

République Algérienne Démocratique Et Populaire

Ministère De L'enseignement Supérieur Et De La Recherche Scientifique

Université Ibn Khaldoun -TIARET-

Faculté Des Science De La Nature Et De La Vie

Département Des Sciences De la Nature Et De La Vie



Mémoire de fin d'études en vue d'obtention du diplôme de Master

Spécialité: Biotechnologie Microbienne

Présenté par :

BENHAOUCHE amel.

AIT MOHAMED AMAR ines djeziga

Sujet du mémoire :

**Isolement De Quelques Germes Après Traitement de
Synchronisation Des Chaleurs Chez Les Caprins**

Soutenu publiquement ledevant le jury composé de

Mr.R. MILOUA (MCA)

Président

Dr. A.AIT AMRANE A (MCA)

Encadreur

Mme. F.MOKHFI(MCA)Examinateur

Promotion : 2020/2021

Remerciement

Tout d'abord, nous remercions ALLAH, le tout puissant de nous avoir donnés la force, le courage et la volonté de mener à bien ce modeste travail.

Nous tenons à remercier vivement et sincèrement notre encadreur Mr. AÏT AMRANE A, qui a contribué et assuré la direction de ce travail, pour tout le soutien, les orientations et la patience qu'il a manifesté durant son encadrement tout le long de la réalisation de ce mémoire.

Nous souhaitons exprimer notre gratitude aux membres du jury le Président Mr. R.MILOUA, et l'examinatrice Mme. F. MOKHFI pour l'intérêt qu'ils ont porté à notre travail en acceptant de l'examiner et de l'enrichir par leurs propositions.

Au personnel du laboratoire parasitologie du Département des Sciences vétérinaires de Tiaret, qui a participé aux manipulations de laboratoire.

Je tiens à remercier du fond du cœur Dr BELHAMITI T.B, Dr SELLES S.M, pour leur collaboration durant la réalisation du travail.

Nous tenons aussi à remercier vivement et sincèrement M^{me} A. BOUMEZRAGUE, M^{elle} k. AIT NAMANE du laboratoire de microbiologie de l'institut des sciences vétérinaires pour tous les efforts qu'elles fournissent pour nous aider, et nos enseignants qui m'ont aidé et appris l'âme de la science durant ces années d'études.

Nous tenons à remercier les éleveurs pour leur participation, leur confiance et gentillesse.

Enfin, nos remerciements vont à toutes les personnes qui ont, de près ou de loin, apporté aide et encouragement

DEDICACE

Nous dédions ce modeste travail :

A nos chères parents, notre source de tendresse, qui ont

Sacrifié leur vie pour notre éducation

Et spécialement à notre cher père, que dieu ait pitié de lui, qu'il soit fier de nous

AIT MOHAMED AMAR RABAH

A nos frère et sœurs et cousines

*A nos chères tantes AYADI RAHMA et ATHMEN
TASAADIT*

A nos meilleurs amis spécialement RANIA, AMINA, WIEM, SARA

qui nous ont accompagnés le

long de toutes les années d'étude, à tous nos professeurs et

Collègues

De la promotion 2020 / 2021.

RESUME

L'appareil génital est l'organe responsable de la reproduction ; il est composé d'une flore bactérienne équilibrée qui joue un rôle protecteur contre les germes pathogènes qui provoquent des infections vaginales.

Vingt échantillons ont été prélevés en deux fois par l'écouvillonnage auprès de dix chèvres saines et identifiées par des boucles numérotées ; l'observation du type de sécrétions et la mesure du potentiel hydrogène ont été réalisés avant et après le traitement de la synchronisation des chaleurs par l'utilisation des éponges vaginales.

Douze échantillons ont subis des examens macroscopiques et bactériologiques afin d'identifier quelques germes pathogènes (tels que les *staphylocoques* et les *entérobactéries*) au niveau du vagin des chèvres concernées.

Les valeurs du pH obtenus montrent qu'il ya une diminution dans le pH vaginal des chèvres traitées après le retrait des éponges ; avant le traitement (pH=7/7,5) et après de traitement (pH=6,5 /7) avec une différence significative de (0,000302) avec (p= 0.00).

D'après l'observation des décharges on constate que la totalité des chèvres traitées ont présenté des sécrétions vaginales abondantes varie entre purulente, hémorragique purulente avec un score de (2). D'un autre côté on remarque l'absence totale des adhérences au moment du retrait des éponges.

D'après les résultats bactériologiques on constate une augmentation de la charge bactérienne au niveau du vagin au moment du retrait des éponges avec un taux de 100 % des prélèvements comparativement au moment de la pose des éponges avec un taux 66.66 %. Malgré cette différence, aucune différence significative n'est observée entre les deux prélèvements.

Le traitement de la SC avec des éponges vaginales provoque des différents changements sur la flore commensale vaginale de la chèvre traitée.

Mots clés : chèvre, synchronisation des chaleurs, éponge vaginale, flore commensale, pH, sécrétions.

SUMMARY

The genital tract is the organ responsible for reproduction; it is composed of a balanced bacterial flora that plays a protective role against pathogenic germs that cause vaginal infections.

Twenty samples were collected in two times by swabbing from ten healthy goats and identified by numbered loops; the observation of the type of secretions and the measurement of the hydrogen potential were performed before and after the treatment of heat synchronization by using vaginal sponges.

Twelve samples were examined macroscopically and bacteriologically to identify some pathogens (such as staphylococci and enterobacteria) in the vagina of the goats concerned.

The pH values obtained show that there is a decrease in the vaginal pH of the treated goats after the removal of the sponges; before treatment (pH=7/7.5) and after treatment (pH=6.5 /7) with a significant difference of (0.000302) with (p= 0.00).

From the observation of the discharges, we can see that all the treated goats had abundant vaginal secretions varying between purulent, hemorrhagic and purulent with a score of (2). On the other hand, we notice the total absence of adhesions at the time of the removal of the sponges.

The bacteriological results show an increase in the bacterial load in the vagina at the time of sponge removal with a rate of 100% of samples compared to the time of sponge application with a rate of 66.66%. Despite this difference, there was no significant difference between the two samples.

Treatment of SC with vaginal sponges causes different changes in the vaginal commensal flora of the treated goat.

Key words: goat, heat synchronization, vaginal sponge, commensal flora, pH, discharges.

ملخص

الجهاز التناسلي هو العضو المسؤول عن الإنجاب. يتكون من نباتات بكتيرية متوازنة تلعب دورًا وقائيًا ضد الجراثيم المسببة للأمراض التي تسبب التهابات المهبل.

تم أخذ عشرين عينة مرتين عن طريق المسح من عشرة ماعز سليمة وتم تحديدها ببطاقات مرقمة. تم إجراء مراقبة نوع الإفرازات وقياس جهد الهيدروجين قبل وبعد معالجة التزامن الحراري باستخدام الإسفنج المهبلي.

تم إخضاع 12 عينة للفحوصات الميكروسكوبية والبكتريولوجية للتعرف على بعض الجراثيم المسببة للأمراض (مثل المكورات العنقودية والأمعاء) في مهبل الماعز المعنية.

تظهر قيم الأس الهيدروجيني التي تم الحصول عليها أن هناك انخفاضًا في درجة الحموضة المهبليّة للماعز بعد إزالة الإسفنج، قبل العلاج (pH=7/7.5) وبعد العلاج (pH=6.5/7) مع اختلاف معنوي قدره (0.000302) مع (p = 0.00).

من خلال ملاحظة الإفرازات نرى أن جميع الماعز التي عولجت كانت تنتج إفرازات مهبليّة متفاوتة بين نزيف صديدي ودرجة (2). من ناحية أخرى ، نلاحظ الغياب التام للإلتصاقات عند إزالة الإسفنج.

وبحسب النتائج البكتريولوجية فإن هناك زيادة في الحمل البكتيري في المهبل عند إزالة الإسفنج بنسبة 100% من العينات مقارنة بوقت وضع الإسفنج بنسبة 66.66%. على الرغم من هذا الاختلاف ، لم يلاحظ أي فرق كبير بين العينتين.

علاج CS مع الإسفنج المهبلي يسبب تغيرات مختلفة في الفلورا المهبليّة المتعايشة للماعز المعالج.

الكلمات المفتاحية: الماعز، تزامن الحرارة ، الإسفنج المهبلي، الفلورا المتعايشة، الأس الهيدروجيني، الإفرازات.

Sommaire

REMERCIEMENTS

DEDICACE

RESUME

TABLE DES MATIERES

LISTE DES ABREVIATIONS

LISTE DES FIGURES

LISTE DES PHOTOS

LISTE DES TABLEAUX

INTRODUCTION

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

1. ANATOMIE DE L'APPAREIL GENITAL DE LA CHEVRE	4
1.1 Les gonades :(Les ovaires) :.....	5
1.1.1 Position et aspect macroscopique :	6
1.1.2 Aspect microscopique :	6
1.2 Les voies génitales femelles :.....	7
1.2.1 L'oviducte : la trompe de fallope :.....	8
1.2.1.1 Le pavillon ou infundibulum :.....	8
1. l'ampoule :.....	8
2. l'isthme :.....	8
3. la portion interstitielle :	9
1.2.2 L'utérus ou matrice :	9
1.2.3 Le vagin :.....	11
1.2.4 La vulve :.....	11
2. RAPPELS PHYSIOLOGIQUES DE LA REPRODUCTION :.....	11
2.1 L'ovogenèse :.....	112
2.2 La folliculogénèse :	13
2.3 L'ovulation :.....	13
2.4 Le corps jaune :	14
3. ETUDE DU CYCLE SEXUEL	15
3.1 Le cycle sexuel :	15
3.1.1 Le cycle œstrien :	16
3.1.1.1 La durée du cycle :	16
3.1.1.2 Les étapes du cycle œstral :.....	16

3.1.1.2.1 Le proœstrus :	16
3.1.1.2.2 L'œstrus :	17
3.1.1.2.3 Le métoœstrus :	18
3.1.1.2.4 Le Diœstrus :	18
3.1.2 Le cycle ovarien :	18
3.2 Régulation du cycle sexuel	19
3.2.1 Les variations hormonales pendant le cycle	200
3.2.1.1 Les œstrogènes	200
3.2.1.2 La Progestérone	200
3.2.1.3 la LH	200
3.2.1.3 La FSH	200
4. LA SYNCHRONISATION DES CHALEURS	210
4.1 Techniques des éponges vaginales	222
4.1.1 Principe d'action et procédure	222
5. GENERALITES SUR LA FLORE COMMENSALE VAGINALE :	233
5.1 Définition de flore commensale	233
5.1.1 La flore commensale intravaginale femelle	233
5.2 Le rôle de la flore commensale	244
<i>PARTIE EXPERIMENTALE</i>	
1. OBJECTIF	266
2. LOCALISATION	266
3. MILIEUX ET ANIMAUX	266
4. MATERIEL ET METHODES	277
4.1 Démarche expérimental	277
4.1.1 Protocole de synchronisation des chaleurs	28
4.1.2 Identification des sécrétions vaginales :	30
4.1.3 Détermination du pH vaginale :	30
4.2 Examen bactériologique	31
4.2.1 Prélèvement	31
4.2.2 Diagnostic bactériologique	33
4.2.2.1 Examen macroscopique	33
4.2.2.2 Examen microscopique	33
4.2.2.3 Identification biochimique des bactéries par galerie	33
4.3 Etude statistique	34

RESULTATSET DISCUSSIONS

Partie A.....	36
1. Partie clinique	36
1.1 Observation des sécrétions et des adhérences :	36
1.2 Mesure du pH vaginal.....	38
Partie B :.....	40
1. Partie bactériologique	40
1.1 Etude macroscopique	40
1.2 Prévalence de contamination.....	41
1.2 Etude microscopique	44
1.2.1 Coloration de Gram	44
1.2.2 Réaction de catalase	44
1.2.3 Réaction d'oxydase.....	45
1.3 Identification biochimique des bactéries par galerie	45
CONCLUSION.....	51
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	52
ANNEXES.....	60

Liste des abréviations

LISTE DES ABREVIATIONS

LH : Luteotropic hormone.

FSH:Folliculo-Stimulating Hormone.

GNRH:Gonadotropin Releasing Hormonal.

PH :Potentiel d'hydrogène.

H₂O₂ :Peroxyde d'hydrogène.

PMSG : Pregnant Mare Serum Gonadotrophine.

PGF² α : Prostaglandine F² α .

SC : Synchronisation des Chaleurs.

ES : œstrogène.

E. Coli : Escherichia coli.

Staph : Staphylococcus.

GN : Gélose Nutritive.

Na Cl : Chlorure de Sodium.

UI : Unité International.

μ : Micron.

μ g : Micron gramme.

μ l : Micron litre.

Cm : Centimètre.

°C : Degré Celsius.

J : Jour.

H : Heure.

T : Traitement.

Liste des Figures

LISTE DES FIGURES

- Figure 01** : Schéma de l'appareil génital de la chèvre (Corcy,1991)(Page 4).
- Figure 02** : Vue ventro-latérale de l'appareil génital de la chèvre (Chatelin, 1987) (Page 5).
- Figure 03** : Aspect macroscopique des ovaires de la chèvre (Beckers, 2002) (Page 6).
- Figure 04** : Représentation schématique de l'aspect microscopique d'un ovaire fonctionnel (Drion et Beckers, 2003) (Page 7).
- Figure 05** : Les voies génitales de la femelle (Boukhlik, 2002) (Page 7).
- Figure 06** : Col de l'utérus qui fait saillie dans le vagin en forme d'une fleur épanouie.(Beckers, 2002) (Page 10).
- Figure 07** : L'ovogenèse chez les mammifères (Bonnes et al, 1988) (Page 12).
- Figure 08** :Les principales étapes de la croissance folliculaire (Monniaux et al, 1999) (Page 13).
- Figure 09** : Mécanisme hormonal de l'ovulation (Bonnes et al,1988) (Page 14).
- Figure 10** : Le corps jaune (Beckers, 2002) (Page 15).
- Figure 11** : Cycle oestrien (Bonnes et al, 1988) (Page 16).
- Figure 12** : Cycle ovarien (Bonnes et al, 1988) (Page 18).
- Figure 13** : Organigramme du protocole expérimental (Page 27).
- Figure 14** : Protocole de synchronisation des chaleurs (Page 30).
- Figure 15** : Le score des sécrétions vaginales au moment du retrait de l'éponge (Page 30).
- Figure 16** : La présence des sécrétions et des adhérences (Page 36).
- Figure 17** : Les différents types des sécrétions (Page 37).
- Figure 18** :Les valeurs de pH vaginal avant et après le traitement (Page 39).
- Figure 19** :La distribution de la contamination globale (Page 42).
- Figure 20** :Type de contamination des milieux microbiens (Page 43).
- Figure 21** : Le pourcentage des espèces bactériennes avant et après le traitement (Page 46).

Liste des Photos

LISTE DES PHOTOS

Photo n°01 : Le troupeau expérimental (Page 27).

Photo n°02 : Le matériel et les étapes de la pose des éponges (Page 29).

Photo n°03 : Mesure de pH vaginale (Page 31).

Photo n°04 : L'écouvillonnage vaginale (Page 31).

Photo n°05 : Les galeries Api 20^E et Api staph (Page 33).

Photo n°06 : Les différents types sécrétions observées (Page 37).

Photo n°07 : Observation de différentes lames examinées sous microscope (grossissement x100) (Page 44).

Photo n°08: Test catalase (+) (Page 45).

Photo n°09: Test oxydase (-) (Page 45).

Photo n°10 : La détermination des espèces bactériens à l'aide du profil numérique et logiciel (Page 47).

Liste des Tableaux

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 01 :Appareillages, verreries, instruments et produits utilisés (Page 32).

Tableau 02 :Les résultats observés des sécrétions et adhérences (Page 36).

Tableau 03 :Les différentes valeurs du pH vaginal obtenu avant et après le dépôt des éponges vaginal (Page 40).

Tableau 04 :Aspect macroscopique des colonies bactériennes sur les différents milieux de cultures (Page 40).

Tableau 05 :La contamination de différents milieux par les bactéries avant et après, T (Page 42).

INTRODUCTION

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 (Chemineau, 1989). En Algérie l'élevage caprins a depuis toujours occupé une place importante dans l'économie agricole du pays et fait en quelques sorte partie des coutumes locales. Le cheptel caprin en Algérie a été estimé de 14 % de celui des animaux d'élevage (Ministère de l'agriculture, 2000).

L'élevage caprin est toujours traditionnel associé à celui des ovins et est rarement conduit en troupeaux homogènes (Fatet et al 1998).

Aujourd'hui, le souci des acteurs du développement est d'apporter des améliorations à tous les aspects de cet élevage. Cependant, l'un des aspects le plus important et auquel il faut accorder une attention particulière est la reproduction.

Cependant, certaines races caprines manifestent d'importantes variations saisonnières de leur activité sexuelle se traduisant par l'existence d'une période d'activité sexuelle maximale et d'une autre minimale. Cette saisonnalité de la reproduction peut être, donc, un facteur limitant de la production surtout en système intensif (Holtz. W, 2005).

Ces biotechnologies sont toujours associées au contrôle de la qualité des caractéristiques de reproduction du reproducteur (Ivanova et al, 2015).

La saisonnalité de la reproduction chez les chèvres affecte généralement la régularité de l'approvisionnement de l'industrie en viande et en produits laitiers, ce qui a incité les chercheurs à rechercher des alternatives biotechnologiques pour améliorer l'efficacité de la reproduction chez cette espèce (Latiotis et al, 1998).

cependant, chez les caprins comme chez les autres animaux domestiques, l'application des biotechnologies de la reproduction, à savoir la synchronisation des chaleurs, le diagnostic et le suivi de la gestation, l'insémination artificielle et le transfert embryonnaire, ont permis le passage de l'élevage traditionnel à l'élevage industriel en maîtrisant au mieux la reproduction.

La synchronisation des chaleurs (SC) chez le bétail dépend de la manipulation de la phase lutéale, soit en prolongeant artificiellement la phase lutéale, soit en créant une phase lutéale endogène artificielle. Chez la chèvre, la phase lutéale est plus longue que la phase folliculaire, d'où une plus grande possibilité de contrôle et une meilleure réponse à la manipulation (Wildeus, 2000).

Les méthodes d'ES et d'ovulation simplifient l'utilisation des biotechnologies de reproduction assistée (Manes et al, 2014). Les progestatifs sont utilisés pour imiter la durée

de vie du corps jaune, quel que soit le stade du cycle ovarien au moment du traitement. **(Menchaca et Rubianes, 2004)**. Par conséquent, il existe de nombreuses procédures d'incorporation des progestatifs pour la SE telles que : l'injection, l'implantation dans l'alimentation et les dispositifs intravaginaux comme l'éponge et le CIDR.

La méthode traditionnelle la plus courante, est l'éponge intravaginale imprégnée de progestatif chez les petits ruminants **(Abecia et al, 2012)**, ce qui est principalement, attribuable à leur faible coût **(Hashemi et al, 2006)**, tandis que **(Martins et al, 2009 - Penna et al 2013)** ont trouvé des pertes vaginales mucopurulentes, et des signes de vaginite, lorsque les éponges ont été retirées, ce qui a conduit à une diminution de taux de gestation, qui pourrait être attribuée à une infection ascendante vers l'utérus.

