Les hématies (Nellor et Brown 1966)
- Les leucocytes
- Les polynucléaires (Nellor et brown, 1966)
- Les lymphocytes
- Les histiocytes (papanicolaou ;1953)
- Les spermatozoïdes
- Les bactéries

III.3) Modifications cytologiques provoquées par des hormones :

Les œstrogènes provoquent la prolifération et la maturation de l'épithélium qui se caractérise par l'apparition de cellules superficielles isolées, éosinophiles à noyau pycnotique (schneider et al 1977), (teter J 1972)

La progestérone lors de son administration sur une muqueuse vaginale atrophique provoque l'apparition de placardes de cellules cyanophiles intermédiaires riches en glycogène.

La progestérone possède donc une action proliférative et favorise la desquamation intense au stade de cellules intermédiaires la présence des cellules naviculaires est constante

La différence essentielle avec l'action des œstrogènes est la desquamation précoce des cellules au stade intermédiaire avant qu'elles n'atteignent leur stade ultime de maturation (Gompel 1982)

La progestérone diminue ou inhibe l'action stimulante des œstrogènes sur le vagin

III.4) Les variations cytologiques au cours du cycle œstral :

L'Épithélium vaginal est formé de cellules basales, intermédiaires et superficielles il est hormono – dépendant et par conséquent semi à des variations cycliques.

Des différentes études ont montré des changements cytologiques de l'appareil génital de la chèvre pendant le cycle œstral, les rapports entre exfoliation des cellules vaginales et les sécrétions hormonales du cycle ovarien sont bien apparentes chez cette espèce

Ce modèle d'exfoliation des cellules vaginales a pu être employé pour déterminer le statut du cycle œstral les cellules superficielles semblent être associées au pro-œstrus et l'œstrus .

Les cellules intermédiaires et parabasales sont présentent en plus grande quantités pendant la phase lutéal lorsque c'est la progestérone qui domine

Les cellules exfoliées (superficielles) sont le résultat de l'augmentation d'œstrogène périphérique qui cause la maturation des cellules vaginales et l'épaississement de la muqueuse, comme la couche extérieure est placée plus loin du l'approvisionnement vasculaire, il y à kératinisation des cellules qui se détachent facilement de muqueuse vaginale (pérez –martinez et al 1999)

Le vagin a une apparence intérieure qui change en fonction du stade du cycle sexuel. Lorsqu'une femelle est en chaleur, le vagin contient un fluide plus ou moins visqueux, sécrété par le col de l'utérus, et sa muqueuse prend une coloration rougeâtre, causée par l'augmentation de l'irrigation sanguine. Les femelles dont le vagin est plutôt sec et de couleur pâle ne sont probablement pas en chaleur. (François Gastonguab, PH.D, 2004).

Les frottis ne présentent que les éléments de type malpighien, donc on les retrouve seulement en fonction des étapes du cycle œstrale (Thibault et Levasseur M.C, 1991)

III.4.1) Phase folliculaire :

Au début de la phase folliculaire, la muqueuse ne comprend que quelques assises cellulaires. Par la suite des divisions cellulaires sous l'action de l'œstradiol, cette muqueuse s'épaissit.

III.4.1.1) le pro-œstrus :

1. Cellule parabasale
 2. Cellule intermédiaire
- Grossissement x 40

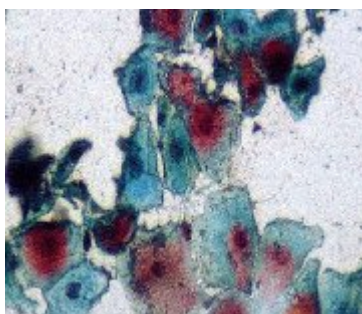


Figure N°16 : Frottis vaginal au cours de pro-œstrus (Bouricha. Z ,2003)

Les cellules des assises superficielles se kératinisent au stade proestrus. Sous l'influence de la progestérone, les divisions cessent.

Les leucocytes et les histiocytes abondants au début deviennent rares les hématies disparaissent et le mucus est peu abondant (Pundel.J.P, 1952).(figure N°16)

III.4.1.2) L'œstrus :

- 1- cellule superficielle
- 2- cellule intermédiaire

Grossissement x 100

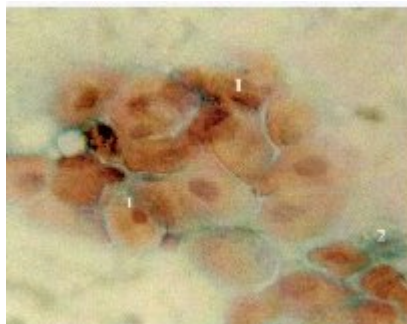


Figure N°17 : Frottis au cours de l'œstrus (Bouricha. Z ,2003)

Le vagin est congestionné. (Douet, 2003) Le mucus cervico-vaginal (la glaire) est abondant et filant avec une faible viscosité (J.P Vaissair, 1977) et sort par la vulve. Christian. Du (Douet, 2003)

Les cellules kératinisées deviennent superficielles et desquament au stade œstrus. Les Leucocytes envahissent la lumière vaginale et détruisent les cellules kératinisées. Par conséquent, la composition cellulaire du frottis témoigne du stade du cycle. (V. Gayrard, 2007)

Le pourcentage des cellules superficielles isolées augmente par rapport aux placards superficiels et intermédiaires..(figure N°17)

III.4.3) Phase lutéale :

III.4.3.1) le mét -œstrus :

- 1- Cellules intermédiaires.
- 2- Cellule superficielle.