Les éponges ont été considérées comme un facteur prédisposant aux infections du vagin **(Martins et al, 2009 – Gatti et al, 2011)**. D'autres auteurs ont démontré que les éponges intravaginales ne provoquaient qu'une augmentation de la microflore dans le vagin, mais qu'elles revenaient à des valeurs normales avant la pose des éponges, ce qui n'affectait pas la fertilité ultérieure ni le taux de fécondité **(Manes et al, 2013)**.

Selon la littérature, en Algérie peu de travaux qui ont été abordé l'impact de la flore vaginale sur le développement des vaginites et par conséquent sur les performances de reproduction après un traitement de synchronisation des chaleurs.

Notre expérimentation est basée sur une étude clinique sur les effets de traitement de synchronisation des chaleurs chez les chèvres durant 14 jours et l'évaluation de la présence des germes au niveau vaginal et la détection de la présence de l'inflammation vaginales avant et après le dépôt des éponges vaginales.

L'objectif de notre étude est d'évaluer l'effet des éponges intra-vaginales chez les caprins avant et après un traitement de synchronisation des chaleurs sur :

- L'aspect macroscopique des sécrétions vaginales.
- Les modifications du pH vaginales.
- La microflore du vagin, en isolant quelques germes responsables de vaginites à

l'occurrence les staphylocoques et les entérobactéries.

PARTIE
BIBLIOGRAPHIQUE

1. ANATOMIE DE L'APPAREIL GENITAL DE LA CHEVRE

Exception faite de l'orifice d'entrée ou vulve, les organes génitaux de la femelle sont en position pelvi-abdominale (Drion et Beckers, 2003) (Figure 01).

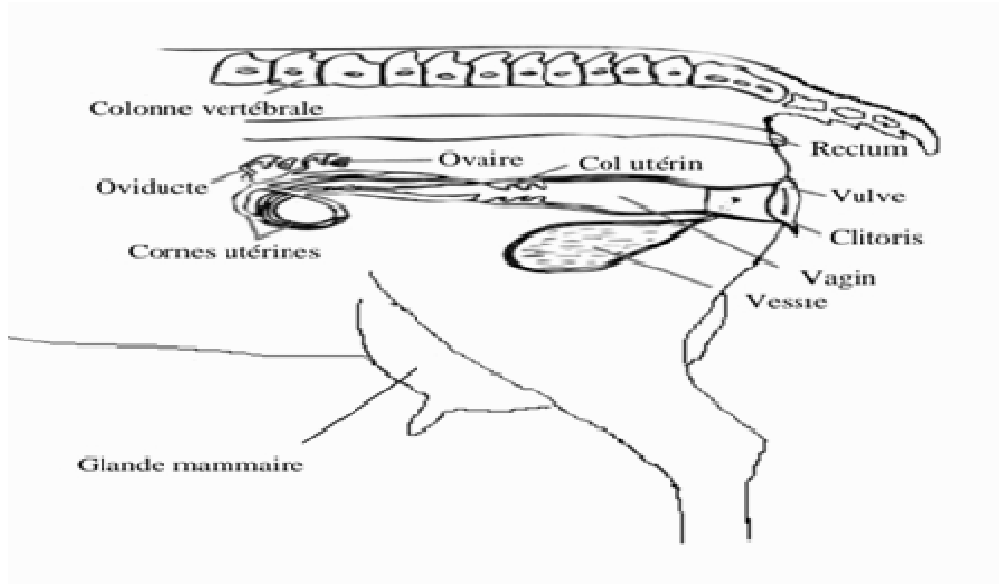


Figure 01: Schéma de l'appareil génital de la chèvre (Corcy, 1991).

L'appareil génital de la chèvre est composé de deux structures, l'une est glandulaire qui constitue les gonades, et une structure tubulaire qui constitue les voies génitales femelles, et à cela s'ajoute les mamelles.

Cet appareil est composé donc de (Figure 02) :

- Les ovaires.
- L'oviducte ou trompe utérine.
- L'utérus ou matrice qui comprend :
 - a) Les cornes utérines.
 - b) Le corps de l'utérus.
 - c) Le col utérin ou cervix.
- Le vagin.
- La vulve.

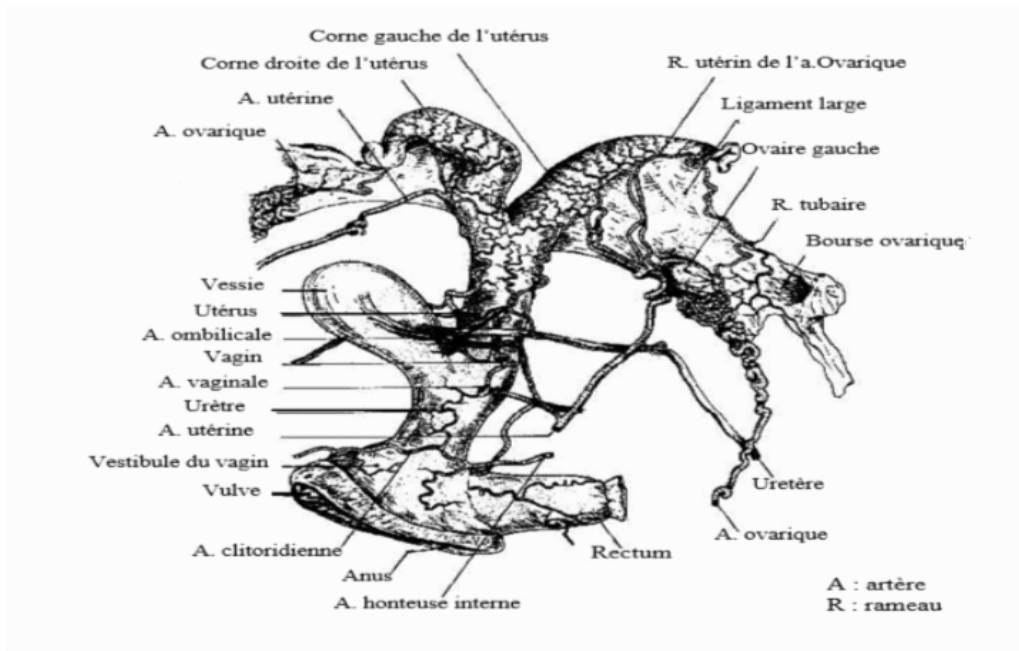


Figure 02 : Vue ventro-latérale de l'appareil génital de la chèvre (Chatelin, 1987).

Selon Bonnes et al (1988), le rôle de l'appareil reproducteur femelle est plus complexe que celui du 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 que la fécondation a lieu.
- L'œuf obtenu se développe pour donner un nouvel être vivant.

1.1 Les gonades :(Les ovaires) :

L'ovaire représente l'organe essentiel de la reproduction chez la femelle ; c'est à son niveau que se différencient et se développent les ovules.

L'ovaire a une double fonction, libère des ovules et secrète les hormones sexuelles femelles (œstrogènes, progestérones, androgènes). Ces deux fonctions sont sous la dépendance de l'axe hypothalamo-hypophyso-ovarien (Corcy,1991).

L'ovule fécondé par le spermatozoïde, ira se fixer dans l'utérus et s'y développera pour donner naissance à un nouvel individu (Deriveaux et Ectors, 1980).

1.1.1 Position et aspect macroscopique :

Les deux ovaires se situent dans la cavité abdominale. Plus aux moins en arrière des reins : près de l'entrée du bassin. Placés au-dessous de la région sous -lombaire, incomplètement encapuchonnés dans un repli du ligament large (**Thibault et al,1998**).

Chez la chèvre les ovaires sont petits de forme plus allongée que chez la vache. Ils sont moins volumineux, et n'ont que 2,5cm de long et ne pèsent que 2 à 3 grammes chaque un (**Bressou,1978**). En réalité leur poids et leur volume dépend de la saison et du moment du cycle oestrien(**Figure 03**).

Ils sont de consistance assez ferme, peu élastique, et de couleur jaunâtre. Leur surface est plus aux moins bosselée en raison de la présence d'élevures de dimensions et d'aspects fort variables dus aux différents stades de développement et d'évolution des follicules ovariens et par les corps jaunes à divers stades (**Bressou,1978**). Selon Vaissaire(1977), l'ovaire droit est un peu plus actif que l'ovaire gauche.



Figure 03 : Aspect macroscopique des ovaires de la chèvre (Beckers, 2002)

1.1.2 Aspect microscopique :

Selon Cross et Mercer (1993), Les ovaires sont des corps de tissu conjonctif, ovoïdes, qui sont revêtus de toutes parts d'un épithélium germinatif (**Figure 04**), qui est un épithélium péritonéal modifié. Au- dessous de cet épithélium germinatif, le tissu conjonctif forme une mince tunique albuginée (**tunicaalbuginée**).

En outre, on distingue une substance corticale (zone parenchymateuse) de tissus très denses dans lesquels se trouvent les follicules ovariens, à divers stades de développement et de dégénération ainsi qu'une substance médullaire (zone vascularisée) de constitution lâche mais richement pourvue en vaisseaux sanguins.

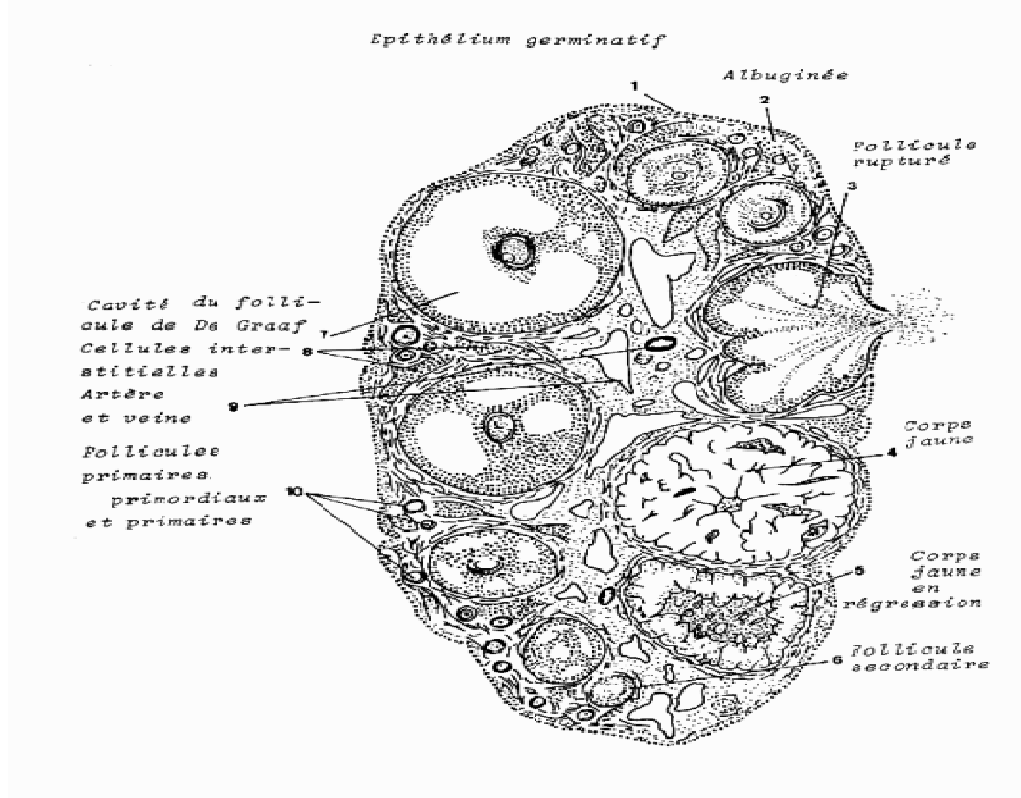


Figure 04 : Représentation schématique de l'aspect microscopique d'un ovaire fonctionnel (Drion et Beckers, 2003).

1.2 Les voies génitales femelles :

Mesurant environ 40cm pour une chèvre adulte, et il est enroulé sur lui-même lorsque la chèvre n'est pas en gestation (Corcy, 1991) (Figure 05).

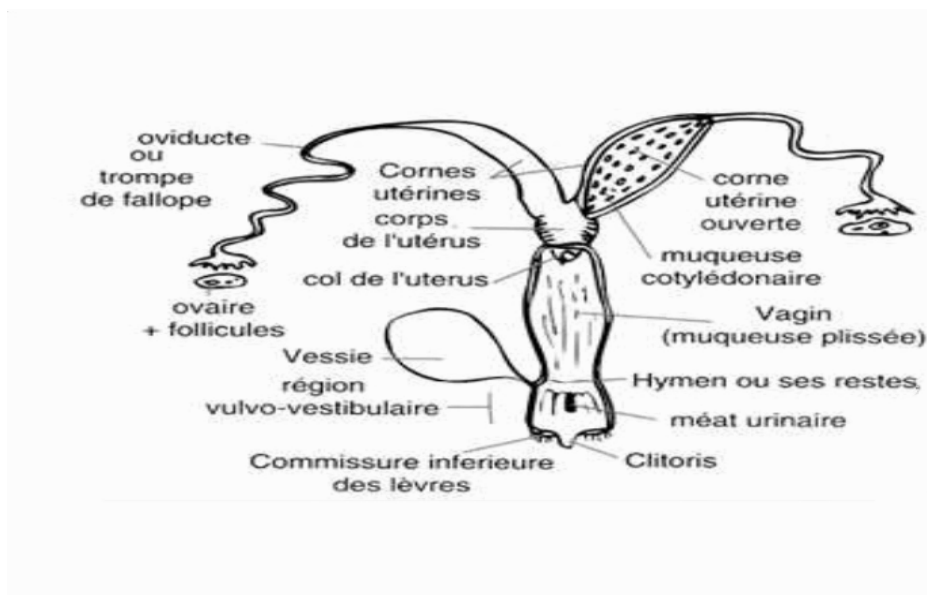


Figure 05 : Les voies génitales de la femelle (Boukhlik, 2002).

1.2.1 L'oviducte : la trompe de Fallope :

Il constitue la partie initiale des voies génitales de la femelle, il est d'abord large puis se rétrécit en se rapprochant de l'utérus (**Lafri, 2003**).

C'est un canal de 12 à 16cm de long, qui s'étend de l'utérus à l'ovaire, en décrivant plusieurs flexuosités, à lumière étroite, logé dans le ligament large (**Deriveaux et Ectors,1980**). Il reçoit les ovocytes libérés par l'ovaire, et les conduit après fécondation vers l'utérus.

Il est composé intérieurement d'une muqueuse formée d'un épithélium cylindrique avec des cellules sécrétrices ciliées, et d'une musculature. Ces différents types de tissus sont impliqués dans la capture, le transport, les modifications et la survie des ovules pondus.

En plus de ça, le liquide tubaire permet également la survie et l'activité métabolique des spermatozoïdes « avant et après fécondation » (**Barone, 1990**).

L'oviducte comprend quatre (04) parties à savoir :

1.2.1.1 Le pavillon ou infundibulum :

Indépendant de l'ovaire (il n'y a pas de liaison entre l'ovaire et l'oviducte), qui a la forme d'un entonnoir, s'ouvrant dans la bourse ovarique en regard de l'ovaire.

Le pavillon pouvant s'appliquer contre le bord libre de l'ovaire pour recueillir le ou les gamètes femelles lors de l'ovulation. (**Bonnes et al, 1988**).

L'oviducte a la particularité d'établir une communication entre la cavité péritonéale et les voies génitales (via l'infundibulum), elles même ouvertes à l'extérieure (**Lafri,2003**).

1. L'ampoule :

Fait suite à l'infundibulum, et suivie de l'isthme. Elle constitue la partie médiane de l'oviducte. Sa cavité est relativement large et ses parois minces et molles (**Lafri,2003**).

C'est au niveau de l'ampoule que se déroule la fécondation (la rencontre des gamètes mâles – spermatozoïdes - et des gamètes femelles - ovules -).

2. L'isthme :

Selon Lafri (2003), L'isthme fait suite à l'ampoule. Sa cavité est étroite, les plis longitudinaux de la muqueuse y sont moins élevés et sa paroi est plus épaisse et plus rigide.

Elle jouerait un rôle de filtre physiologique dans la remontée des spermatozoïdes jusqu'à l'ampoule.

3. la portion interstitielle :

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

1.2.2 L'utérus ou matrice :

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

L'utérus est délimité antérieurement par les trompes utérines et postérieurement par le vagin. C'est l'organe de la gestation, il est destiné à recevoir l'œuf fécondé, en assure la fixation, et en fin à réaliser l'expulsion du nouveau-né au cours de l'accouchement (Barone, 1990).

L'utérus est constitué de trois parties à savoir :

- Les deux cornes utérines :

De longueur de 10 à 12 cm, elles prolongent le corps de l'utérus. Elles sont allongées et grêles. Ces cornes sont accolées l'une contre l'autre dans toute la partie postérieure de leur segment libre et elles sont circonvolutionnées à leur sommet (Bressou, 1978). Les deux cornes se prolongent par les deux oviductes (Soltner, 1993).

Le caractère essentiel de la conformation intérieure de l'utérus est la présence sur sa paroi des cotylédons ou caroncules, qui sont polymorphes chez la chèvre, les gros sont plats et les petits se rapprochent de ceux de la brebis qui sont excavés en cupule.

Ces caroncules sur lesquels se fixe l'enveloppe extérieure de l'œuf pour former le placenta, destiné à assurer les échanges nutritifs entre le fœtus et la mère.

Ils existent (les caroncules) dès la naissance, mais il peut s'en former d'autre au moment de la gestation (Thibault et al, 1998).

- Le corps de l'utérus :

Le corps de l'utérus est le résultat de la fusion sur une plus ou moins grande longueur des deux cornes utérines donc c'est une continuité des cornes utérines et qui est délimité postérieurement par le col utérin ou cervix. Chez la chèvre le corps utérin est court (1-2 cm de long). La conformation intérieure du corps utérin est identique à celle des cornes quoique le nombre de caroncules existant sur sa paroi soient réduit par rapport à celui des cornes.

- Le col utérin ou cervix :

Mesure de 4 -10 cm de long, le col utérin est situé sur le plancher de la cavité pelvienne. C'est la partie de l'appareil reproducteur qui fait suite au vagin, constituée par un fort épaissement de la paroi du conduit génital, et sépare la cavité utérine de celle du vagin. Un étroit canal axial (canal cervical) relie ces deux cavités (Vaissaire, 1977).

Il est en général cylindroïde et la grande épaisseur de sa paroi (dure à sensation cartilagineuse) permet de le reconnaître facilement à la palpation (Lafri, 2003).

Le col est dur et rigide, mais cette rigidité s'atténue à la fin de la gestation, à l'approche de la parturition. Il fait une saillie de 3 à 4cm dans le vagin en forme d'une fleur épanouie double, quelque fois triple ou quadruple (Figure 06), formé d'autant de replis muqueux concentriques découpés en franges plus ou moins nettes sur leur bord (Bressou, 1978).



Figure 06 : Col de l'utérus qui fait saillie dans le vagin en forme d'une fleur épanouie.(Beckers, 2002).

Selon Bonnes et al (1988), la paroi des cornes et du corps de l'utérus est formée de trois tissus :

- une **muqueuse** ou **endomètre** épaisse, molle, présentant des plis longitudinaux fragmentés en caroncules. La muqueuse joue un rôle fondamental dans la gestation en participant à la formation du placenta.
- une **muscleuse** ou **myomètre**, composée de trois couches inégales de fibres musculaires lisses. Ces fibres permettent les contractions utérines et l'expulsion du fœtus à la mise bas.
- une **séreuse** ou **adventice** assure la jonction de l'utérus avec le ligament large.

1.2.3 Le vagin :

Entièrement logé dans la cavité pelvienne, le vagin est un conduit cylindroïde musculo-membraneux s'étendant du col de l'utérus à la vulve ou sinus uro-génital.

La frontière entre le vagin et la vulve est délimitée par une cloison mince, incomplète et de développement variable : l'**hymen**. Selon Bressou (1978), la longueur du vagin chez les petits ruminants est de 8 à 10cm de long.

Avec la vulve, il constitue l'organe copulateur de la femelle et livre passage au fœtus lors de la parturition (**Vaissaire, 1977**).

Il est en rapport avec le rectum, en bas avec la vessie et le canal de l'urètre et avec les deux coxaux (**Deriveaux et Ectors, 1980**).

1.2.4 La vulve :

La cavité vulvaire constitue le vestibule commun aux voies génitales et urinaires (**Bressou, 1978**).

Elle est située immédiatement sous l'anus dont elle est séparée par le pont ano-vulvaire. La vulve se termine par le canal génital et elle à une forme ovalaire (**Deriveaux et Ectors, 1980**).

Morphologiquement la vulve est constituée de :

- Le vestibule vaginal ou cavité vulvaire.
- L'orifice extérieur ou l'ouverture vulvaire qui forme une fonte ovalaire limitée par deux lèvres épaisses flasques et poilues, dont la commissure inférieure aigue est plus ou moins prolongée en bas et garnie d'un bouquet de poils (**Bressou, 1978**).

La commissure supérieure répond à l'anus par le périnée (**Deriveaux et al, 1980**). La commissure inférieure de la vulve loge le clitoris qui est petit chez la chèvre (long mais replié sur lui-même), étroitement encapuchonné à son extrémité dans une petite cavité muqueuse.

2. RAPPELS PHYSIOLOGIQUES DE LA REPRODUCTION :

La femelle non gestante possède une activité sexuelle cyclique à partir de la puberté ; cette activité sexuelle se traduit par une succession d'événements précis se produisant à intervalles constants, selon un rythme propre à chaque espèce. Dans certaines espèces et dans certaines conditions, par exemple liées aux variations de la durée du jour, cette activité cyclique peut être suspendue temporairement chez la plupart des femelles.

Au contraire de la production spermatique du mâle, la femelle ne produit pas continuellement des ovules et le stock n'est pas en renouvellement permanent, mais est fixé lors de l'oogenèse, pendant la vie embryonnaire (**Baril et al,1993**). La particularité de la production des gamètes femelles chez les mammifères réside dans le fait qu'elle est la résultante de trois événements : l'oogenèse, la folliculogénèse et l'ovulation.

L'évolution d'un gamète femelle ou **ovogénèse** se fait en partie à l'intérieur d'un massif cellulaire, le follicule, dont l'évolution ou **folliculogénèse** aboutit à sa maturité à son éclatement et à l'expulsion de l'ovule ou **ovulation**. Ovogénèse et folliculogénèse sont donc partiellement simultanées. Après l'ovulation, les **corps jaunes** forment à la place des follicules ayant ovulé.

2.1 L'oogenèse :

L'oogenèse est l'ensemble des processus de multiplication et différenciation cellulaire des cellules de la lignée germinale femelle. A partir des cellule initiales ou gonocytes.

Elle aboutit à la production des ovules, cellules aptes à être fécondées.

L'oogenèse commence pendant la vie fœtale, peu après la différenciation sexuelle : elle se poursuit pendant une partie de la vie intra-utérine, subit une longue interruption jusqu'à la puberté où elle reprend de manière cyclique (**Thibault et al, 1998**).

L'oogenèse comprend trois phases dont les deux premières ont lieu dans l'ovaire fœtal (La multiplication, L'accroissement, La maturation) (**Figure 07**).

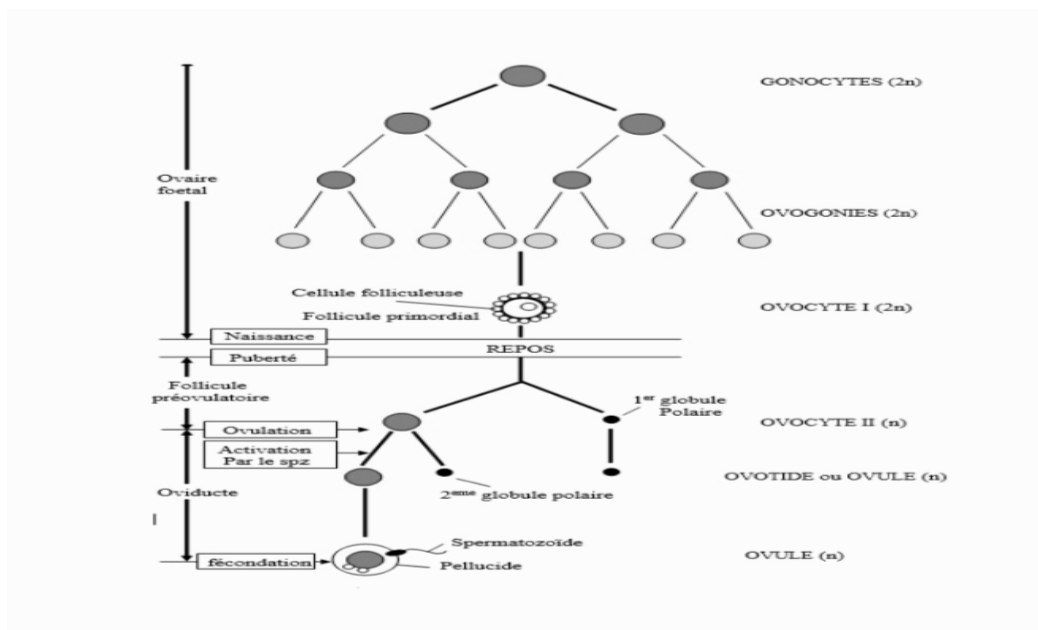


Figure 07 : L'ovogenèse chez les mammifères (Bonnes et al, 1988).

2.2 La folliculogénèse :

La folliculogénèse est la succession des différentes étapes du développement du follicule depuis le moment où il sort de la réserve, constituée pendant la vie embryonnaire lors de l'ovogenèse, jusqu'à sa rupture au moment de l'ovulation ou à son involution (**Figure 08**).

C'est un phénomène continu puisque chaque jour, des follicules entrent en phase de croissance.

L'ovaire est en remaniement constant, parallèlement à la croissance du follicule ovulatoire qui se transformera en corps jaune, des follicules plus petits se développent ou entrent en involution. (**Driancourt et al, 2001**).

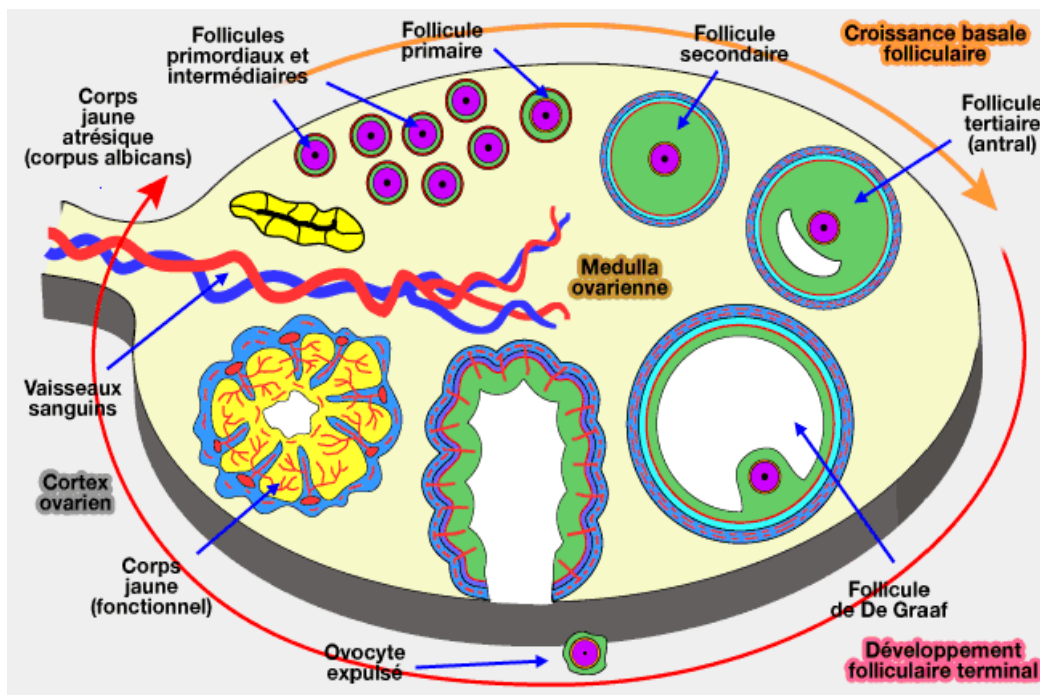


Figure 08 : Les principales étapes de la croissance folliculaire (Monniaux et al, 1999).

2.3 L'ovulation :

Arrivé au terme de son développement, en réponse à une forte élévation de gonadotrophines (la décharge ovulante de LH), le follicule s'ouvre et libère l'ovocyte. L'ovulation se produit 20 heures après le pic de LH, cette durée est plutôt constante dans l'espèce. La durée de fertilisation de l'ovocyte est limitée, de 10 à 25 heures chez la chèvre (**Hafez, 1993**). Quand un cycle oestral normal se produit, il est généralement associé à une ovulation qui intervient 30 à 36 heures après le début de l'oestrus chez la chèvre.

Chez les femelles à ovulation spontanée, vache, brebis, chèvre...c'est le taux de plus en plus élevé d'œstrogènes ovariens produits par les follicules mûrs qui exerce un rétrocontrôle positif sur l'hypothalamus et l'hypophyse pour déclencher la production de GnRH et de LH (**figure 09**). Chez les femelles à ovulation provoquée, chatte, lapine, c'est le coït qui déclenche la sécrétion de GnRH (**Bonneset al, 1988**).

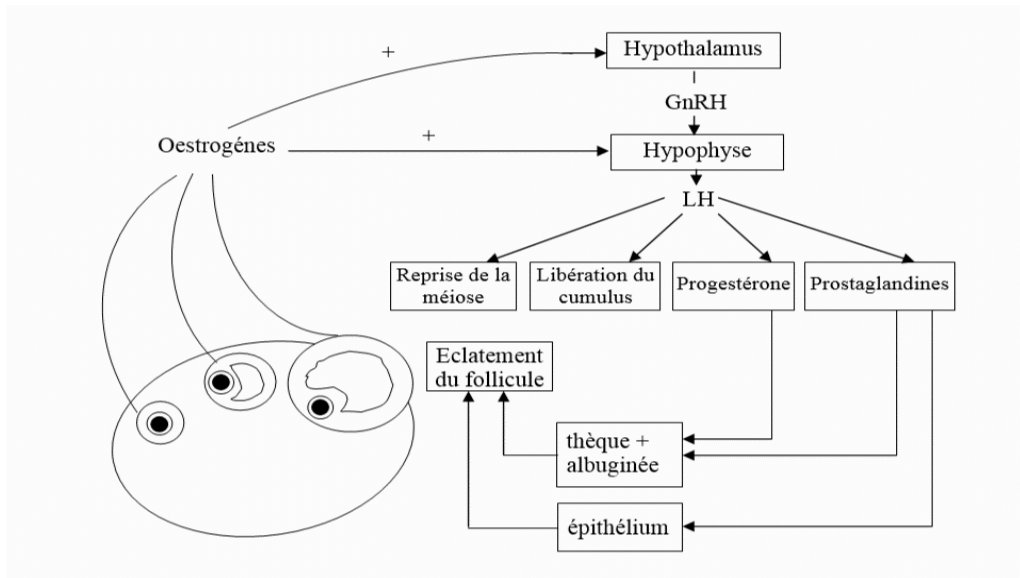


Figure 09 : Mécanisme hormonal de l'ovulation (Bonnes et al,1988).

La LH provoque au niveau du follicule pré ovulatoire la reprise de la méiose, la libération du cumulus et la synthèse de progestérone et prostaglandines intra folliculaires dont l'action conjuguée aboutit à l'éclatement des follicules. La progestérone est alors une hormone faible ; en effet, elle n'est pas libérée dans la circulation sanguine mais mobilisée en œstradiol excrété dans le sang (**Beckers,2002**).

2.4 Le corps jaune :

L'activité stéroïdogène des cellules folliculaires ne cesse pas avec l'ovulation, elles continuent à en sécréter plusieurs jours, en se transformant en une glande endocrine, plus ou moins structurée, le corps jaune.

Le corps jaune (corpus luteum), correspond à une transformation morphologique et fonctionnelle du follicule après libération de l'ovocyte (**Figure 10**).

Pendant la saison sexuelle, le corps jaune persiste si la femelle n'est pas gestante, jusqu'à la lutéolyse (quelques jours avant l'ovulation) ou bien jusqu'à la mise bas si la femelle a été fécondée.

Chez les mammifères, le rôle du corps jaune est la synthèse et la sécrétion de la progestérone principalement qui permet le développement et la relaxation de l'utérus et contribue à freiner la croissance folliculaire. Ainsi que le maintien de la gestation, (Thibault et al, 1998).

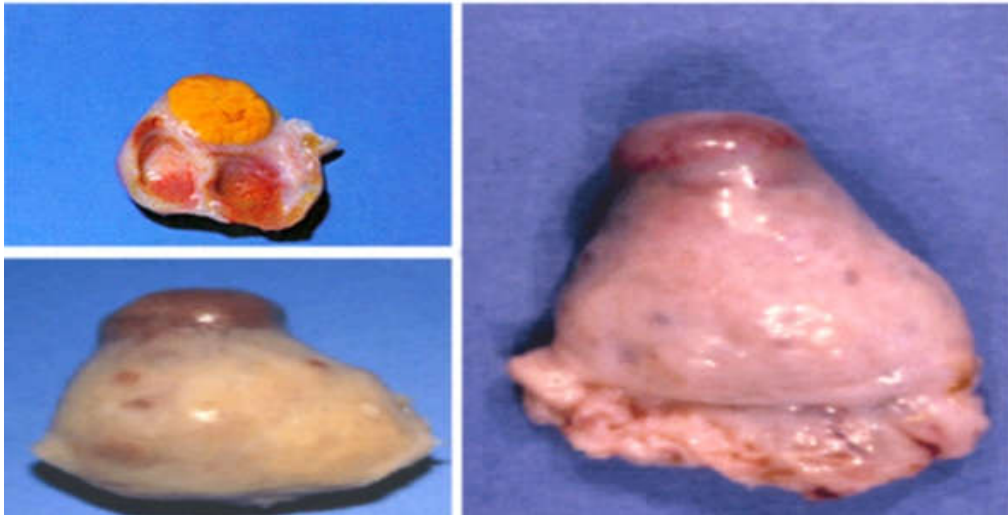


Figure 10 : Le corps jaune (Beckers, 2002).

3. ETUDE DU CYCLE SEXUEL

3.1 Le cycle sexuel :

Un cycle sexuel est une répétition d'œstrus accompagnés d'ovulations à intervalles de temps régulier, variant selon les espèces.

À la puberté (maturité sexuelle), la femelle commence à présenter des cycles sexuels, qui sont l'ensemble des modifications structurales et fonctionnelles de l'appareil génital femelle, revenant à intervalles périodiques suivant un rythme bien défini pour chaque espèce et interrompu seulement pendant la gestation ou la période qui suit la mise bas (post-partum), et pendant l'anoestrus saisonnier chez les femelles à cycles saisonniers (chèvres, brebis, jument). Les cycles sexuels se traduisent par l'apparition des chaleurs (œstrus) dans le cycle œstral ou des ovulations lors du cycle ovarien. Le cycle sexuel des femelles des mammifères se caractérise par deux composantes :

- Le cycle ovarien.
- Le cycle oestrien.

3.1.1 Le cycle œstrien :

Le cycle œstrien se définit par l'ensemble des changements morphologiques et physiologiques des ovaires et du tractus génital menant à l'expression du comportement d'œstrus, puis à l'ovulation, à la préparation de la fécondation et à l'implantation de l'embryon (Fatet et al, 2011). La chèvre est une espèce poly œstrienne saisonnière.

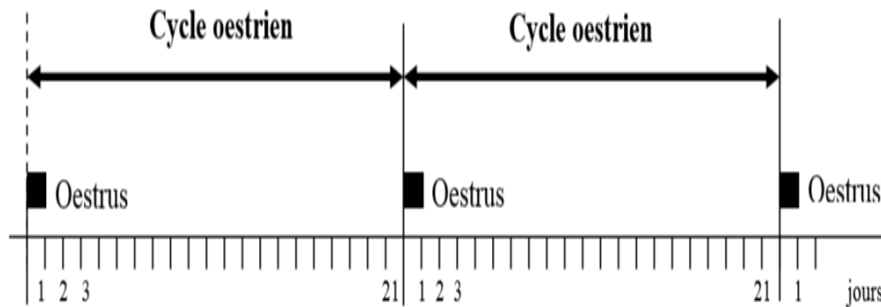


Figure 11: Cycle œstrien (Bonnes et al, 1988).

3.1.1.1 La durée du cycle :

En moyenne, un cycle dure 21 jours et plus généralement, entre 18 et 22 jours (Hafez, 1993).

3.1.1.2 Les étapes du cycle œstral :

Le cycle œstral se décompose en 04 phases :

3.1.1.2.1 Le proœstrus :

Il correspond à la phase de croissance folliculaire et dure de 3 à 4 jours. Il se termine par la formation d'un ou de plusieurs follicules pré-ovulatoires pouvant atteindre 12 à 15 mm de diamètre (Buggin, 1990).

Au cours du pro œstrus la vulve se congestionne, les lèvres vulvaires sont plus faciles à écarter que pendant le dioestrus. Un mucus filant, transparent apparaît entre les lèvres vulvaires. On observe également, au cours de cette période, une très nette augmentation non seulement de l'activité générale mais aussi du comportement agressif à l'égard des congénères. La femelle se tient plus fréquemment debout, ce signe est davantage identifiable en

stabulation entravée que libre, et recherche la présence d'autres animaux. Elle s'alimente moins souvent et présente une diminution de sa production lactée.

On constate également une augmentation du nombre de mictions et de la fréquence des beuglements. L'animal en état d'excitation sexuelle dépose et frotte son menton sur la croupe d'un partenaire.

Ce dernier type d'attitude constitue souvent un prélude au comportement de monte active (mountingactivity) auquel fait suite le comportement de monte passive seul signe caractéristique de l'état œstral (**Hanzen, 2004**).