Grossissement x 40

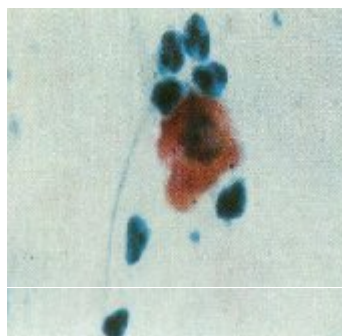


Figure N°18 : frottis vaginal au cours de méto-œstrus (Bouricha. Z ,2003)

Les cellules cornifiées et les cellules squameuses sont rares. Le développement des glandes et la kératinisation sont plus marquées (M. Thibier 1990)

Les cellules superficielles éosinophiles a noyaux pycnotiques atteignent leur taux le plus élevé et constitue la majorité des éléments cellulaires et les leucocytes sont rares et le mucus est absent, (Gompel, 1982). (Figure N°18°)

III.4.3.2) le di -œstrus :

- 1- cellules intermédiaires
- 2- cellules superficielles
- 3- Grossissement x 40

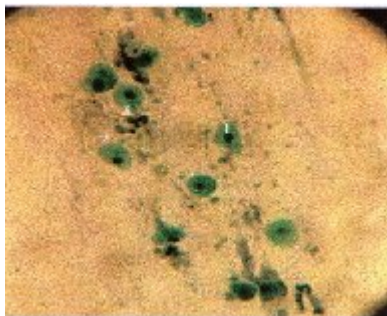


Figure N°19 : Frottis vaginal au cours di-œstrus (Bouricha. Z ,2003)

On assiste à une diminution du nombre de cellules éosinophiles superficielles à noyaux pycnotique et réapparition des placards de cellules cyanophiles superficielles et intermédiaires. L'éosinophilie et la pycnose régressent, quelques leucocytes et le mucus réapparaissent. Dans les placards de cellules intermédiaires on note la présence d'éléments de type naviculaires « cellules riche en glycogène » (Gompel ,1982) (figure N°19)

III.5) L'anoestrus :

C'est la phase de repos sexuel. Les hormones sexuelles circulent à leur niveau le plus bas dans le sang, la plus part des cellules existe dans cette période ces les cellules basale et parabasale (Dumsay. M, le 20 décembre 2001)

IV) PARTIE EXPERIMENTALE :

IV.1) OBJECTIFS :

Le but de notre étude est la détection des chaleurs pour repère le meilleur moment pour la saillie ou l'insémination artificielle.

C'est pour cela notre expérimentation est basée sur la comparaison entre cytologie vaginal et le dosage hormonal « progesteronémie » au cour de l'œstrus chez la chèvre,

- * Quelles sont les différents types des cellules présentes au cours de l'œstrus ?
- * Quelles sont les hormones qui existent dans cette période ?
- * Exit-il une relation entre la cytologie vaginale et le profil hormonal le moment des chaleurs ?

IV.2) Monographie de la région d'étude :

IV.2.1) Localisation :

Notre étude s'est déroulée dans une ferme privée située dans la Commune de Mizrana à 17 Km au nord du chef-lieu de la wilaya de Tizi-ouzou, Sur la RN 72 qui relie la ville de Tighzirt et le chef-lieu de la wilaya de Tizi-ouzou.



Figure N°20 : Localisation de la ferme (2015 Google « Données cartographique »)

IV.2.2) Etude de climat :

Le climat de la commune de Mizrana est méditerranéen caractérisé par des hivers froids et pluvieux et des étés chauds et Humide

IV.3) MATERIELS

IV.3.1) La bergerie :

- La superficie de la bergerie est de 500 M² utilisée
- La ventilation utilisée au niveau de la bergerie est de type statique, n'employant aucun procédé mécanique, c'est un procédé économique à effet variant avec le climat extérieur.
- L'éclairage est assuré par le rayonnement solaire par les fenêtres, comme il y'a la présence d'un éclairage artificiel.
- Le sol du bâtiment bétonné, ce qui permis la circulation du matériel de distribution, ainsi que la bonne stabilité des ateliers mais il est froid et humide.

IV.3.2) Les animaux :



Figure N° 21 : le troupeau expérimental.

-Le troupeau expérimental est constitué de 30 chèvres de race Saanane , et dont l'âge varie de 1 à 4 ans.

-Le poids vif moyen d'environ 15-30 Kg

IV.3.3) Matériels utilise pour les prélèvements sanguins et la réalisation des frottis vaginaux :

vaginaux :

- 1-Spéculum vaginal ou écarteur
- 2 -Seringues
- 3-Écouvillons vaginales de 15cm de long
- 4-Lames propres étiquetées
- 5-Microscope optique
- 6-Fixateur sous forme de spray
- 7-Coloration MGG
- 8-Tubes sous vide
- 9- centrifugeuse



Figure N° 22 : le Matériel utilise pour les prélèvements sanguin



Figure N° 23 : le Matériel utilise pour réaliser les frottis vaginaux

IV.4) Méthode :

L'étude est débutée le mois de juillet 2015 jusqu'au mois de août 2015 ce qui fait une durée de un mois. Les visites ont été effectuées deux fois par semaine à intervalle de deux à trois jours entre deux visites consécutives.

IV.4.1) Moyen d'identification :

Chaque prélèvement sanguin et écouvillonnage, il a été identifiés à l'aide des numéros qui a été donne au hasard pour chaque animal.

IV.4.2) Les frottis vaginal :

1. Placer le spéculum vaginal après sa lubrification dans le vagin.
2. Introduire délicatement l'écouvillon humidifié par le sérum physiologique (solution salée), tout en respectant l'anatomie du vagin, quelques rotations sont réalisées pour prélever les cellules de l'épithélium vaginal. l'utilisation de l'eau minérale ou de l'eau de robinet risque d'altéré le prélèvement.
3. Retirer doucement l'écouvillon.

IV.4.2.1) Étalement :

Après avoir retiré l'écouvillon du vagin, l'extrémité du coton est roulée sur une lame de verre propre afin de transférer le matériel cellulaire. Le coton ne doit pas glisser sur la lame mais rouler afin de ne pas altérer les cellules.