3.1.1.2.2 L'œstrus :

L'œstrus, seule période visible du cycle, dure 24 à 48h. Cette variation est sous l'influence de différents facteurs, entre autres, la race, l'âge, la saison et la présence des mâles. Comparée avec les autres races de chèvres domestiques, la race Angora a un œstrus court de 24h (**Zarrouk et al, 2001**). A la fin du cycle œstral, la femelle entre en œstrus : son comportement est modifié ainsi que ses organes de reproduction (**Brice, 2003**).

La chèvre est nerveuse, elle s'agite anormalement, chevauche et accepte d'être chevauchée par d'autres femelles. Elle bêle et remue fréquemment la queue. Sa vulve humide laisse s'écouler un mucus, permettant à l'éleveur d'identifier les chaleurs de son animal sans trop d'erreur. Son appétit diminue. Elle s'immobilise dans une posture caractéristique en présence du mâle.

En absence de mâle, les chaleurs sont difficiles à détecter. Les phéromones jouent un rôle majeur chez la chèvre particulièrement lors du rapprochement sexuel. L'œstrus doit être strictement et uniquement défini comme la période où la femelle accepte le chevauchement par le mâle ou d'autres congénères, le réflexe d'immobilisation au chevauchement est le seul signe certain des chaleurs (**Bonnes et al, 1988**).

D'autres signes moins caractéristiques, variables selon les espèces précédentes, accompagnent et suivent l'œstrus proprement dit ; ces signes accessoires et irréguliers s'ajoutant à l'acceptation du chevauchement peuvent faciliter la détection des chaleurs.

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

3.1.1.2.3 Le métoestrus :

C'est la phase d'installation du corps jaune ; elle se traduit par une colonisation du caillot sanguin, consécutif à l'ovulation par les cellules de la granulosa et des thèques pour donner des cellules lutéales (Grissier, 1999).

3.1.1.2.4 Le Diœstrus :

Il correspond à la phase de fonctionnement du corps jaune, c'est-à-dire sa croissance, sa phase d'état et sa régression. Le corps jaune atteint sa taille maximale au 12^{ème} jour et débute sa régression au 15^{ème} jour du cycle en absence de gestation.

L'ensemble du métoestrus et diœstrus dure entre 14 et 17 jours (Buggin, 1990). En cas de gestation, le corps jaune reste fonctionnel pendant toute la durée de la gestation.

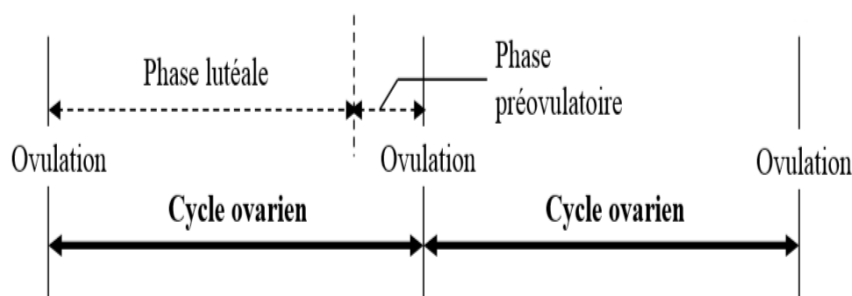
3.1.2 Le cycle ovarien :

Le cycle ovarien se définit comme étant l'ensemble des changements de l'ovaire pendant le cycle œstral, dans le but de mener un ou plusieurs follicules jusqu'à l'ovulation. Il est décomposé en deux phases bien distinctes :

La phase folliculaire se passe en 4 à 5 jours (Hafez, 1993). Elle correspond à la période de croissance terminale du ou des follicules ovulatoires.

L'ovulation est spontanée et a lieu 30 à 36h après le début des chaleurs (Cartier, 1983). La phase lutéale d'une durée de 16 jours en moyenne, démarre après l'ovulation et correspond au développement et à l'activité du corps jaune (Hafez, 1993). En absence de fécondation, la fin

de la phase lutéale est marquée par la lyse du corps jaune



(lutéolyse)(Figure 12).

Figure 12 : Cycle ovarien (Bonnes et al, 1988).

3.2 Régulation du cycle sexuel

Le cycle œstral est sous la dépendance de la sécrétion d'hormones et de facteurs de régulation au niveau de l'axe hypothalamo-hypophysio-ovarien. 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 ; Caracken et al. 1999**).

La brusque diminution de la progestérone entraîne une forte augmentation de la fréquence et l'amplitude des pulses 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 (**Kanaï et Ishikawa, 1988**). Ils sécrètent alors l'œstradiol 17 en quantités croissantes (**Mori et Kano, 1984**).

Le niveau croissant d'œstradiol 17 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 silencieuse préalable, voire même par un œstrus sans ovulations (**Chemineau et al. 1992**).

L'élévation de l'œstradiol 17 dans la circulation générale induit également par rétroaction positive, une décharge massive de LH par l'hypophyse : c'est le pic préovulatoire. Il dure de 8 à 10 heures et son niveau dépasse 50 mg/ml (**Dial et al. 1985**). Le maximum du

pic est atteint 3 heures après le maximum d'œstradiol 17_{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 gonadotrophines provoque la lutéïnisation 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 à lieu 30 à 36h après le début des chaleurs (**Cartier, 1983**).

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 la fin de la phase lutéale, un nouveau cycle commence. La saison d'anoestrus se caractérise par une absence quasi totale des cycles (**Chemineau et Delgadillo, 1994**).

Une faible fréquence du pulses de LH (moins de 2 pulses en 6 heures le début du mois d'août, alors qu'il n'y a pas de progestérone endogène) est aussi observée. 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**).

3.2.1 Les variations hormonales pendant le cycle

3.2.1.1 Les œstrogènes

Le taux circulant est de 9 à 20 pg/ml au cours du dioestrus, et il augmente progressivement dans les 60 heures qui suivent pour atteindre un pic de 27 à 32 pg/ml lors de la phase œstrale.

3.2.1.2 La Progestérone

Le taux circulant se situe entre 0 et 0,8 mg/ml le jour de l'œstrus puis augmente pour atteindre un plateau de 1 à 4 ng/ml vers le 13^{ème} jour.

3.2.1.3 la LH

Les valeurs oscillent entre 0,5 et 3 ng/ml, avec un pic pré-ovulatoire de 4 ± 10 ng/ml situé 8 à 24 heures avant le début des chaleurs.

3.2.1.3 La FSH

Les valeurs sont de 2 à 4 ng/ml avec un pic de 14 ± 3 ng/ml qui coïncident avec celui de LH.

4. LA SYNCHRONISATION DES CHALEURS

Le système d'élevage traditionnel représentent les facteurs limitant les plus importants pour l'amélioration de l'élevage des performances des élevages caprins, parmi ces moyens l'utilisation des moyens de biotechnologie sont nécessaires ; la synchronisation des chaleurs par les différentes méthodes est la plus utilisée vu ses multiples avantages tels que le choix des périodes improductives, comme elle permet aussi d'optimiser le progrès génétiques.

Chemineau (1996), définit la synchronisation des chaleurs ou la maîtrise des cycles sexuels, comme étant le déclenchement de cycle œstral à un moment désiré chez une femelle déjà cyclique ou non, cette technique a pour principe de prolonger la phase lutéale jusqu'à ce que tous les corps jaunes régressent et disparaissent (**Christion ; 1997**).

La synchronisation est une méthode pour faire débiter un cycle sexuel à un moment voulu dans l'objectif de grouper les mises-bas, On parle de désaisonnement de l'activité sexuelle lorsqu'elle est obtenue en dehors de la période naturelle des accouplements (**Bossis et al. 2008**).

Les avantages de la synchronisation des chaleurs avec traitement hormonal sont :

- D'accoupler les chèvres en saison sexuelle et en contre saison, afin d'augmenter la fréquence des chevrettes et d'étaler la production laitière.
- De regrouper les chevrettes à une période choisie par le producteur.
- D'exercer une meilleure surveillance des chevrettes et diminuer la mortalité périnatale.
- D'améliorer la planification des activités de la chèvrerie et l'organisation du travail.
- la formation de groupes homogènes de chèvres selon leur état physiologique.
- Maîtriser le moment de l'œstrus et de l'ovulation pour annuler les échecs de fécondation de l'insémination artificielle liés à une détection imparfaite des chaleurs, et synchroniser les chaleurs d'un nombre relativement important de chèvres et de chevrettes, géographiquement groupées afin de réduire des charges de l'insémination artificielle, Faire progresser la technologie de l'insémination artificielle (**Corteel, 1996**).

Par contre les inconvénients de cette technique ne peuvent pas être négligeables ; Le coût de la synchronisation est plus élevé comparativement à d'autres techniques, en plus de représenter une charge de travail relativement importante .Un autre aspect problématique avec cette technique est que les résultats peuvent varier considérablement d'une année à l'autre, en fonction des nombreux facteurs,, et qu'ils sont donc peu prévisibles.

Par conséquent, il existe de nombreuses méthodes de synchronisation des chaleurs chez les caprins a l'occurrence les dispositifs intra vaginaux comme l'éponge.

La méthode traditionnelle la plus courante, est l'éponge intra-vaginale, imprégnée de progestatif chez les petits ruminants (**Abecia et al, 2012**), ce qui est principalement attribuable à leur faible coût (**Hashemi et al, 2006**), tandis que (**Martins et al, 2009 - Penna et al 2013**) ont trouvé des pertes vaginales mucopurulentes, et des signes de vaginite lorsque les éponges ont été retirées, ce qui a conduit à une diminution de taux de gestation, qui pourrait être attribuée à une infection ascendante vers l'utérus. Elle n'est cependant pas recommandée pour les chevrettes à cause des risques de blessures physiques au vagin lors de la pose de l'éponge. En plus de représenter une charge de travail relativement importante. Finalement, il existe une grande variation dans les résultats de fertilité qui sont fortement influencés par la race, le statut physiologique (lactation, intervalle depuis le dernier agnelage, etc.), l'âge et les variations individuelles de réponse à la PMSG.

4.1 Techniques des éponges vaginales

Les éponges sont des dispositifs intra-vaginaux en mousse imprégnée d'une hormone qu'on laisse en place 14 jours.

La technique des éponges vaginales a été développée au début des années 1960 et elle est certainement la méthode la plus utilisée dans le monde pour contrôler le cycle sexuel chez les chèvres.

Cette méthode consiste à introduire dans le vagin des chèvres une éponge, durant une période plus au moins longue. Une ficelle fixée à l'éponge permet de la retirer en fin de traitement grâce à une simple traction. Le progestatif joue le rôle de corps jaune artificiel et inhibe toute ovulation. (**François, 2004**)

4.1.1 Principe d'action et procédure

Le principe d'action de l'éponge vaginale est simple ; on tente de recréer un cycle sexuel normal en imitant les conditions hormonales retrouvées durant les différentes périodes du cycle. Pour ce faire, on utilise une éponge de polyuréthane qu'on insère dans le vagin de la chèvre.

Cette éponge contient une substance de synthèse analogue à la progestérone (acétate de médroxyprogestérone) qui diffuse à travers la muqueuse vaginale et agit comme la progestérone naturelle : elle bloque la sécrétion des hormones responsables des événements physiologiques liés à l'apparition des chaleurs et à l'ovulation. L'éponge est retirée 12 jours (14 jours selon **François, 2004**) après la pose pour permettre la reprise de l'activité ovarienne qui induira le début d'une chaleur qui mènera à l'ovulation.

48h avant le retrait des éponges vaginales, deux injections ont été effectuées, une dose d'un analogue de prostaglandine F_{2α}; les corps jaunes présents sont détruits, La chèvre reçoit une dose de PMSG au même moment que les prostaglandines ; la croissance d'une vague folliculaire est stimulée. La posologie est adaptée à chaque chèvre, en fonction de sa parité, sa production laitière et de la saison sexuelle. En saison sexuelle, la nécessité de la PMSG est discutée en fonction de la situation (Corteel et al, 1988).

5. GENERALITES SUR LA FLORE COMMENSALE VAGINALE :

Vu que les résultats de la recherche sur la flore commensale vaginale des chèvres sont insuffisants on a obtenu pour quelques recherches globales sur la flore vaginale féminine en générale.

5.1 Définition de flore commensale

La flore commensale représente l'ensemble des bactéries présentes dans l'organisme et qui participent à son bon fonctionnement. Elle s'oppose ainsi à la flore pathogène qui rassemble l'ensemble des agents pathogènes (bactéries, virus, champignons, parasites) qui peuvent s'attaquer à l'organisme et provoquer des infections. Elle assure un rôle spécifique et bénéfique pour l'organisme ; elle lui apporte des nutriments et des vitamines indispensables pour et constitue une barrière écologique contre les agents pathogènes (protection). (<https://digestion.ooreka.fr>)

Cependant, en cas de déséquilibre de la flore commensale (par exemple suite à un traitement antibiotique), certaines bactéries de la flore commensale peuvent devenir pathogènes et provoquer des infections. La flore commensale est variable selon :

- l'âge ;
- le statut hormonal ;
- l'alimentation ;
- la prise de certain traitement

Dans l'organisme il y a plusieurs types de flores commensales spécifiques. Parmi ces types ; la flore commensale intra vaginale femelle.

5.1.1 La flore commensale intravaginale femelle

La flore commensale génitale n'existe que chez la femme au niveau vaginal. L'utérus est, quant à lui, un milieu stérile, séparé du vagin par le col de l'utérus. La flore vaginale joue plusieurs rôles majeurs de protection chez la femme. Elle se compose de plusieurs bactéries :

-Principalement les lactobacilles acidophiles ou bacilles de Döderlein qui régulent le pH acide du vagin afin de contrôler la flore vaginale ;

- Du streptocoque B ;
- Des coryné-bactéries ;
- Bifido-bacterium.

La flore vaginale évolue en fonction du statut hormonal de la femme :

- Avant la puberté où elle est quasiment absente ;
- A partir de la puberté où elle est dominée par les bacilles de Döderlein ;
- Au cours de la grossesse (<https://digestion.ooreka.fr>).

5.2 Le rôle de la flore commensale

Les Lactobacilles inhibent la croissance des pathogènes

-**En créant un environnement acide** qui protège le vagin de la colonisation par des germes pathogènes. Seules les levures ne sont pas sensibles à cette acidité. Cette acidification résulte de la fermentation du glycogène en acides organiques (acide lactique essentiellement).

- **En produisant de puissants oxydants** par réduction incomplète du dioxygène en peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) et anion super-oxyde (O_2^-). Ces produits sont toxiques pour les bactéries, comme les anaérobies strictes, qui ne possèdent pas de système de détoxification (catalase, peroxydase, super oxyde dismutase).

- **En produisant des bactériocines** qui agissent sur la plupart des pathogènes vaginaux en formant des pores dans leur membrane cytoplasmique (**Pascal, 2016**).

PARTIE EXPERIMENTALE

1. OBJECTIF

Notre expérimentation est basée sur l'étude de certains aspects de l'effet du traitement de la synchronisation des chaleurs par Le protocole hormonal à base de progestagène associés à l'ECG et aux prostaglandines sur le biotope vaginale chez la chèvre au moment de la pose et le retrait des éponges à savoir :

- Le premier est clinique, consiste à étudier les modifications du pH et les sécrétions vaginales.
- Et le deuxième est bactériologique, consiste à déterminer les modifications de la flore vaginale.

2. LOCALISATION

L'étude s'est déroulée dans une ferme privée, située dans la région d'Ouled Boughadou de la Daïra de Dahmouni, à 16 Km du chef-lieu de la wilaya de Tiaret, sur une période de 02 mois allant du **23 mars 2021** au **27 avril 2021**.

Située à 340 Km de la capitale Alger au nord-ouest du pays, la wilaya de Tiaret se présente comme une zone de contact entre le Nord et le Sud, Le territoire de la wilaya est constitué de zones montagneuses au Nord, de la haute plaine au centre et des espaces semi-arides au Sud. Elle occupe une superficie de 20.086.62 Km² et s'étend sur un espace délimité entre 0.34° à 2.5° de longitude Est et 34.05° à 35.30° de latitude Nord (**Site officiel de la wilaya, 2014**).

3. MILIEUX ET ANIMAUX

Cette étude a été menée sur un effectif de 10 chèvres, multipares, de différentes races, âgées de 2 à 4ans, cliniquement saines, avec un post-partum au moins un mois après la mise bas. Avant le dépôt des éponges, un déparasitage des animaux a été réalisé à l'aide d'un antiparasitaire externe à base d'ivermectine. Durant la période du traitement de synchronisation des chaleurs, quatre chèvres ont été éliminé des examens à cause du détachement des éponges (3) et un avortement après l'injection de la PGF2 α (**Photo n° 01**).



Photo n°01 : Le troupeau expérimental.

4. MATERIEL ET METHODES

4.1 Démarche expérimental

Le protocole expérimental est élucidé dans l'organigramme suivant :

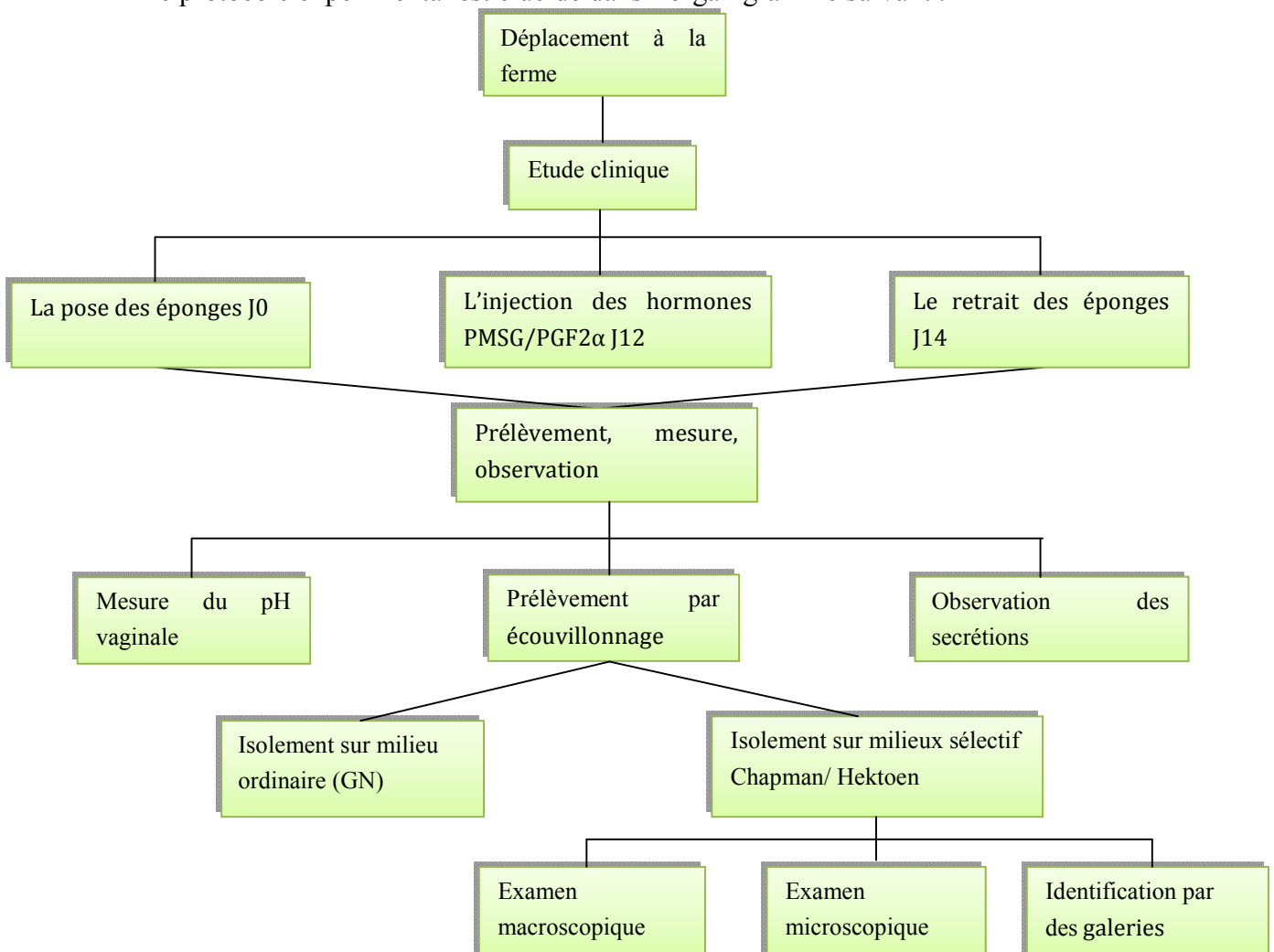


Figure 13 : Organigramme du protocole expérimental.

4.1.1 Protocole de synchronisation des chaleurs

Le **24/03/2021** correspond aux dépôts des éponges vaginales .Le lot expérimental constitué de 10 chèvres a reçu un traitement d'induction et de synchronisation des chaleurs en utilisant des éponges vaginales imprégnées d'un progestagène, l'acétate de fluorogestone (FGA) (20 mg, Chronogest ® intervet) pendant une durée de 14 jours.

Le**05/04/2021** avant de poursuivre le protocole, il est préférable de vérifier si les chèvres portent toujours leurs éponges. Ces dernières ont reçu, 48 heures avant le retrait de l'éponge(**Le07/042021**), une dose d'un analogue de prostaglandine F2 α (50 μ g de cloprosténol) et une dose de400UI d'ECG (FOLLIGON 1000mg) (**Corteel et al 1988**).

La pose d'éponge est un chantier qui s'organise, en suivant les étapes suivantes :

- L'identification des chèvres par les boucles d'oreilles numérotées de 1951 jusqu'à 1960.
- Désinfection de la vulve avec le permanganate de potassium pour éviter l'infection vaginale on utilisant des compresses.
- Placer l'éponge au fond du vagin à l'aide d'un applicateur bien désinfecté et séché puis introduit doucement et délicatement dans le vagin par des petits mouvements de rotation afin d'éviter toute perforation du vagin jusqu'au fond du vagin.
- L'applicateur et le piston sont retirés en évitant de tirer la ficelle et il est conseillé de couper la ficelle 4 cm en-dessous de la vulve.
- Entre chaque chèvre le matériel de pose est laissé dans la solution désinfectante(**Photo n°02**).



Photo n°02 : Le matériel et les étapes de la pose des éponges.

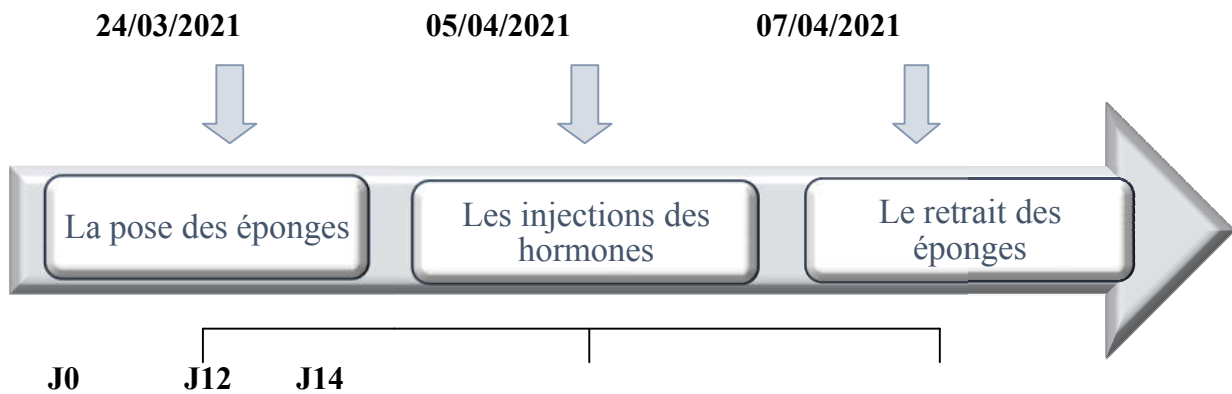


Figure 14 : Protocole de synchronisation

4.1.2 Identification des sécrétions vaginales :

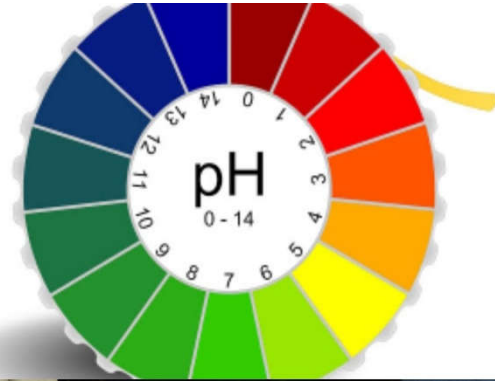
Une fois que l'éponge est enlevée en tirant délicatement sur la ficelle, on procède immédiatement à l'observation des sécrétions afin de noter le score (**00** : absence de sécrétions ; **01** : une certaine quantité mais la décharge est claire, **02** : quantité abondante et hémorragique ou purulente), avec la détermination de l'existence des adhérences (Martinez et al, 2018)(Figure 15).



Figure 15: Le score des sécrétions vaginales au moment du retrait de l'éponge.

4.1.3 Détermination du pH vaginale :

Le pH vaginale est déterminé au moment de la pose et au retrait des éponges, en déposant une goutte de sécrétions vaginales recueillie à l'aide d'un écouvillon stérile sur un papier pH mètre. Sa valeur est appréciée en comparant le virage de la couleur de ce papier avec une grille de notation fournie par le fabricant (Photo n°03).



Pho

to n° 03 : Mesure de pH vaginale.

4.2 Examen bactériologique

4.2.1 Prélèvement

Avant la pose et le retrait des éponges, nous avons effectué des prélèvements vaginaux qui ont été réalisés sur toutes les chèvres par écouvillonnage. Chaque écouvillon a été ensuite remis délicatement dans son étui en évitant toute contamination et acheminé directement vers le laboratoire de microbiologie de l'institut des sciences vétérinaires, pour effectuer les analyses microbiologiques (**Photo n°04**).

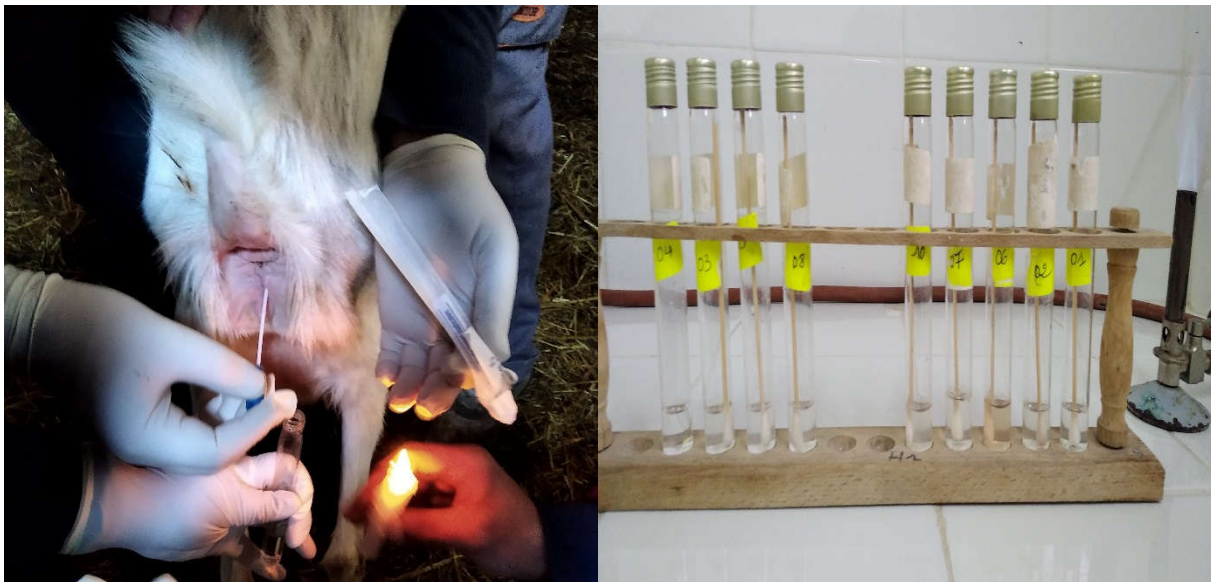


Photo n° 04 : l'écouvillonnage vaginale.

Le matériel nécessaire à la réalisation de ce travail est résumé dans le tableau suivant :

Tableau 01 : appareillages, verreries, instruments et produits utilisés

Appareillage, verrerie et instruments	Produits et réactifs	Milieux de culture
- Autoclave	- Eau physiologique 0.9%	- Gélose nutritive
- Agitateur électrique (vortex)	- Eau oxygénée H ₂ O ₂	- Chapman
- Anse de platine	- Eau distillée	- Hektoen
- Api 20 ^E	- Violet de gentiane	
- Api staph	- Lugol	
- Balance	- Fuschine	
- Bain marie	- Huile à immersion	
- Bec bunsen	- Réactif VP1, VP2	
- Boîtes de pétries	- Réactif NIT1, NIT2	
- Becher	- Réactif zym A, zym B	
- Etuve	- Réactif de kovaque	
- Ecouvillons	- TDA	
- Fiole	- Disque oxydase	
- Lames et lamelles	- Test de la catalase	
- Micropipette		
- Microscope optique		
- Plaque chauffante		
- Tubes à essai		

4.2.2 Isolement

Les 1^{er} prélèvements réalisés par l'écouvillonnage vaginale ont étéensemencés sur un milieu de base gélose nutritive (GN), après 24h d'incubation à 37°C, on les aensemencé dans des géloses inclinées au réfrigérateur jusqu'à la récupération des 2^{ème} prélèvements après le retrait des éponges, afin de lancer le travail au même temps.

Le jour de la récupération des 2^{èmes} prélèvements on a lancé tous les prélèvements au même temps dans des milieux sélectifs pour l'identification de quelques germes (milieu Chapman, et Hektoen), puis les boîtes de pétri ont été incubées pendant 24 heures.

4.2.3 Diagnostic bactériologique

4.2.3.1 Examen macroscopique

Les colonies bactériennes ont été examinées macroscopiquement afin de déterminer leur forme, taille, couleur et d'autres caractères.

4.2.3.2 Examen microscopique

Afin de déterminer la forme des bactéries et la nature de leur paroi, des frottis bactériens ont été préparés puis colorés par la coloration de Gram (**Annexe 01**) et examinés sous microscope au grossissement (X100).

Nous avons aussi effectué deux tests biochimiques (test de la catalase et test d'oxydase) (**Annexe 02**).

4.2.3.3 Identification biochimique des bactéries par galerie

- Api staph

Les bactéries appartenant au genre *Staphylococcus* à gram positif ont fait l'objet d'une identification biochimique par galerie Api Staph afin de déterminer l'espèce bactérienne.

- Api 20 E

Les bactéries appartenant au genre *Enterobacteriaceae* à Gram négatif fait l'objet d'une identification biochimique par galerie Api 20 E, afin de déterminer l'espèce bactérienne (**Annexe 03**) (**Photo n°05**).

La lecture de la galerie a été faite en se référant au tableau de lecture ; et l'identification du profil numérique a été faite à l'aide d'un logiciel(lab.upbm.org).

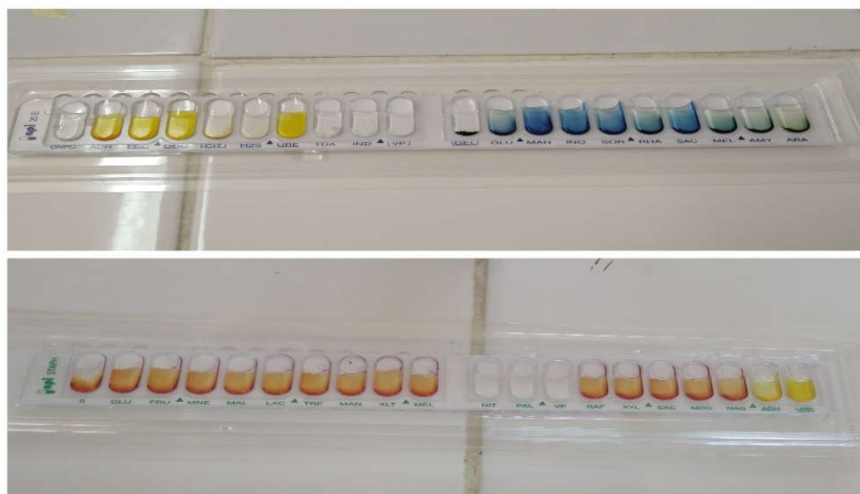


Photo n° 05 : Les galleries Api 20^E et Api staph.

4.3.2.4 Etude statistique

Une analyse de variation (ANOVA) a été appliquée pour étudier l'homogénéité des paramètres des prélèvements selon les variations du pH et la charge bactérienne par rapport à la pose et le retrait des éponges pour la comparaison des valeurs moyennes de chaque paramètre étudié. Le test de Tukey (HSD) a été utilisé au seuil d'erreur de 5%. Des analyses statistiques ont été réalisées à l'aide du logiciel R version 3.3.0 (03-05-2016).

RESULTATS
ET DISCUSSIONS

Résultats et Discussions

RESULTATS ET DISCUSSION

Partie A

1. Partie clinique

1.1 Observation des sécrétions et des adhérences :

Les résultats relatifs à l'observation des sécrétions et des adhérences sont présentés dans le graphe 01, ce dernier montre que toutes les chèvres après le retrait des éponges présentent des sécrétions avec un pourcentage de 100%, avec un score de 2, en même temps absence totale des adhérences au moment du retrait des éponges avec un taux de 0% (**Tableau 02**) (**Figure 16 et Figure 17**) (**Photo n°06**).

Tableau 02 : Les résultats observés des sécrétions et adhérences :

N° de prélèvement	Score	Sécrétion	Adhérence
1	2	Abondante Purulente	-
2	2	Abondante purulente	-
3	2	Abondante hémorragique purulente	-
4	2	Abondante hémorragique purulente	-
5	2	Abondante Purulente	-
6	2	Abondante Purulente	-

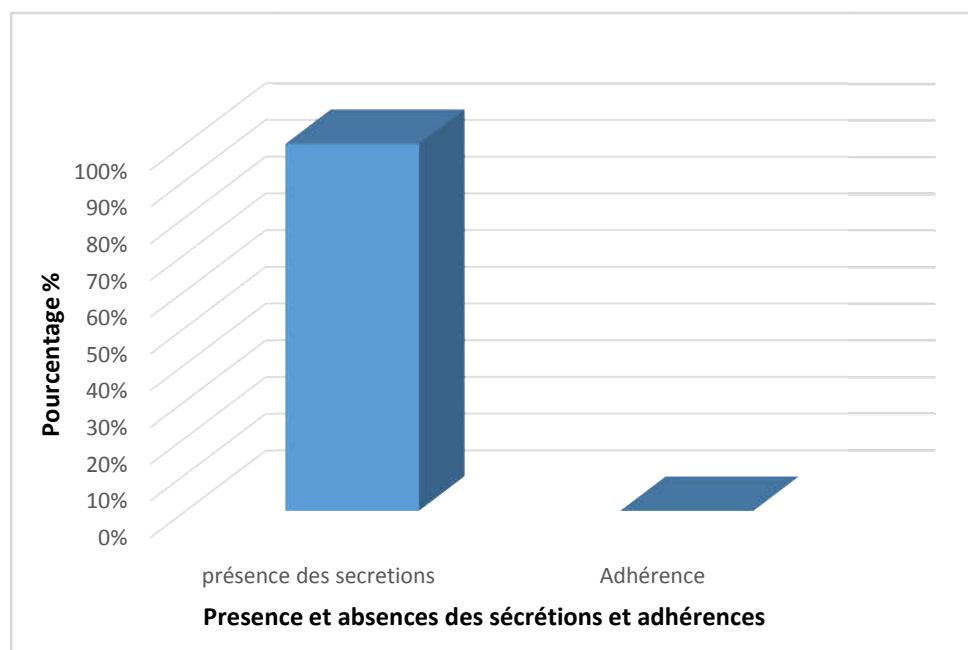


Figure 16 : La présence des sécrétions et des adhérences.

Résultats et Discussions

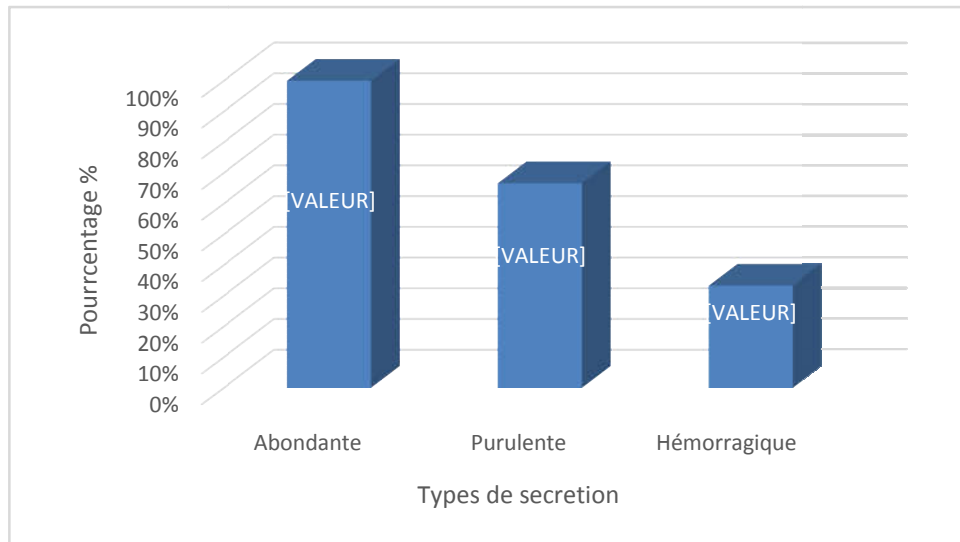


Figure 17 : Les différents types des sécrétions.



Photon° 06 : Les différents types des sécrétions observées.

Des résultats similaires à ceux de notre étude qui rapportent un taux de 100 % des brebis présentent une vaginite avec augmentation de la sécrétion muqueuse principalement hémorragique et purulente (**Martins et al, 2009 ; Yesilmen et al, 2008**).