IV.4.2.2) Fixation :

La lame de verre peut immédiatement être fixée à l'aide d'une solution contenant un mélange d'alcool et d'éther pendant 5 minutes ou bien directement avec un cyto- fixateur en aérosol existent également et permettent une fixation plus facile et plus rapide.



A



B



C



D



E



F

Figure N°24 : Réalisation du frottis vaginale (A : Écouvillonnage, B : Étalement, C : Fixation, D : Coloration, E : Rinçage, F : Observation)

IV.4.2.3) Coloration :

Coloration de May Grunwald-Giemsa.

a) Technique de coloration :

- Disposer les lames horizontalement sur les boites de pétris.
- Appliquer sur les lames un mélange de 1cc de colorant de MGG et 1cc de tampon phosphate à ph 6,8 pendant 5 minutes.
- Rincer les lames à l'eau courante pendant 30 secondes.
- Laisser les lames sécher.

b) Pourquoi la coloration de May-Grunwald-Giemsa ?

La coloration de MGG ou encore de Wright est une technique uni -chrome, largement utilisée en clientèle vétérinaire, car les réactifs sont les même pour colorer les frottis sanguins. Le MGG colore toutes les cellules vaginales quel que soit leur degré de kératinisation en bleu-violet et leur appréciation se fait par les critères morphologiques.

Il s'agit d'une méthode rapide, qui met en valeur surtout les noyaux et les cellules sanguines et met en évidence les polynucléaires plus que les autre types cellulaires, d'où l'utilisation lors d'infections génitales. (Oettle EE and Weldhagen AA. December,1982).

IV.4.2.4) Observation des lames:

La lecture des lames de frottis se fait à l'aide d'un microscope optique elle doit se faire d'abord à faible grossissement (x10), puis à fort grossissement (x40 ou x100).

Le faible grossissement permet d'apprécier globalement la richesse en cellules, la présence ou non de mucus, la présence ou non de leucocytes, la présence au non de spermatozoïdes, ainsi que la répartition des cellules dispersées, isolées ou en amas).

Le fort grossissement permet l'aspect des cellules, et de déterminer plus précisément les différent types de cellules et bien les différenciés. On note attentivement la taille, la place et le volume du noyau par rapport au cytoplasme. Il est primordial de réunir ces caractéristiques pour nous aider dans l'identification cellulaire.

La lecture se fait en balayant toute la lame, l'observation d'un maximum de champs sur différents points est indispensable. (Neuveux M, September, October, 1999) ET (Ehlers. JP, 2000)

IV.4.2.3) Les prélèvements sanguins:

Un prélèvement de sang été fait au moment d'expression de chaleur (avant la saillie plus exactement).

La Prise de sang au niveau de veine jugulaire de chaque chèvre avec chaque frottis vaginal. sang prélevé est centrifugé à l'aide de centrifugeuse pendant 5à10 minutes 3000 tour par minute jusqu'a la séparation de caillot sanguin au sérum.

La centrifugation doit être immédiatement car la progesterone se dégrade généralement 30 minutes après prélèvement.

La congélation de sérum à -20 ° C jusqu'au le moment de dosage



A



B



C



D

Figure N° 25 : Prélèvement du sang (A : Prélèvement, B : sang total dans un tube sous-vide, C : centrifugeuse, D : sérum en tube)

- **Dosage de progestérone** : il a été réalisé dans un laboratoire d'analyses médicales Privé « M-IRATNI » à Tizi ouzou Ville, spécialisée en biologie clinique.

IV.5) Résultat :

-Examen des frottis de la cytologie vaginale :

L'analyse des frottis de la muqueuse vaginale et après comptage de toutes les cellules des différents frottis appartenant à chaque chèvre sur 30 frottis qui a été réalisé, nous avons trouvé les résultats suivants :

Les cellules épithéliales superficielles dominent par rapport aux autres cellules de la muqueuse vaginale, cellules intermédiaires et cellules parabasal, avec une moyenne de 83%, 17% et 0% respectivement (Figure N°26). Ainsi que les grandes cellules intermédiaires dominent par rapport aux petites cellules intermédiaires avec des taux de 57.4% et 42.6% respectivement (Figure N°27).