Des résultats inférieurs à ceux rapportés dans notre étude ont été constatés selon Al-Zubaidi (2017) qui rapporte un taux de 44.44% des brebis awassi qui présentent des sécrétions purulentes pour une durée de traitement par les éponges vaginales de 12 jours vs un taux de sécrétions de 6.25% pour une durée de traitement de 10 jours.

Vasconcelos et al (2016), rapportent un taux de 100% des brebis présentaient des signes de vaginites avec un taux de 20 % des brebis présentaient une vaginite avec écoulement mucopurulent. Ces taux sont inférieurs avec nos résultats.

Les écoulements Hémorragiques et purulents sont associés à des altérations histologique et cytologique de la paroi du vagin, des brebis traitées (hyperplasie et

Résultats et Discussions

hypertrophie épithéliales, hémorragie et infiltrat périvasculaire et augmentation du nombre de cellules épithéliales, de neutrophiles, de macrophages et d'érythrocytes)(Manes et al, 2015).

Presque toutes les chèvres traitées avec des éponges intravaginales ont présentées des pertes vaginales au moment du retrait du dispositif. Les caractéristiques de ces pertes vaginales étaient différentes. Environ 80% des chèvres traitées avec des traitements classiques de longue durée (14 jours) ont montrées des pertes vaginales purulentes et/ou hémorragiques (Martinez et al, 2018).

Ces résultats renforcent les études précédentes rapportant que les traitements progestatifs à long terme sous forme d'éponge en polyuréthane, entraîne une rétention des sécrétions vaginales et écoulements anormaux au retrait de l'éponge (Al-Hamedawi, 2003).

Des études antérieures ont également montré que les pertes vaginales anormales après un traitement à base d'un progestatif à long terme sont le résultat de processus inflammatoires et infectieux causés par des changements dans microbiote du vagin (Manes et al, 2015).

1.2 Mesure du pH vaginal

La mesure du pH vaginal avant le traitement, nous a permis d'obtenir un pH qui varie entre 7-7.5 une moyenne de $7.33 \pm 0,25$ (pH neutre).Au moment du retrait des éponges on constate une diminution des valeurs de pH presque chez toutes les chèvres avec une variation de 6-7 avec une moyenne de $6,25 \pm 0.41$ (pH légèrement acide). (Tableau 03) (Figure 18).

La comparaison entre les valeurs de pH et les modifications des sécrétions permet de constater que les chèvres 03et 04 présentant une relation entre leur pH qui est élevé de 07 et 6,5 et le type des sécrétions observées (hémorragique).

L'étude statistique du pH vaginale avant et après la pose des éponges révèle l'existence d'une différence hautement significative qui est de l'ordre de (0,000302) avec ($p=0.00$).

Tableau 03 : Les différentes valeurs du pH vaginal obtenu avant et après le dépôt des éponges vaginales.

Résultats et Discussions

N° de prélèvement	pH avant. T	pH après. T
1	7,5	6
2	7,5	6
3	7	7
4	7,5	6,5
5	7,5	6
6	7	6
Moyenne	7,33	6,25
Ecart type	0,25	0,41

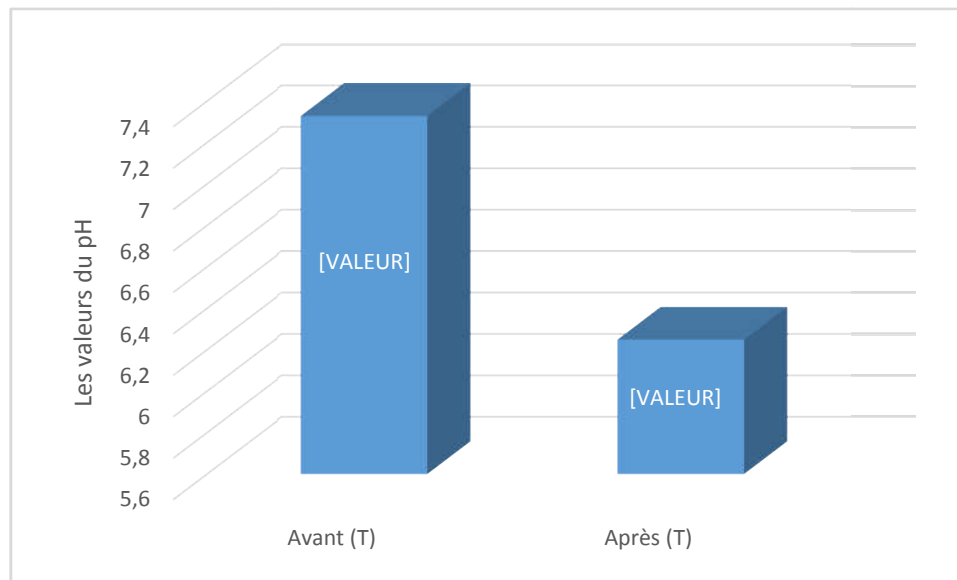


Figure 18 : Les valeurs de pH vaginal avant et après le traitement.

Les modifications de la sécrétion vaginale et du microbiote observées chez les brebis traitées à l'éponge peuvent être liées aux changements du pH vaginal lors du retrait du dispositif. Les contrôles des brebis traitées avec des CIDR, soit avec des protocoles à court ou à long terme, ont montré un pH presque neutre, similaire à celui précédemment décrit pour les brebis non traitées (Swartz et al, 2014).

Mais selon les résultats de l'étude de (Martinez et al, 2018) concernant l'évaluation du pH montrent des différences significatives entre les traitements. La valeur du pH a augmenté dans les deux groupes (éponges 7jours- 14jours), avec des différences significatives lors de l'évaluation de l'effet de la durée du traitement, ainsi le groupe eponge-7, avec un pH de 7.2 ± 0.1 , tandis que l'évaluation de l'autre groupe eponge-14 avec un pH de 8.0 ± 0.2 .

Ceci explique qu'il y a un changement dans l'acidité du vagin qui joue un rôle bactériostatique empêchant la prolifération de la plupart des germes vaginaux, ce changement est dû à la modulation de la flore commensale des vagins de la chèvre traitée (Swartz et al, 2014).

Résultats et Discussions

Le pH neutre protège le vagin des micro-organismes pathogènes, qui se développent mieux à un pH supérieur à 7,5 (Cohen et al, 1969 – Roy et al, 2004). À l'inverse, les brebis traitées avec des protocoles à base d'éponge à court et à long terme ont montré une augmentation significative du pH vaginal. Ces augmentations étaient plus importantes chez les brebis exposées à des traitements à long terme à base d'éponge, atteignant une moyenne de 8,0 ; dans le cas des femelles présentant des décharges hémorragiques, le pH vaginal a augmenté de façon significative.

Les femelles présentant des écoulements hémorragiques au moment du retrait de l'éponge, peut être lié à l'alcalinité du sang. Quoi qu'il en soit, l'augmentation du pH vaginal accroît la susceptibilité aux infections, ce qui peut aussi affecter indirectement la fertilité (Nakano et al, 2015).





Partie B :

1. Partie bactériologique

1.1 Etude macroscopique

Les résultats de la culture bactérienne sur les différents milieux utilisés révèlent la présence de colonies de tailles, de formes, et de couleur différentes (Tableau 04).

Tableau 04 : Aspect macroscopique des colonies bactériennes sur les différents milieux de cultures.

Aspect macroscopique des colonies bactériennes sur les différents milieux de cultures			
Gélose nutritive	Milieu de Chapman		Milieu de Hektoen
			
Colonie de grande taille, arrondi à bord régulière, lisse, bombé et blanche.	Colonie arrondi, jaune dorée (Mannitol +) sur le milieu de Chapman	Colonie arrondi blanche (Mannitol -) sur le milieu de Chapman	Colonie jaune orangé (lactose +) a centre noir (H ₂ S) sur la gélose Hektoen

Résultats et Discussions

1.2 Prévalence de contamination

On constate que 66,66% des prélèvements avant la pose des éponges sont contaminées au moins par une bactérie, et avec 33,33% des prélèvements qui ne contiennent pas des bactéries chez les chèvres étudiées.

Du même que après le retrait des éponges on constate aussi 66,66% des prélèvements sont contaminées au moins par une bactérie, et avec 33,33% des prélèvements qui ne contiennent pas des bactéries chez les chèvres étudiées (**Figure 19**).

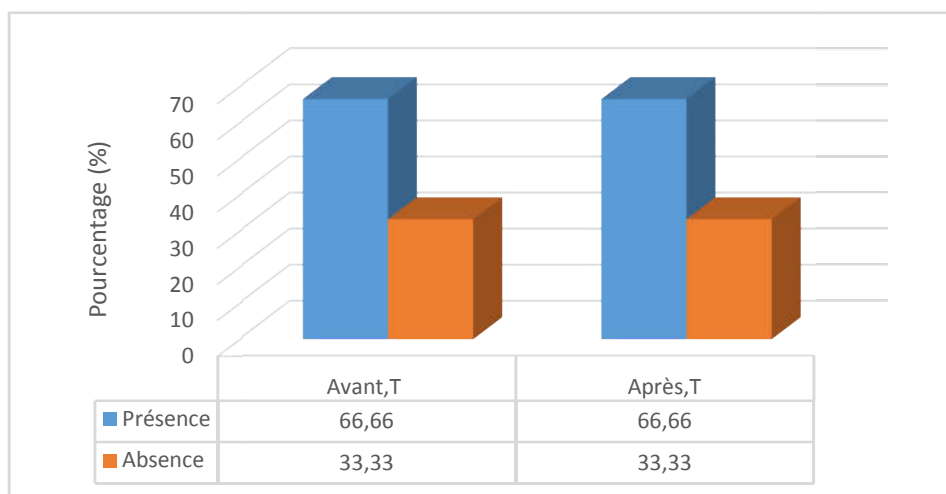


Figure 19 : La distribution de la contamination globale.

D'après le graphe n°04, on constate que la contamination des milieux par les bactéries se diffère d'un milieu à l'autre. Le taux de contamination des milieux monomicrobiens dans cette étude a été 50% avant (T), par contre après (T), l'absence totale de contamination 0%.

Le taux de la contamination des milieux plurimicrobiens a été 16,66% avant (T) par contre après (T) on constate une augmentation de la contamination avec un taux de 66,66%.

Durant cet examen macroscopique on a constaté qu'il y a des milieux stériles non contaminés par les bactéries avec un taux de 33,33%, ce pourcentage n'a subi aucun changement (**Tableau 05**) (**Figure 20**).

Tableau 05 : La contamination de différents milieux par les bactéries avant et après (T)

1er prélèvement (avant)			2ème prélèvement (après)		
N°	Milieu Chapman	Milieu Hektoen	N°	Milieu Chapman	Milieu Hektoen

Résultats et Discussions

1	+	-	1'	+	+
2	-	+	2'	+	+
3	-	+	3'	-	-
4	-	-	4'	+	+
5	+	+	5'	+	+
6	-	-	6'	-	-

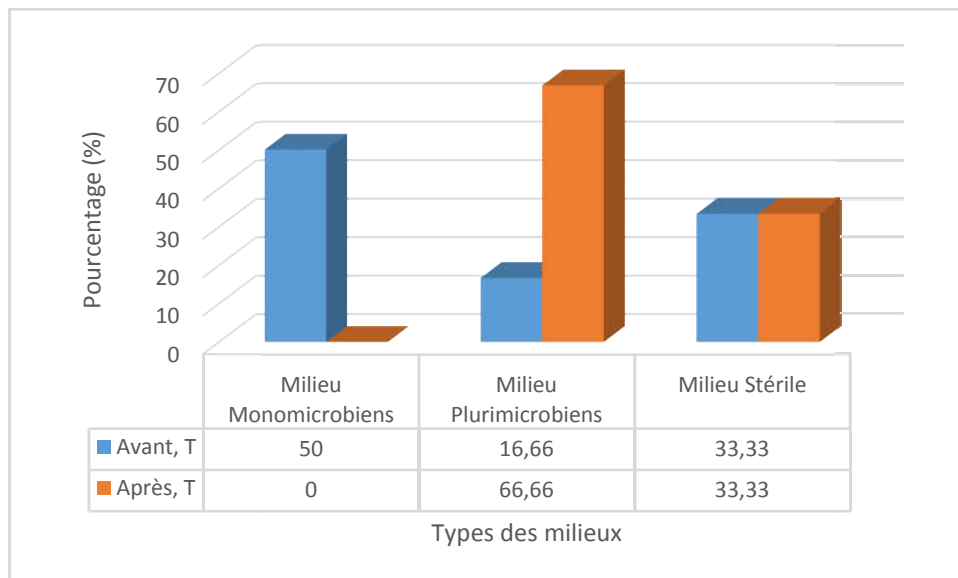


Figure 20 : Type de contamination des milieux microbiens.

L'étude de (Al- Anbar J. et al, 2009) indique que plusieurs types de bactéries sont présents dans le système génital féminin et qui n'ont aucun effet sur la fonction reproductive. Ce résultat est en accord avec plusieurs chercheurs (Azawi.1995, Al-Hilali .2001, Al-Delimi.2002, Aziz.2000, et Al-Delemi 2005). Dans l'étude des ovins, le vagin des ovins contenait une microflore bactérienne dans une proportion de 69,2 %. contenait une microflore bactérienne, ce résultat est en accord avec plusieurs chercheurs qui ont rapporté que 56,5 à 96 % de la microflore bactérienne était présente dans le vagin qui ont signalé que 56,5 à 96,5 % des vagins ovins présentaient des isolats positifs (Aziz.2000, et Al-Delemi 2005), tandis que dans le fait (71,4%) a été signalé. La probabilité de la présence de plus d'un isolat bactérien dans un écouvillon est similaire à celle d'Al-Delemi, 2005.

L'incidence de la vaginite et le changement de la microflore vaginale peuvent être attribuées à l'éponge en elle-même et en raison à l'effet de l'acétate de flugestone qu'elle contienne mais aussi de la contamination de l'éponge par l'environnement et les matières fécales (Suarez et al, 2006).

La progestérone supprime des composants spécifiques du système immunitaire et l'activité des cellules tueuses naturelles. Bien qu'il ait une influence principalement positive sur d'autres composants non spécifiques. En plus de cela, la progestérone augmente la

Résultats et Discussions

cytotoxicité cellulaire dépendante des anticorps des leucocytes polymorphonucléaires et l'expression des récepteurs du complément et la phagocytose des macrophages péritonéaux, dans l'utérus, des effets principalement immunosuppresseurs de la progestérone sont décrits (**Scheibl et Zerbe, 2000**). La progestérone pourrait affecter les composants du système immunitaire qui répondent à la croissance bactérienne (**Suarez et al,2006**). L'immunosuppression par la progestérone peut être assimilée à l'activité immunosuppressive des glucocorticoïdes (**Pineda, 2003**).

Yesilmen et al, 2008-Gatti et al, 2011 ; ont déterminé que l'éponge en elle-même peut être responsable de l'augmentation de la microflore vaginale bien qu'elle soit imprégnée de dérivés de progestérone ou non.

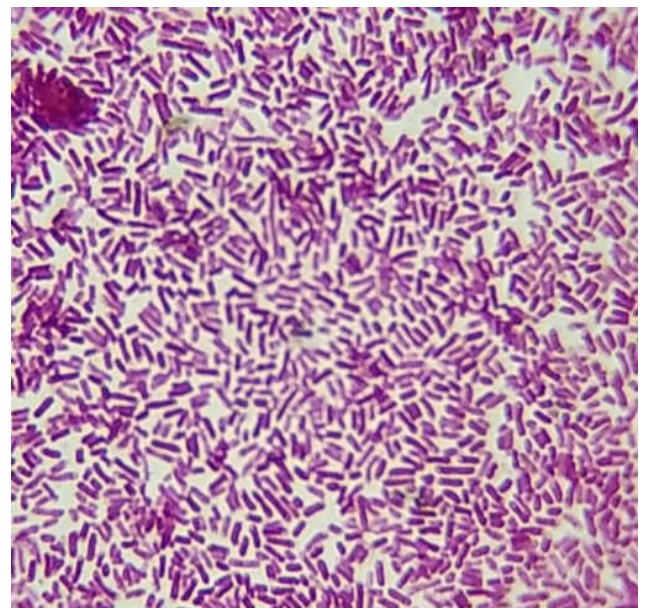
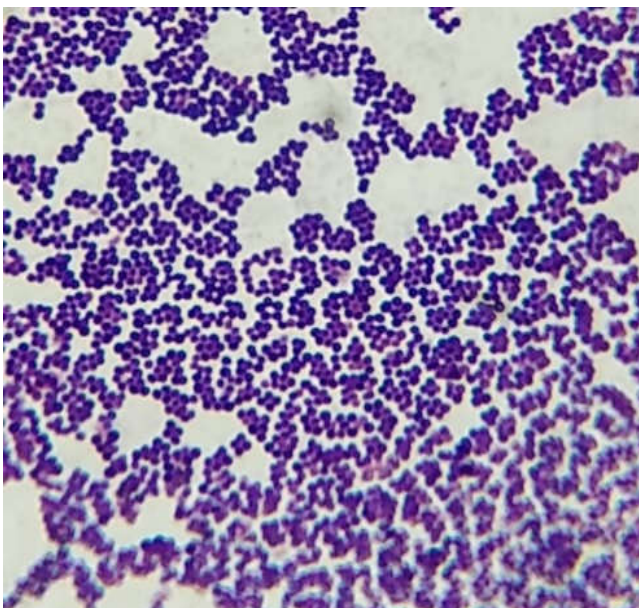
Bien que, l'augmentation du nombre de bactéries vaginales soulevées d'une réaction se produisant contre une éponge perçue comme un corps étranger, il n'est pas connu clairement.

L'incidence de la vaginite peut être attribuée à l'éponges en elle-même (composition, contamination à travers elle) et de l'acétate de flugestone qui provoquer une immunosuppression. Donc, il y a un controverse sur l'incidence de la vaginite entre les auteurs attribués à différents types de éponges et leur composition; en outre différentes races et leur résistance aux infections(**Al-Zubaidi et al, 2017**).

1.2 Etude microscopique

1.2.1 Coloration de Gram

L'observation microscopique des cellules après une coloration de Gram réalisé à partir des cultures purifiées par un frottis bactérien coloré par la coloration de Gram a montré la présence de coque à Gram + groupé en amas sous forme de grappe de raisin et de bacilles à Gram – isolé (**Photo n°07**).



Résultats et Discussions

Photo n°07 : Observations des différentes lames examinés sous microscope (Grossissement 100×).

1.2.2 Réaction de catalase

Dans le test de catalase on a remarqué un dégagement de gaz (O_2) (bulles d'air) ce qui nous confirme que ces isolats ont été catalase positive (**Photo n°08**).

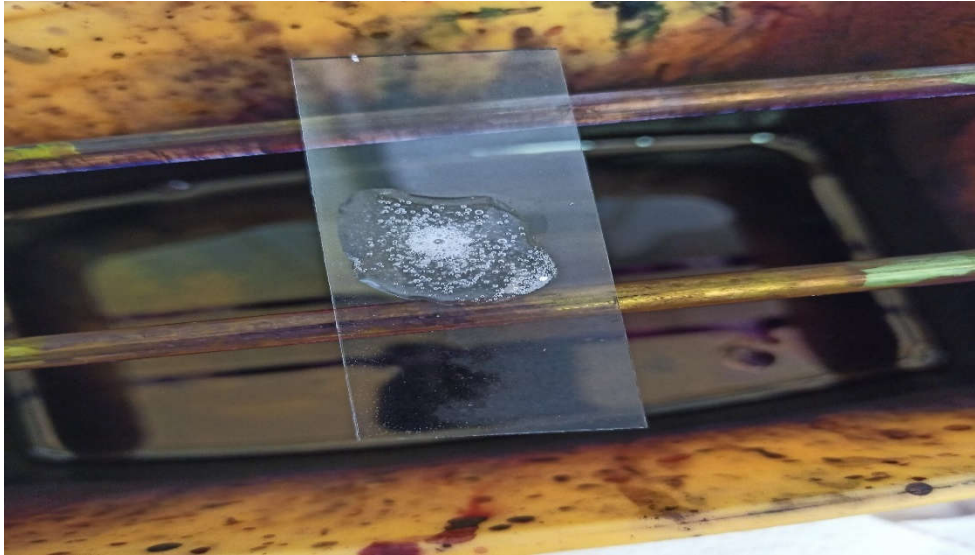


Photo n°08: Test catalase (+).

1.2.3 Réaction d'oxydase

Dans le test d'oxydase la couleur de disque ne change pas vers le violet donc ces isolats ont été oxydase négative (Pas l'activité d'oxydase) (**Photo n°09**).

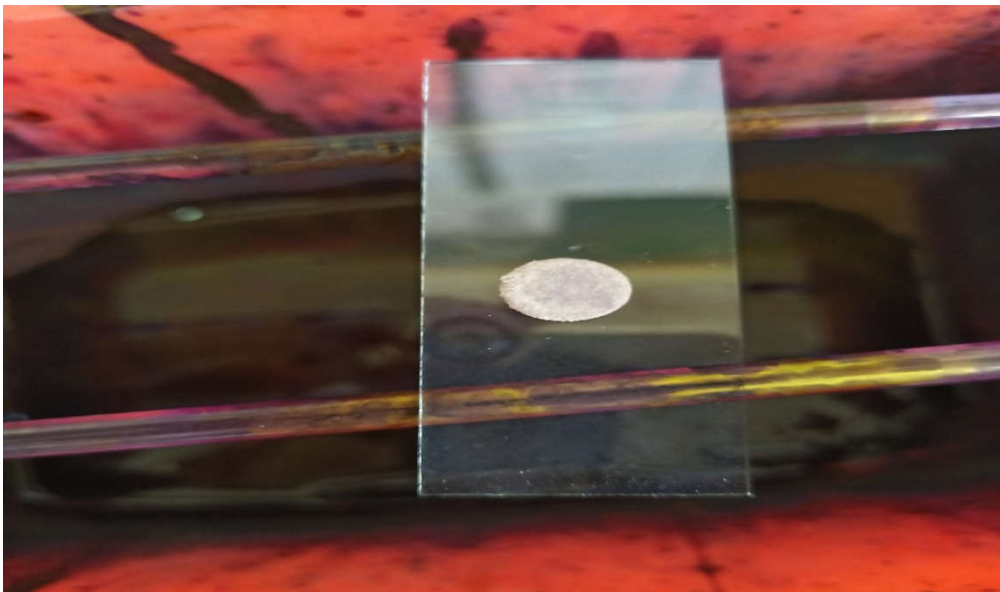


Photo n°09 : Test oxydase (-).

Résultats et Discussions

1.3 Identification biochimique des bactéries par galerie

D'après le graphe 06, selon les *coques*, on constate que, le pourcentage de la charge bactérienne de l'espèce *staphylococcus xylosum* et *lentus*, avant la pose des éponges, a été égale à 25%, et 0% respectivement tandis qu'après le retrait, on remarque une augmentation avec un pourcentage de 75% et 25% respectivement. Contrairement à l'espèce *staphylococcus chromogène*, il est remarquable que le pourcentage de la charge bactérienne, a été en diminution après le retrait des éponges de 25% vers 0%.

Selon les *bacilles*, on constate que, le pourcentage de la charge bactérienne de l'espèce *Escherichia coli 1* avant la pose des éponges a été égal à 50%, par contre après le retrait des éponges, on constate une augmentation avec un pourcentage de 100% (Figure 21) (Photo n°10).

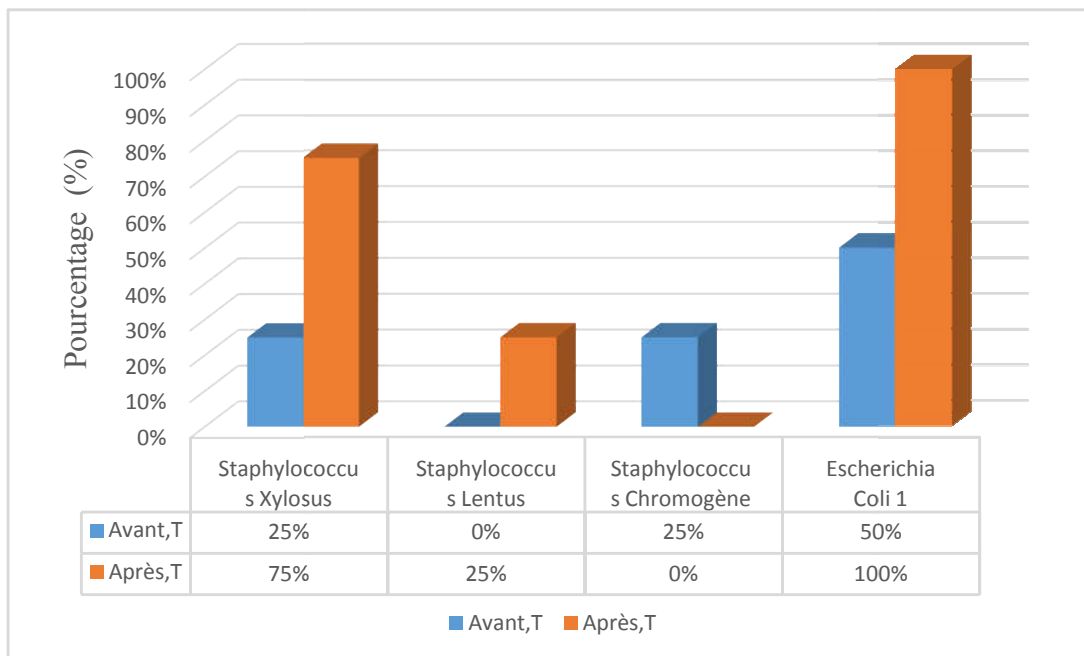


Figure 21 :Le pourcentage des espèces bactériennes avant et après le traitement.

Résultats et Discussions



Photo n°10 : La détermination des espèces bactériennes à l'aide du profil numérique et logiciel.

Selon l'étude de (Ciência et Santa,2016) ; Tous les animaux étudiés ont présenté une vaginite six jours après la mise en place des implants, avec signes cliniques typiques tels que une augmentation considérable de la charge microbienne, indépendamment du type d'implant et de la présence de progestérone.

Les résultats suggérant que l'utilisation d'implants intravaginaux à base de progestatif chez les brebis saines peut devenir un facteur de prédisposition à la vaginite, mais démontrent également l'effet de l'implant physique en soi (Suarez et al, 2006 ;Sargison et al, 2007 ; Yesilmen et al, 2008).

Une découverte inattendue concerne la dynamique de la population microbienne. Bien qu'une augmentation du nombre de bactéries après la pose d'implants ait été signalée (Suarez et al, 2006 ; Yesilmen et al, 2008).

Une courte exposition au lutéale ou à la progestérone exogène compromet les fonctions immunologiques dans l'appareil reproducteur, ce qui, chez certains animaux, y compris les brebis, rend l'utérus plus sensible aux infections (Lewis, 2003 ;Seals et al, 2003). Néanmoins, les animaux témoins qui ont utilisé des éponges intravaginales sans progestatif, ont également développé une vaginite, ce qui montre que l'action de l'hormone n'est peut-être pas le seul facteur déclenchant de l'infection, comme l'ont suggéré Yesilmen et al.(2008).Ainsi, les preuves suggèrent que l'action physique du dispositif d'implantation serait

Résultats et Discussions

capable de provoquer des réactions inflammatoires indépendantes des hormones et de modifier l'environnement vaginal (Suarez et al, 2006 ; Yesilmen et al, 2008). De plus, la présence d'implants peut également faciliter l'invasion et l'adhésion de bâtonnets Gram-négatifs d'origine fécale.⁷

Selon les études précédentes de (Swartz, 2014), les brebis traitées à l'éponge pendant 14 jours présentaient une incidence plus élevée de *Salmonella spp*, et de *Staphylococcus aureus*, et surtout de *Staphylococcus aureus*. Les deux *Salmonella spp*, et *S. aureus* ont déjà été associés à une vaginite aérobie provoquant une augmentation de la réponse immunitaire inflammatoire (Ley et al, 1980 – Donders et al, 2002), et spécifiquement pour les moutons, des problèmes de reproduction ultérieurs (Shallali et al, 2001 – Cortés et al, 2013). En particulier, *S. aureus* est considéré comme un habitant de la vulve et du vagin et identifié comme l'agent causal le plus commun de la vaginite purulente chez les brebis (Bragança et al, 2017 – Donders et al, 2002), ce qui est cohérent avec la présence d'écoulements vaginaux purulents lors du retrait de l'éponge.

D'après l'étude de (Yaseen et al, 2019), les résultats ont révélé que neuf isolats bactériens ont été identifiés dans différents pourcentages chez les moutons et les chèvres. Les micro-organismes isolés comprennent *E.coli*; *Staphylococcus aureus* ; *Staphylococcus spp* ; *Salmonella spp* ; *Streptococcus spp* ; *Proteus spp* ; *Bacillus spp* ; *Klebsiella spp* et *Corynebacterium spp*. Ces résultats sont en accord avec ceux des chercheurs précédents : Manes et al, 2010 et Al-Zubaidi et al, 2013. Ces chercheurs ont approuvé l'isolement de nombreuses bactéries de la cavité vaginale des moutons et de chèvres et ont trouvé les facteurs d'impact des bactéries isolées sur l'apparition de l'infertilité et des problèmes de l'appareil reproducteur. Par ailleurs, Al-Delemi (2005) a déclaré que plusieurs types de bactéries présents dans l'appareil génital féminin. Parallèlement, Zaid (2009) a rapporté l'isolement de 12 types différents de bactéries dans le système génital féminin. L'isolement de 12 types différents de bactéries de l'appareil génital et a approuvé la probabilité de présence de plus d'un type de bactéries dans les mêmes écouvillons. Cependant, de nombreuses études ont montré que ces bactéries étaient des résidents normaux du vagin antérieur chez les chèvres et les brebis (Bukar, 2007 ; Mshelia et al, 2014). *E. coli* était la première bactérie dominante chez les chèvres, avec un taux de 15,4 %. De plus, *Klebsiella* a été isolée en tant que deuxième bactérie dominante. Ces résultats sont en accord avec les recherches précédentes (Al-Hilli et Ajeel, 2015), qui ont déclaré que *E. coli* était l'isolat dominant des écouvillons vaginaux des chèvres et que *Klebsiella* était la deuxième dominante. De plus, El-Arabi et al, (2013) ont mentionné que *E.coli* et *Streptococcus spp* étaient les bactéries prédominantes.

Résultats et Discussions

Et c'est le cas dans notre étude ; le résultat obtenu indique la dominance des *entérobactéries* par rapport au taux des *staphylococcus*.

Une hypothèse pour la prévalence de bactéries opportunistes est que le fil du dispositif contenant du progestatif, qui reste exposé, constitue un facteur prédisposant qui transporte des micro-organismes externes dans l'appareil reproducteur. Le microbiote normal a été rétabli dans la semaine suivant le retrait des éponges avec le retour du staphylocoque comme microorganisme prédominant (**Oliveira et al, 2013**).

CONCLUSION

Conclusion

Les résultats de la présente étude indiquent que le dispositif intra vaginal (éponge) peut affecter les caractéristiques de l'écoulement de mucus, pH et bactériologique.

Presque toutes les chèvres traitées avec des éponges intravaginales présentaient des pertes vaginales purulent et/ou hémorragique chez 100% des chèvres traitées pendant 14 jours.

Le pH vaginal et le microbiote ont changé au moment de la pose par rapport aux retrait des éponges, où le pH était d'environ de 7,33 et 6,21 respectivement et les chèvres ont montré une incidence plus élevée de *E.coli* par rapport au *staphylococcus*.

Cette étude devra être développer en vue d'exploiter beaucoup plus la flore vaginales afin d'identifier les différentes bactéries responsable des réactions inflammatoires avant et après le traitement de la SC avec les éponges vaginale sur un cheptel plus étendu prenant en considération le choix raisonnable des produits alternative naturels au but d'éviter toutes les infections vaginales et les résidus des produits chimiques qui peuvent être nocive sur la santé animale et qui affecte négativement sur la reproduction.

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

Références bibliographiques :

A

- Abecia J,A, Forcadaa F, Gonzalez-Bulnesb A; 2012. Hormonal control of reproduction in small ruminants, *Animal Reproduction Science*130; 173-179.
- Akusu M.O, Osuagwuh A.I.A, Akpokodje J.U, Egbunike G.N, 1986. «Ovarian activities of the west African goat (*capra hircus*) during oestrus». *J. Rprod. Fert.*, 78, 459-462.
- Al- Hilli Z.B. and Ajeel H.H. Isolation and Identification of Bacterial Flora from Vagina in Normal Ewes (Slaughter and Living Ewes). (*IOSR-JPBS*), 2015; **10**(6): 01-04.
- Al-Delemi, D.H.J. The normal bacterial flora in the vaginal cavity of Iraqi cows, sheep, goats and camels during the luteal phase. *Al-Qadisiya J. Vet. Med. Sci.*, 2005; **4**(1): 23-29.
- Al-Delemi, D. H. J. (2002). The uterine bacterial flora of reproductive tract of the Al-Hamedawi, T.M.; Khammas, D.J.; Al-Ubaidi, A.S. Effect of estrus synchronization on vaginal flora and subsequent fertility in ewes. *Iraqi J. Vet. Sci.* 2003, *16*, 73–79.
- Al-Hilali, H.A. & Al-Delemi, D.H.(2001).The uterine bacterial flora of normal Al-Zubaidi, S.F.; Hasson, S.O., and Ajeel, H.H. Isolation and identification of microflora species at different levels of the ewe genital tract. *J. Agric. Vet. Sci.*, 2013; **6**: 54-57. <https://doi.org/10.9790/2380-0635457>
- Azawi, O. I.; Ali, J. B. & Ali, D. S. (1995). Non-specific genital tract microflora of Aziz, D. M.; Al-Sultan, M. A. H. & Al-Jawally, E.A.K. (2000). Uterine microflora Baril. G, Chemineau. P et Cognie. Y, « Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les Ovins et les Caprins ». (1993).

B

- Barone. R, « Anatomie comparée des animaux domestiques. Splanchnologie ». Edition Vigot. (1990).
- Barone. R, « Anatomie comparée des animaux domestiques. Tome 03 : Splanchnologie, Appareil uro-génital, péritoine et topographie abdominale ». (1978).
- Beckers. JF, « Cours de Reproduction ».Université de Liège. Faculté de Médecine Vétérinaire. (2002).
- Bonnes. G, Desclaude. J, Drogoul. C, Gadoud. R, Jussiau. R, Le Loc'h. A, Montmeas. L et Robin. J, « Reproduction des mammifères d'élevage ». Les éditions FOUCHER Collection INRAP, (1988).
- Bossis, N, Caramelle-Holtz, E, Guinamard, C, De Cremoux, R, 2008. Maitrise de la saisonnalité, produire du lait au bon moment pour répondre aux attentes des entreprises et des éleveurs. (Collection résultats No, 12 08 55 016). Institut de l'elvage.

Références Bibliographiques

- 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).
- Bragança, J.F.M.; Maciel, J.M.; Girardini, L.K.; Machado, S.A.; da Rocha, J.F.X.; Tonin, A.A.; da Rocha, R.X. Influence of a device intravaginal to synchronization/induction of estrus and its reuse in sheep vaginal flora. *Comp. Clin. Pathol.* **2017**, *26*, 1369–1373.
- Bressou. H, « Anatomie régionale des animaux domestiques, Tome II ». Edition J-B. BAILLIÈRE. Paris (1978).
- Brice G, 2003. « Le photopériodisme en production caprine ». Groupereproduction caprine
- Broqua. C, Bossis. N, Cherbounier. J, Poupin. B, Fouilland. C, Jenot. F, Lauret. A et Letourneau. P, « La mamelle. Anatomie et sécrétion du lait ». L'éleveur de chèvre. Vol. 4, (avril 1998).
- Buggin. M, « Le développement embryonnaire caprin in vitro : étude des conditions de culture et application au choix d'un protecteur ». Th. Méd. Vét. Nantes, vol 23, (1990).
- Bukar-Kolo, Y.M.; Amin, J.D. and Zaria, L.T. Bacterial flora of the anterior genitalia of Sahelian doe in Maiduguri- Borno state, Nigeria. *Nig. Vet. J.*, 2007; **28**: 60- 62.
<https://doi.org/10.4314/nvj.v28i2.3558>

C

- Cartier S, 1983. « Physiologie de la reproduction chez la, aspect pratique de son endocrinologie ». Thèse Alfort.
- Chatelin. E, « Atlas d'anatomie de la chèvre » Edition INRA, 75007 paris. (1987).
- Chemineau P, Delgadillo J.A, 1994. « Neuroendocrinologie de la reproduction chez les caprins » INRA. Prod. Anim. 7 (5), 315-326.
- Chemineau P, Malpaux B, Guerin Y, Maurice F, Daveau A, Pelletier J, 1992b. « Lumière et mélatonine pour la maîtrise de la reproduction des ovins et des caprins ». Annales de zootechnie, 41, 247-261.
- Chemineau P, Martin G.B, Saumaude J, Normant E, 1988. « Seasonal and hormonal control of pulsatile LH secretion in the dairy goats ». *Caprahircus. J. Reprod. Fert.* 89, 91-98
- Chemineau. P, « Le désaisonnement des chèvres par la lumière et la mélatonine ». La chèvre, vol 174, (1989), 29-32.
- Chemineau. P, Gautier. D, Poiriar. JC et Saumande. J, « Plasma levels of LH, FSH, Prolactin, Oestradiol 17 β and progesterone during natural and induced oestrus in the dairy goat ». *Theriogenology*, vol 17, (1982), 313-323.
- Ciência Rural, Santa Maria, v.46, n.4, p.632-636, abr, 2016

Références Bibliographiques

Cohen, L. Influence of pH on vaginal discharges. *Br. J. Vener. Dis.* 1969, 45, 241–247.

Corcy. JC, « La chèvre » La maison rustique. (1991).

Corteel JM, Leboeuf B and Baril G 1988 Artificial breeding of adult goats and kids induced with hormones to ovulate outside the breeding season. *Small Rumin Res.* 1:19–35.