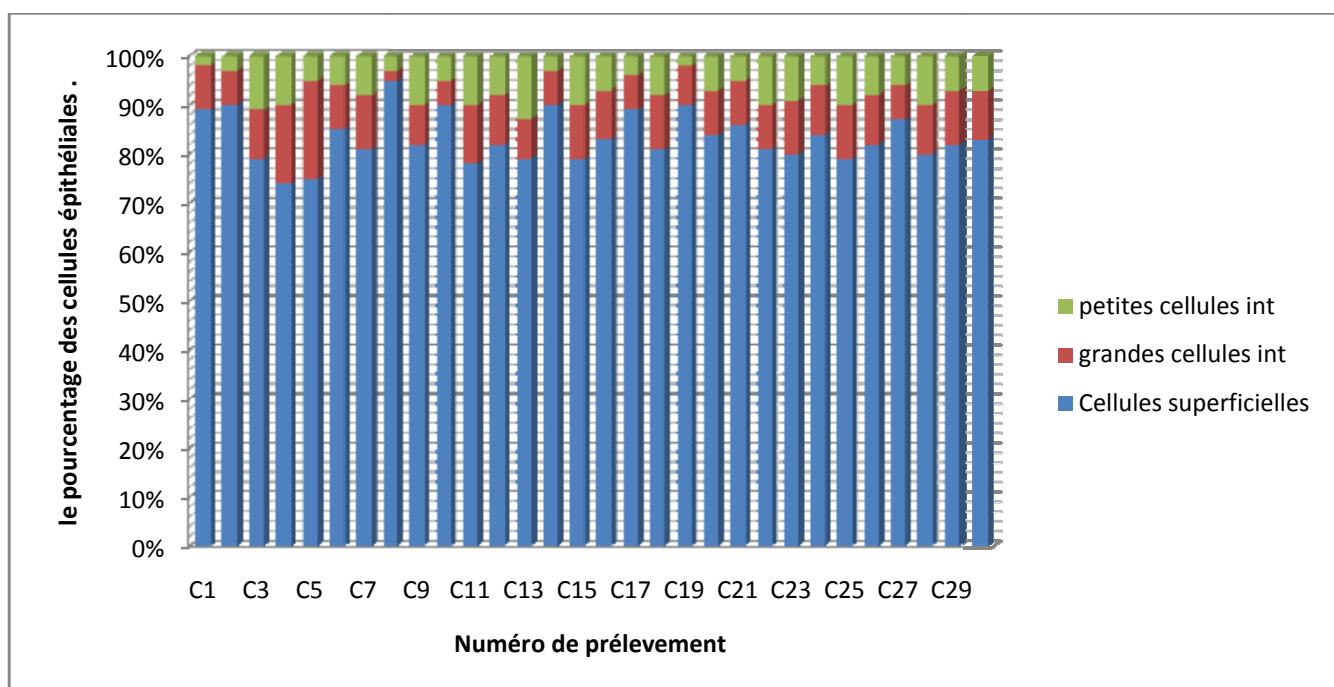


Figure N° 26 : Pourcentage des cellules épithéliales de la muqueuse vaginal

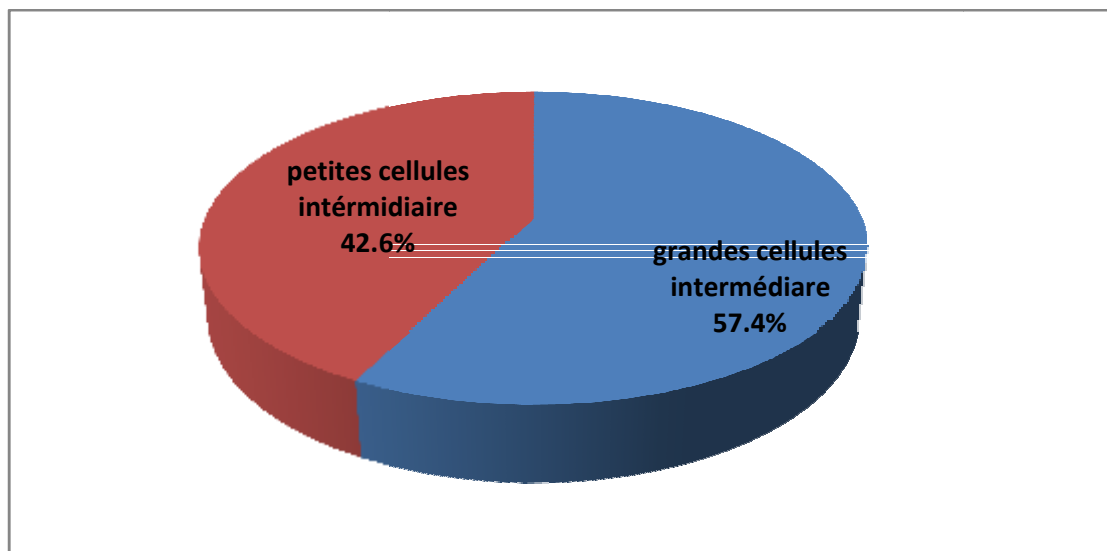


Figure N° 27 : Pourcentage des cellules intermédiaires de la muqueuse vaginal

-Dosage de la progestérone :

Une altération pour les Prélèvements de 23 jusqu'à 30 a cause de la température élève et la mauvaise conservation le moment de déplacement de Mizrana « lieu de stage » vers le centre ville de Tizi ouzou « laboratoire d'analyse biomédicale »

Lors du suivi des variations des niveaux de la progestéronémie (Figure 28) au moment de l'œstrus , nous avons trouvé des baisses de ces niveaux aux prélèvements numéro 1 jusqu'a 22 avec des taux de progestéronémie de 0,1ng/ml jusqu'à 0,53ng/ml, sauf dans un seule cas C 9 où en a remarque un taux de 2.54 ng/ml , et une baisse de taux des cellules superficielle . (Tableau N°2), et un légère augmentation pour les cellules intermédiaire.

Tableau N°2 : le pourcentage des cellules épithéliales et le dosage de progestérone pour la chèvre N° 9

	Pourcentage des cellules superficielles.	Pourcentage des grandes cellules intermédiaire	Pourcentage des petites cellules intermédiaire	Dosage de progestérone
C9	45%	20%	35%	2.54 ng/ml

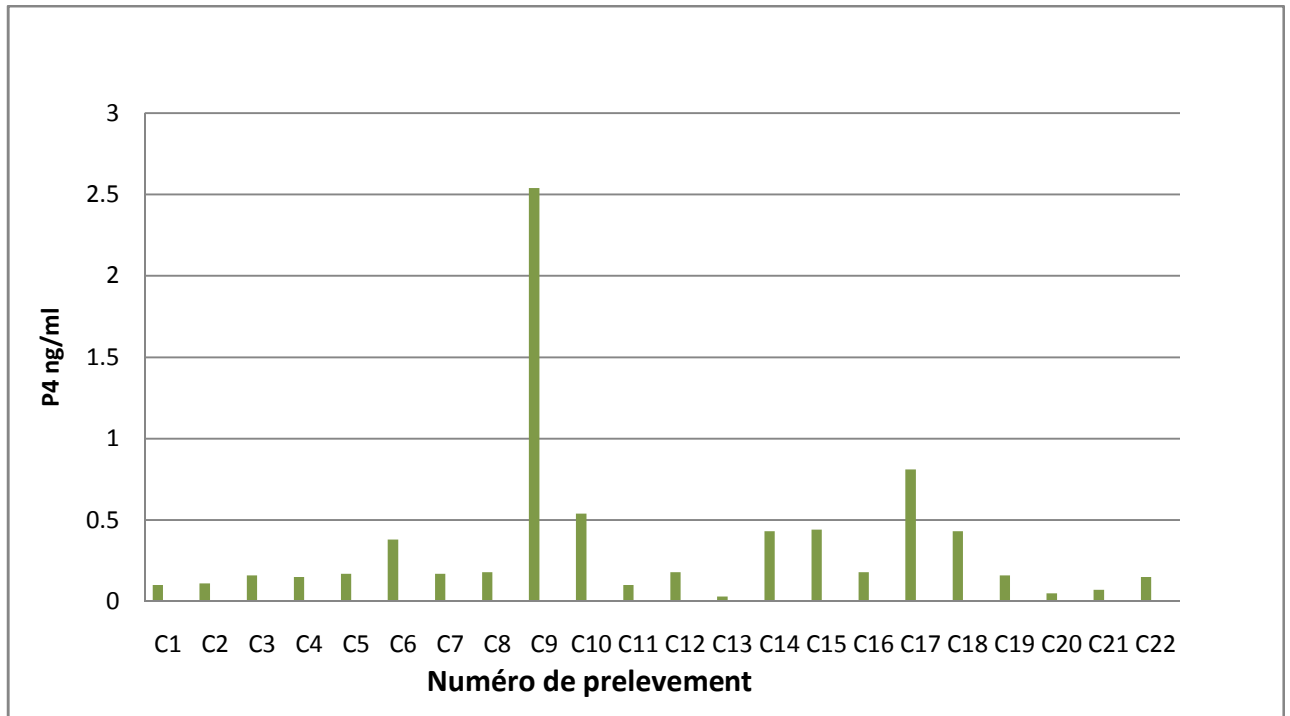


Figure N°28 : Niveau de la progestéronémie au moment de l'œstrus.

- Après la comparaison entre les résultats qu'on a trouvés, on a constaté qu'une baisse des taux des petites et grandes cellules intermédiaires était liée avec un pic de celui de cellules superficielles et inversement (figure 29).

- Par exemple pour l'intervalle de progestéronémie compris entre 0.1 et 0.11 ng/ml de sérum, le pourcentage en cellules grandes est de 8%, et petites intermédiaires est de 5%, alors que celui en cellules superficielles est de 89.5%.

- Il apparaît que les taux des grandes et petites cellules intermédiaires et les cellules superficielles sont liés à la progestéronémie.

- Une corrélation négative entre le taux de progestéronémie et les cellules superficielles.

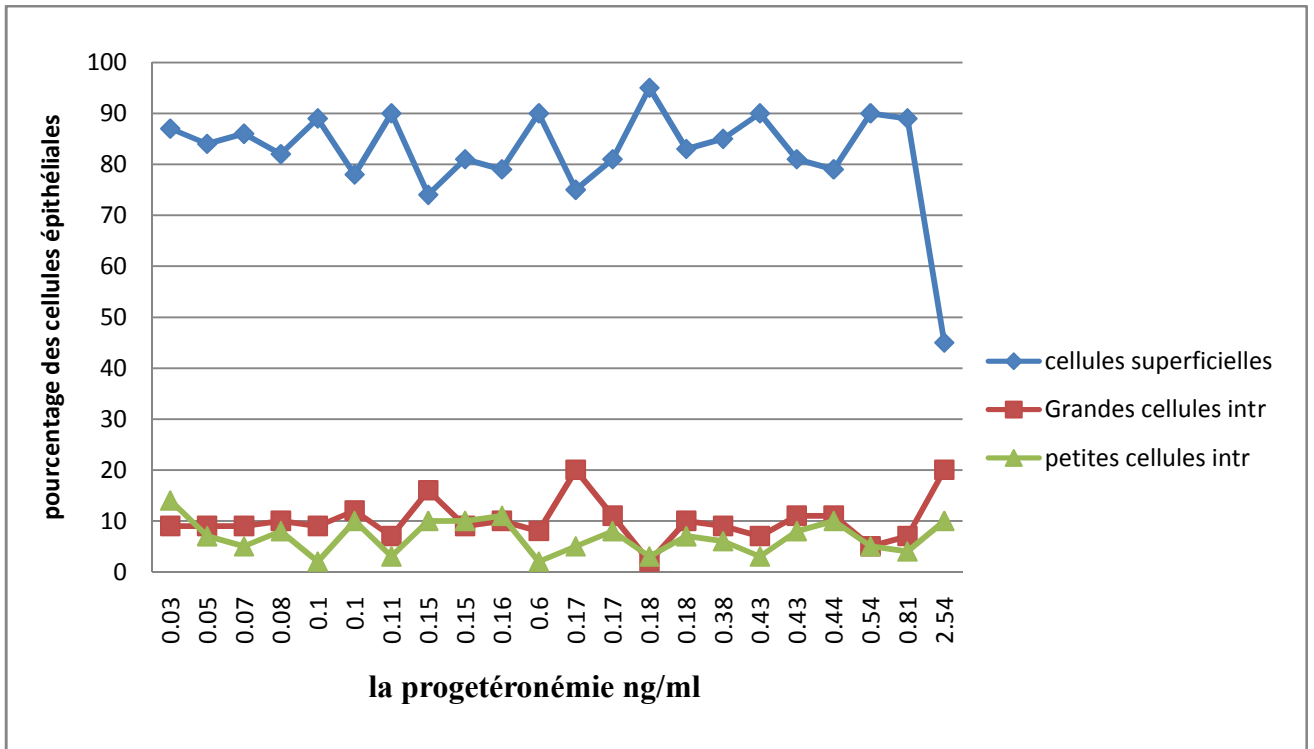


Figure N°29 : Évolution du pourcentage de cellules épithéliales en fonction de la progestéronémie pour les 22 frottis vaginaux étudiés.

IV.6) Discussion :

D'après nos résultats, il paraît que les cellules épithéliales superficielles de la muqueuse vaginale chez les chèvres cyclées soient associées à la période périovulatoire à savoir la fin du proœstrus et le début de l'œstrus ce qui correspondait à une baisse du taux de la progestérone sérique, ce qui concorde aux résultats trouvés par Fonder. S. (1980) tandis que les taux des cellules intermédiaires et parabasals étaient plus remarquables dans les frottis dans les autres jours du cycle (Di-œstrus). Les résultats de JAROSZ et al. (1971) montrent que l'apparition des cellules superficielles et des cellules intermédiaires variaient en relation directe avec les phases du cycle œstral et peuvent être validé pour la caractérisation des phases du cycle œstral chez la chèvre.

D'après Perez-Martinez. M, (1999) .Les cellules intermédiaires et parabasales sont plus rencontrées dans la période hors œstrus, c'est-à-dire le dioestrus qui correspond à la phase lutéale contrôlée par la progestérone, ce qui trouve dans notre cas pour la chèvre N°9 .nous avons trouvé un taux de progestéronémie de 2.53ng /ml et un pourcentage de 45% pour les cellules superficielle et un pourcentage de 55% pour les cellules intermédiaire.

HOUNZANGBE-ADOTE, (1994), remarque que les pourcentages les plus faibles de cellules superficielles (10-20%) s'observaient lors de la deuxième moitié du cycle et peu avant l'œstrus suivant ce qui concorde avec nos résultat. Il rajoute qu'il suffit d'un seul frottis pour savoir si la brebis se trouve en période pré- ou post ovulatoire.

Les travaux réalisés par REDDY et al, (2011), chez la chienne, montrent que durant l'œstrus les changements de la cytologie vaginale sont caractérisés par un haut pourcentage des cellules superficielles ($89,94 \pm 0,64$) et un bas pourcentage des cellules intermédiaires ($7,30 \pm 0,77$) et des cellules parabasales ($2,76 \pm 0,30$).

Les travaux de SCHANNON et al (2012) chez la souris, montrent que la cytologie vaginale est une excellente ressource pour pouvoir déterminer le stade du cycle œstral et la détection des chaleurs par observation visuelle

OLA et al, (2006) qui ont fait des études sur la chèvre naine de l'Afrique occidentale au Nigéria et qui ont confirmé que les variations de la cytologie vaginale tout au long du cycle ne pourraient pas être utilisées pour discerner les différentes phases du cycle œstral, mais pourraient être utilisées pour déterminer le statut reproductif d'une femelle. Dans la même étude, des œstrus n'ont pas été détectés à des intervalles réguliers, l'intermittence de rencontre des cellules superficielles pourrait indiquer des cycles de courte, moyenne et longue durée.

AKUSU et al, (1992) ont conclu que les niveaux d'œstradiol et de progestérone suivent les phases lutéique et folliculaire, mais la progestérone est plus indiquée pour la détermination de la phase du cycle œstral à laquelle se trouve la chèvre. Ce qui correspond à nos résultats qui montrent une dépression de la progestérone lors de la phase péri-ovulatoire. Les mêmes auteurs Ils ajoutent que la teneur en progestérone du sang périphérique est très faible au cours des quatre premiers jours du cycle, atteignait son niveau minimum au deuxième jour du cycle, avec une valeur de $0,3 \pm 0,02$ ng/ml. Elle augmentait ensuite régulièrement jusqu'au 15e jour du cycle où elle atteignait le pic de $2,2 \pm 0,05$ ng/ml, avant d'enregistrer une chute brutale au 20e jour ($P < 0,05$). Ces résultats montrent que la progestérone est plus indiquée pour la détermination de la phase du cycle œstral à laquelle se trouve la chèvre naine d'Afrique de l'Ouest.

IV.7) Conclusion :

Notre étude sur les variations cytologique de la muqueuse vaginale ainsi que les changements de la progéstonémie au moment de l'œstrus a permis de conclure que les cellules épithéliales superficielles sont associées à la phase d'œstrus. Le pourcentage des cellules superficielles est le plus élevé sur la majorité des frottis vaginaux (83,37%), et Le taux de la progéstonémie enregistre une baisse lors de la période de l'œstrus, donc il y a une corrélation négative entre le pourcentage des cellules superficielle et le progéstonémie. Ce que nos permet de détecter un meilleur moment pour la saillie ou l'insémination artificielle.

IV.8) RECOMMANDATIONS :

- Approfondir les recherches dans le domaine de la reproduction chez l'espèce caprine car pour produire il faut reproduire.

-Appliquer les différentes biotechnologies liées à la reproduction chez cette espèce (Insémination artificielle, transfert embryonnaire).

- Les autorités concernées doivent donner plus d'importance au développement de l'élevage caprin en Algérie.

-

Référence bibliographie :

- 1- **P. CHEMINEAU 1989**, "l'effet bouc : mode d'action et efficacité pour stimuler la reproduction des chèvres en anoestrus" INRA Prod; Anim., 1989, 2 (2), 97-104.
- 2- **Derivaux J., 1971**. Reproduction chez les animaux domestiques Bruxelles : Edition DEROUAUX. - 157p.
- 3- **Moussa S., 2005**. Performance de reproduction et de production de la chèvre rousse de Maradi en milieu rural au Niger. Thèse : Med. Vêt ; 16.
- 4- **Zarrouk A., Souilem O., Drion P.V., Beckers J.F., 2001**. « Caractéristiques de la reproduction de l'espèce caprine. » *Ann. Méd.Vét*, 145 : 98-105.
- 5- **Baril G., Chemineau P., Cognie Y., Guérin Y., Leboeuf B., Orgeur P. et Vallet J.C., 1993**. Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins. Rome : FAO. - 125p. - (Production et Santé Animale).
- 6- **Erich K., Gürtler H., Ketz H.A., Schröder L. et Seidel H., 1975**. Physiologie des animaux Domestiques, 974p.
- 7- **Fabre-Nys C., 2000**. Le comportement sexuel des caprins: contrôle hormonal et facteurs sociaux. *INRA Prod. Anim*, **13** : 11-23
- 8- **Derivaux J. et Hectors F., 1980**. Physiopathologie de la gestation et obstétrique vétérinaire. Maison Alfort : la librairie du point vétérinaire.
- 9- **Soltner. D**, « Zootechnie générale. Tome1, la reproduction des animaux d'élevage ». Edition, INRA. Science et technique agricole. (1993).
- 10- **Beach. F.A**, « Sexual attractivity, proceptivity in female mammals ». Hormones and behavior, vol 7, (1976), 105-138.
- 11- **Hamidou. T, Laya. S, Aissata. W**. « caractéristiques temporelles et endocriniennes de la puberté et de cycle oestrale de la chèvre locale Mossi du Burkina fasso », *Biotechnol. Agron. Soc. Environ*. Vol 2(1), (1998) 85-91.
- 12- **Gayrard. V**, « physiologie de la reproduction des mammifères ». Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse. (2007).
- 13 - **Bonnes. G, Desclaude. J, Drogoul. C, Gadoud. R, Jussiau. R, Le Loc'h. A, Montmeas. L et Robin. J**, « Reproduction des animaux d'élevage ». Les éditions EDUCAGRI, deuxième édition, (2005).

14- **Brice. G**, « Le désaisonnement lumineux en production caprine. Edition de l'institut de l'élevage ». (2003), www. Inst-élevage. asso. Fr.

15- **Roux.M**, « alimentation et conduite de troupeau ovin ». Technique Agricole (1986). p 3-18.

16- **Dupouy JP, Boisin. J, Deschaux. P, Legrand. C, Picon. L.Ol**, « Hormones et grandes fonctions ». Edition Marketing, paris, Tome 1 (1992).

17- **Deriveaux.J, Ectors F, Beckers JF**. « Prostaglandins and the sexual cycle in domestic animals. » Bull Mem Acad R Med Belg. ;131(6-8), (1976), p 359-82

18 - **Vaissaire. J-P**, « Sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoire ». Edition MALOINE S.A Paris. (1977).

19- **Dekkiche. Y.**, « Etude des paramètres zootechniques d'une race caprine améliorée (Alpine) et deux populations locales (Makatia, Arabia) en élevage intensif dans une zone steppique. » Thèse. Ing. INA Alger (1987), 98 p.

20- **Rotten, D.**, « Régulation de la synthèse et de la sécrétion de la FSH » Dans « la reproduction chez les mammifères et l'homme ». Eds: THIBAULT. C, LEVASSEUR. M-C, Edition INRA Ellipses (2001).

21- **Humblot P, De Montigny G, Jeanguyot N, Tetedoie F, Payen B, Thibier M, Sasser RG**. « Pregnancy-specific protein B and progesterone concentrations in French Alpine goats throughout gestation.» J Reprod Fertil.; vol 89(1), (1990 May), p 205-212.

22- **FONTAINE.M et CADORE.JL**, Vadae mecum du vétérinaire. Edition vogot, paris. (1995). p 1672.

23- **Chemineau. P, Malpaux. B, Pelletier. J, Leboeuf. B, Delgadello. JA, Deletang.F, Pobel. T et Brice. G**. « Emploi des implants de mélatonine et des traitements photopériodique pour maîtriser la reproduction saisonnière chez les ovins et les caprins ». INRA productions animales, vol 9, (1996), 45-60.

24- **Hamidou Tamboura,Laya Sawadogo,Aissata Wereme** « caractéristiques temporelles et endocriniennes de la puberté et du cycle oestral chez la chèvre locale''Mossi'' du Burkina Faso .Biotechnol.Agron.Soc.Environ (1998)

25- **Mori. Y, Kano. Y.** « Changes in plasma concentrations of LH, progesterone and oestradiol in relation to the occurrence of luteolysis, oestrus and time of ovulation in the Shiba goat (capra hircus) ». J Reprod.Fert, vol 72 (1984), p 223-230.

26- **Akusu. M.O, Osuagwuh. A.I.A, Akpokodje. J.U, Egbunike. G.N.** « Ovarian activities of the West African goat (*Capra hircus*) during oestrus» J Reprod. Fert, vol 78, (1986), p 459-462.

27- **Sutherland. SRD, Lindsay. DR.** « Ovariectomized does do not require progesterone priming for oestrus behaviour». Reprod Fertil Dev, vol 3 (6) (1991), p 679-84.

28- **Dial. GD, Wiseman. BS, Ott. RS, Smith. AL, Hixon. JE.** « Absence of sexual dimorphism in the goat : induction of luteinizing hormone discharge in the castrated Male and female and in the intersex with estradiol benzoate». Theriogenology, vol 23 (1985), p 351-360.

29- **Gonzalez-Stagnaro. C,** « compartamiento reproductivo de las razas locales de ruminantes em el tropico americano » (1984) in : Chemineau. P, Gauthier. D, Thimonier. J (eds), Reproduction des ruminants en zone tropicale, vol 1, les colloques de l'INRA, Guadeloupe p1-8.

30- **Chemineau. P, Delgadillo. JA.** « Neuroendocrinologie de la reproduction chez les caprins». INRA Prod. Anim, vol 7 (1994), p 315-326.

31- **Chemineau. P, Martin. GB, Saumande. J, Normant. E,** « Seasonal and hormonal control of pulsatile LH secretion in the dairy goat (*Capra hircus*) ». J. Reprod. Fert, vol 83, (1988) p91-98

32- Livre « l'élevage de la chèvre » Edition CRAAQ 2009.

33- Livre « PRID » Laboratoire CEVA.

34- Institut de l'élevage (www.idele.fr) Consulter Mai 2015.

35- **Robert Barone** « Anatomie comparée des mammifères domestiques Tome III splanchnologie » Edition Vigot. 1978.

36- La division d'histologie du département de médecine de l'université de Fribourg.

37- **Gompel,** « Atlas de la cytologie clinique » les éditions Maloine S.A, edition Paris, (1982).

38- **Mialot. JP,** « Examen de l'appareil génital femelle. In : Pathologie de la reproduction chez les carnivores domestiques ». Maisons-Alfort : éditions du point vétérinaire, (1984),

39- **Feldman et Nelson.** « Ovarian cycle and vaginal cytology. In: Canine and feline endocrinology and reproduction», 2nd ed. Philadelphia: WB Saunders, (1996)

p526-546.

40- **Teter J.** « the use of selected cytology indices for evaluation of oestrogenicity of synthetic compounds». *Acta. Cytol*, vol 16 (36), (1972).

41- **Pérez-Martinez.M, Mendoza. ME, Romano. MC.** « Exfoliative vaginal cytology and plasma levels of oestrone and oestradiol-17 in young and adult goats», *Small Ruminant Research*, vol 33, (1999), p 153-158.

42- **Bouricha. Z,** « Suivi histologique et cytologique de la fonction sexuelle chez les caprins en Algérie ». Thèse de magister en sciences vétérinaires. (Option reproduction). Université de Blida. (2003).

43- **Thibier M, Sasser RG.** « Pregnancy-specific protein B and progesterone concentrations in French Alpine goats throughout gestation.» *J Reprod Fertil.*; vol 89(1), (1990 May), p 205-212.

44- **Gilbert R.O, Shine S.T., Guaurd C.L., Erd H.N.** (1998) Incidence of endometritis and effects on reproductive performance of dairy cows [Abstract]. *Theriogenology*, 49, 251.

45- **Fonder. S,** “Hormone lutéinisante, prolactine et anovulation post-partum chez la brebis” Thèse de doctorat, ENV d’Alfort (1980), 30p.

46- Jainudeen. **M.R Wahid. H et Hafez E.S. E** “Sheep and goat in reproduction in farmed animals” *ES. E Hafez, et, E. hafez* (2002) 72-181.

47- **Christian Du Douet.** La production du mouton. 2^{ème} édition. Edition France agricole.

48- **Bouricha Zineb,** « Suivi cytologique et histologique de la fonction sexuelle chez les caprin en algérie ». Mémoire de magister.

49- **Byers. S.L, Wiles. M.V, Dunn. S.L, Taft. R.A.,** « Mouse Estrous Cycle Identification Tool and Images », *PLoS One*. Vol 7(4), (2012); e35538.

50- **Jarosz. S.J, Deans. RJ et Dukelow. W.R.** «the reproductive cycle of the african pygmy and toggenburg goat» *J.Repro.Fert*, vol 24, (1971), p 119-123.

51-**OLA. S.I, Sanni. W.A, Egbunike. G.,** « Exfoliative vaginal cytology during the oestrous cycle of West African dwarf goats » *Reprod. Nutr. Dev.* Vol 46, (2006), p 87–95.

52- **Akusu. M.O, Nduka. E, Egbunike. G.N.** « Peripheral plasma levels of progesterone and oestradiol-17 β during the reproductive cycle of West African Dwarf goats ». University of Ibadan. Ibadan Nigeria.(1992)

53- **Perez-Martinez. M, Mendoza. ME, Romano. MC,** « Exfoliative vaginal cytology and plasma levels of estrone and estradiol-17 β in young and adult goats. » *Small Rumin Res* vol (33), (1999), p153–158.

54- **Hounzangbé-Adoté. M.S.** « Etude du cycle oestral chez la brebis Djallonké » Small ruminant research and development in Africa September (1994).

Annexes

	Cytologie vaginal			Dosage	
	Cellules superficiel	Grandes Cellules intermédiaire	Petites cellules intermédiaire	Œstrogène	Progestérone
C1	89 %	9 %	2 %		0.10
C2	90 %	7 %	3 %		0.11
C3	79%	10 %	11 %		0.16
C4	74%	16 %	10%		0.15
C5	75 %	20 %	5 %		0.17
C6	85 %	9 %	6 %		0.38
C7	81 %	11 %	8 %		0.17
C8	95 %	2 %	3%		0.18
C9	45 %	20%	35 %		2.54
C10	90%	5 %	5%		0.54
C11	78 %	12 %	10 %		0.10
C12	82%	10 %	8 %		0.08
C13	87 %	9 %	14 %		0.030
C14	90 %	7%	3%		0.43
C15	79 %	11%	10%		0.44
C16	83%	10%	7%		0.18
C17	89 %	7%	4%		0.81
C18	81%	11%	8 %		0.43
C19	90%	8%	2%		0.16
C20	84 %	9 %	7%		0.05
C21	86 %	9 %	5%		0.07
C22	81%	9 %	10 %		0.15
C23	80 %	11 %	9 %		-
C24	84 %	10 %	6 %		-
C25	79%	11%	10%		-
C26	82%	10%	8%		-
C27	87%	7%	6%		-
C28	80%	10%	10%		-
C29	82%	11 %	7%		-
C30	83%	10%	7%		-
Moyen pour les cellules intermédiaires		57.4%	42.6%		
moyen	83.37%	9.5%	7.13%		

LISTE DES SYMBOLES ET DES ABREVIATIONS

FSH : Folliculo-Stimulating-Hormone

GnRH : Gonadotropine-Relazing-Hormone

KMNO₄ : Permanganates de potassium

LH : Lutienazing Hormone

LHRH : Luteinazing-Hormone-Relazing-Hormone

MGG : Maygrewald giemsa.

PGF₂ α : Prostaglandine F₂ α

cj : Corps jaune

g : Gramme

ng : Nanogramme

ov : Ovulation

pg : Picagramme

c : chèvre