Cortés-López, N.G.; Abad-Zavaleta, J.; Bravo-Delgado, H.R.; Meza-Villalvazo, V.M.; Sachman-Ruiz, B.; García-Arellano, C.; Ventura, S.T. Effect of fluorogestone acetate on the vaginal microbiota from ewes Pelibuey in the Papaloapan region. *Trop. Subtrop. Agroecosyst.* **2013**, 16, 309–314.

Cows, sheeps, goats and camels during the luteal phase. *Al-Qadisiya J. Vet. Med. Sci.*, 4 (1): 23-29

Cross. PC et Mercer. KL, « Ultra structure cellulaire et tissulaire. Approche fonctionnelle ». 1993. Traduit de l'anglais par : Demef. J-F et Haumont. S, (1995).

D

Deriveaux.J et Ectors. I, « Physiopathologie de la gestation et obstétrique vétérinaire ». Edition le point vétérinaire. Maison Alfort. (1980).

Dial G, Wiseman B.S, Ott R.S, Smith A.L, Hixon J.E, 1985. «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*, 23, 351-360.

Donders, G.G.G.; Vereecken, A.; Bosmans, E.; Dekeersmaecker, A.; Salembier, G.; Spitz, B. Definition of a type of abnormal vaginal flora that is distinct from bacterial vaginosis: Aerobic vaginitis. *Br. J. Obstetr. Gynecol.* **2002**, 109, 34–43.

Driancourt. MA, Gougeon. A, Monniaux. D, Royere. D, et Thibault. C, « Folliculogénèse et ovulation ». Dans « la reproduction chez les mammifères et l'homme ». Eds : THIBAUT. C, LEVASSEUR. M-C, Edition INRA Ellipses. (2001).

Drion. PV et Beckers. JF, « Physiologie de la Reproduction » FMV, ULg. Version (2002-2003).

E

El-Arabi A.A.; Taylor D.J.; Logue D.N. and Benothman M. Isolation and Identification of Bacterial Flora from Reproductive Tracts of Normal Ewes in Glasgow. *J. Vet. Adv.*, 2013; **3**(10): 275-280. I., 2011.

G

Gatti, M.; Zunino, P. and Ungerfeld, R. (2011). Changes in the aerobic bacterial mucous load after treatment with intravaginal sponges in an estrous ewe: effect of medroxi progesterone acetate and antibiotic treatment use. *Reprod. Dom. Anim.*, 46:205208.

Références Bibliographiques

H

- Hafez, E.S.E., 1993. *Reproduction in farm animals*, 6th ed. Lea and Febiger.
- Hanzen C 2004. « L'anoestrus saisonnier des petits ruminants ». Cours de reproduction, université de Liège, Belgique
- Hashemi, M.; Safadarian, M. and Kafi, M. (2006). Estrous response to synchronization of estrus using different progesterone treatments outside the natural breeding season in ewes. *Small Rumin. Res.*, 65:279-283.
- Holtz, W , 2005. Recent developments in assisted reproduction in goats. *Small Ruminant Research* 60, 95-110.
- Horton E.W, Polyser N.L, 1976. «Uterine luteolytic hormone: a physiological role for prostaglandine F2 α ». *J. Am. Physiol.*, 56, 595-651
- <https://digestion.ooreka.fr/astuce/voir/652349/flore-commensale>.

K

- KANAI Y, Ishikawan, Pulsatilité. Secretion of lutrinizing hormone and plasma levels of ovarian steroids during the estrus cycle in the Shida goat *Jpn J Anim Reprod*, 1988, 34, 105-110.

L

- Lafri. M, « Cours polycopiés de physiologie de la reproduction. 1^{ère} partie ». A l'usage des étudiants de post graduation. Université Saad DAHLAB- BLIDA. (2003).
- LATIOTIS, V. et al. L'effet de la mélatonine sur l'agnelage et la taille de la portée chez les brebis laitières après avoir avancé la saison de reproduction avec progestatif et PMSG suivi d'une insémination artificielle v.31, p.79-81, 1998
- Ley, W.B.; Bowen, J.M.; Mathewson, J.J. Salmonella-induced vaginitis. *Vet. Med.* **1980**, 75, 1417–1419.

M

- Manes, J.; Campero, C.; Hozbor, F.; Alberio, R.; Ungerfeld, R. Vaginal histological changes after using intravaginal sponges for oestrous synchronization in anoestrous ewes. *Reprod. Domest. Anim.* 2015, 50, 270–274.
- Manes, J.; Fiorentino, M.A.; Hozbor, F.; Paolocchi, F.; Alberio R. and Ungerfeld, R. (2013). Changes in the aerobic vaginal bacteria load and antimicrobial susceptibility after different oestrous synchronization treatments in goats. *Anim. Prod. Sci.*, 53: 555–559.

Références Bibliographiques

Manes, J.; Fiorentino, M.A.; Kaiser, G.; Hozbor, F.; Alberio, R.; Sanchez, E. and Paolicchi, F. Changes in the aerobic vaginal flora after treatment with different

Manes, J.; Hozbor, F.; Alberio, R. and Ungerfeld, R. (2014). Intravaginal placebo sponge affects negatively the conception rate in sheep. *Small Rumin. Res.*, 120:108–111.

Martins, G.; Figueira, L.; Penna, B.; Brandao, F.; Varges, R.; Vasconcelos, C. and Lilenbaum, W. (2009). Prevalence and antimicrobial susceptibility of vaginal bacteria from ewes treated with progestin-impregnated intravaginal sponges. *Small Rumin. Res.*, 81:182-184.

Menchaca, A. and Rubianes, E. (2004). New treatments associated with timed artificial insemination in small ruminants. *Reprod. Fertil. Dev.*, 16:403–413.

Monniaux D, Maudon-Pepin B, Monget P; 1999. L'atrésie folliculaire : un gaspillage programmé Médecine- Science : n°2, vo115.

Mori Y, Kano Y, 1984. « Changes in plasma concentration of LH, progesterone and oestradiol in relation to the occurrence of luteolysis, oestrus and time of ovulation in the shiba goat » *Caprahircus. J. Reprod. Fert.*, 72, 223-230.

Mshelia, V.T.; Maina, V.A.; Okon, K.; Mamza1, S.A.; Peter1, I.D. and Egwu, G.O. Microbiological studies on genital infections in slaughtered ewes from tropical arid zone of Nigeria. *Sokoto Journal of Veterinary Sciences. J. Veterinary Sciences*, 2014; **12**(1): 18-22. <https://doi.org/10.4314/sokjvs.v12i1.3>

N

Nakano, F.Y.; de Barros, R.; Leão, F.; Sandro, C.; Esteves, S.C. Insights into the role of cervical mucus and vaginal pH in unexplained infertility. *Med. Express* 2015, 2, 1–8.

P

Pascal (<http://microbiologie medicale.fr/flore-commensale-vaginale/>)2016.

Penna, B.; Libonati, H.; Director, A.; Sarzedas, A.C.; Martins, G.; Felipe, Z., Fonseca, B.J.; Lilenbaum, W. (2013). Progestin-impregnated intravaginal sponges for estrus induction and synchronization influences on goat's vaginal flora and antimicrobial susceptibility. *Anim. Reprod. Sci.*, 142:71-74.

Pineda M.H, 2003. Female reproductive system. In: Pineda M.H (Ed) Iowa state press pp 293-341.

S

SARGISON, N.D. et al. Shiga toxin-producing *Escherichiacoli* as a perennial cause of abortion in a closed flock ofSuffolk ewes. **Veterinary Record**, v.160, p.875-876,2007. Available from: <<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/17586793>>. Accessed: Feb. 15, 2015.

Références Bibliographiques

- Scheibel, P et Zerbe, H, 2000. Effect of progesterone on the immune system in consideration of bovine placental retention. *Dtsch Tierar. Wochenschr*, 107(6): 221-227.
- SEALS, R.C. et al. Uterine response to infectious bacteria in estrouscyclic ewes. **American Journal of Reproductive Immunology**,v.49, p.269-278, 2003. Available from: <<http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1034/j.1600-0897.2003.00039.x/abstract;jsessionid=65DED6E1E45D24018E895130BF85E45A.f04t01>>. Accessed:Nov. 27, 2014. Doi: 10.1034/j.1600-0897.2003.00039.x.
- Shallali, A.A.; Hussein, A.M.; Salih, M.M.; Dafalla, E.A. A preliminary report on bacteria isolated from the female genital tract of Sudanese sheep and goats. *Sudan J. Vet. Res.* **2001**, *17*, 55–63.
- Soltner. D, « Zootechnie générale. Tome1, la reproduction des animaux d'élevage ». Edition, INRA. Science et technique agricole. (1993).
- SUÁREZ, G. et al. Changes in the aerobic vaginalbacterial mucous load and assessment of the susceptibilityto antibiotics after treatment with intravaginal sponges inanestrous ewes. *SmallRuminant Research*, v.63, p.39-43, 2006. Available from: <http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0921448805000386>>. Accessed: Nov.21, 2014. Doi: 10.1016/j.smallrumres.2005.01.011.
- Sulake Fadhil Abbas Al-Zubaidi¹; Zina Bakir Abdul-Hussain² and Iman FadhilAbdulHussain³, Vaginal microflora in ewes after estrus synchronization with intravaginal sponges*The Iraqi Journal of Veterinary Medicine*, 41(2):67-71.
- Sutherland S. R. D., a. Progesterone concentration and pulstile LH secretion during normal oestrous cycles in Angora-cross does. Animal Science Congress, Hamilton, New Zealand, Feb 1-6, p. 246. (1987).
- Sutherland S.R.D, Lindsay D.R, 1991. « Ovariectomised does do not require progesterone priming for oestrus behaviour ». *Reprod. Fert. Rev.*, 3 (6), 679-84
- Sutherland S.R.D, Lindsay D.R, 1991. « Ovariectomised does do not require progesterone priming for oestrus behaviour ». *Reprod. Fert. Rev.*, 3 (6), 679-84
- Swartz, J.D.; Lachman, M.; Westveer, K.; O'Neill, T.; Geary, T.; Kott, R.W.; Berardinelli, J.G.; Hatfield, P.G.; Thomson, J.M.; Roberts, A.; et al. Characterization of the vaginal microbiota of ewes and cows reveals a unique microbiota with low levels of lactobacilli and near-neutral pH. *Front. Vet. Sci.* 2014, *1*, 19

Références Bibliographiques

Thibault. C, Beaumont. A et Levasseur. MC, « La reproduction des vertébrés ». Edition MASSON. Paris. (1998).

V

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

Vasconcelos, C.O; Brandão, F.Z.; Martins, G.; Penna, B.; Fabjan, J. M. and Lilenbaum, W. (2016). Qualitative and quantitative analysis of bacteria from vaginitis associated with intravaginal implants in ewes following estrus synchronization. *Ciência Rural*, Santa Maria, 46(4):632-636

W

Wildeus, S. (2000). Current concepts in synchronization of estrus: sheep and goats. *J. Anim. Sci.*, 77:1-14.

Y

Yaseen *et al.* *J Pure Appl Microbiol*, 13(4), December 2019 Article 5832 | doi 10.22207/JPAM.13.4. Print ISSN: 0973-7510; E-ISSN: 2581-690X

YESILMEN, S. et al. The effect of progestagen on the changes of the vaginal flora arising from intravaginal sponge treatment and susceptibility of the vaginal flora to antibiotics in ewes. *Journal of Animal and Veterinary Advances*, v.7, p.1418-1421, 2008. Available from: <<http://docsdrive.com/pdfs/medwelljournals/javaa/2008/1418-1421.pdf>>. Accessed: Dec. 12, 2014.

LEWIS, G.S. Role of ovarian progesterone and potential role of prostaglandin F_{2α} e prostaglandin E₂ in modulating the uterine response to infectious bacteria in postpartum ewes. *Journal of Animal Science*, v.81, p.285-293, 2003. Available from: <<http://www.animalsciencepublications.org/.../1/285>>. Accessed: Jan. 04, 2015.

Yesilmen, S.; Ozyurtlu, N.; Kucukaslan, I. and Altan, F. (2008). The effect of progestagen on the vaginal flora arising from intravaginal sponge treatment and susceptibility of the vaginal flora to antibiotics in ewes. *J. Anim. Vet. Adv.*, 7: 1418-1421.

Z

Zaid, N.W. Vaginal flora of Iraqi sheep and goats during different reproductive stages. *Al-Anbar J. Vet. Sci.*, 2009; 2(1): 25-30.

Zarrouk A, Souilem O, Drion P-V, Beckers J-F, 2001. « Caractéristiques de la reproduction de l'espèce caprine ». *Ann. Méd. Vet*, 145, 98-105

Références Bibliographiques

ANNEXEX

Annexe 01

1. La coloration de Gram

1.1 But

La coloration de gram sert à différencier les bactéries grâce à la composition de leur membrane. Ainsi, nous notons l'existence de gram + et de gram -. Cette coloration, rapide à réaliser permet également de connaître la forme des bactéries observées (coques, bacilles...).

1.2 Méthode

1.2.1 Réalisation du frottis

Elle nécessite d'avoir un frottis fixé, soit :

1. Par l'alcool durant 5 minutes (et rinçage à l'eau).
2. Plus classiquement en effectuant une fixation simple à l'eau et à la flamme selon les indications suivantes : sur une lame, déposer une goutte d'eau stérile. Ajouter à l'anse de platine stérilisée une goutte de la colonie isolée. Étaler et fixer à la chaleur à environ 40°C pendant 10 à 15 minutes. Poser la lame séchée sur le portoir reposant sur un bac de coloration.

1.2.2 Réalisation de la coloration

Voici succinctement les différentes étapes de cette coloration :

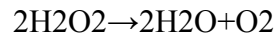
1. Coloration par le violet de gentiane (colorant basique) ou cristal violet. Laisser agir de 30 secondes à 1 minute. Rincer à l'eau déminéralisée.
2. Mordançage au lugol (solution d'iode iodo-iodurée) : étaler le lugol et laisser agir 20 secondes ; rincer à l'eau déminéralisée. On peut réaliser une deuxième fois l'opération identiquement pour plus de sécurité.
3. Décoloration (rapide) à l'alcool (acétone) ; verser goutte à goutte l'alcool ou un mélange alcool-acétone sur la lame inclinée obliquement, et surveiller la décoloration (5 à 10 sec) le filet doit être clair à la fin de la décoloration. Rincer sous un filet d'eau déminéralisée.
4. Recoloration à la fuschine. Laisser agir 30sec à 1min. Laver doucement à l'eau déminéralisée. Sécher la lame sur une platine chauffante à 40°C, 10 à 15 min.
5. Observer avec une goutte d'huile à immersion, observer à l'objectif X100.

Annexe 02

2. Test de la catalase

2.1 PRINCIPE

Cette enzyme est produite en abondance par les bactéries à métabolisme respiratoire (AS et AAF) qui peuvent détruire les peroxydes. La catalase est une enzyme qui catalyse :



La plupart des microorganismes aérobie possède une catalase, en particulier les bacilles gram négatifs. Son absence est donc un critère d'identification intéressant.

Le rôle des peroxydases ou des catalase contenues dans les peptones ou dans certains additifs (sang ...) des milieux est déterminant pour permettre le développement aérobie des bactéries catalase négative comme les *streptococcaceae*.

2.2 Technique

Sur une lame propre et sèche déposer une goutte de H₂O₂ a 10 volumes ;

A l'aide d'une pipette pasteur boutonnée ajouté l'inoculum bactérien ;

Observer immédiatement ;

Au contact d'une colonie isolée ou sur la pente d'une culture en gélose déposer une goutte de H₂O₂ ;

Observer immédiatement

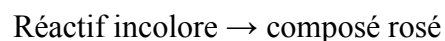
3. TEST OXYDASE

3.1 PRINCIPE

Ce test permis de mettre en évidence une enzyme : la Phénylène Diamine oxydase des bactéries à partir de leur culture en milieu gélosé.

Cette enzyme est capable d'oxydé un réactif : le N diméthyle paraphénylène diamine

Ce réactif est incolore et en présence de l'enzyme, il libère un composé rose-rouge, noircissant à l'aire



3.2 Technique

Le réactif peut se trouver sous deux formes :

Soit en solution : sur une lame de verre, déposer un carré de papier filtre et l'imbiber d'une solution fraîchement préparés de réactif ;

Soit sous la forme d'un disque pré-imprégné par le réactif.

Dans les deux cas, écraser avec une effilure de pipette pasteur une colonie de germes a étudié sur ce papier (instruments n'oxydant pas le réactif).

Annexe 03

3.1 Api staph

3.1.1 Principe

La galerie Api Staph est un système standardisé pour l'identification du genre *Staphylococcus*. Elle comprend des tests biochimiques miniaturisés et se présente sous forme de 20 microtubes contenant des substrats déshydratés. Les tests sont reconstitués en inoculant les micros tubes avec une suspension bactérienne réalisée dans API Staph medium.

Les réactions produites pendant la période d'incubation se traduisent par des virages colorés spontanés ou révélés par l'addition de réactifs. La lecture de ces réactions se fait à l'aide du tableau de lecture figurant dans la fiche technique et l'identification est obtenue à l'aide d'un logiciel d'identification.

3.1.2 Technique

Avant de retirer la galerie de son emballage, les alvéoles présentes dans le fond de la boîte ont été remplies d'une faible quantité d'eau distillée afin de créer une atmosphère humide. La galerie a été placée ensuite dans le fond de la boîte. La galerie a été ensuite inoculée par une suspension bactérienne préparée à l'échelle 0.5 McFarland en remplissant soit les micotubes uniquement, soit les microtubes et les cupules pour les tests encadrés ou en ajoutant l'huile de paraffine dans les cupules pour les tests soulignés exigeant l'anaérobiose. L'incubation de la galerie a été réalisée à 37°C pendant 24heures.

3.1.3 Lecture et identification

Après incubation, la lecture de la galerie a été faite en se référant au tableau de lecture et l'identification du profil numérique a été faite à l'aide d'un logiciel.

3.2 Api 20^E

3.2.1 Principe

La galerie Api 20 E comporte 20 microtubes contenant des substrats déshydratés. Les microtubes sont inoculés avec une suspension bactérienne qui reconstitue les tests. Les réactions produites pendant la période d'incubation se traduisent par des virages colorés spontanée ou révélés par l'addition de réactifs. . La lecture de ces réactions se fait à l'aide du tableau de lecture figurant dans la fiche technique et l'identification est obtenue à l'aide d'un logiciel d'identification.

3.2.2 Technique

Avant de retirer la galerie de son emballage, les alvéoles présentes dans le fond de la boîte ont été remplies d'une faible quantité d'eau distillée afin de créer une atmosphère humide. La

galerie a été placée ensuite dans le fond de la boîte. La galerie a été ensuite inoculée par une suspension bactérienne préparée à l'échelle 0.5 McFarland en remplissant soit les micotubes uniquement, soit les microtubes et les cupules pour les tests encadrés ou en ajoutant l'huile de paraffine dans les cupules pour les tests soulignés exigeant l'anaérobiose.

L'incubation de la galerie a été réalisée à 37°C pendant 24heures.

3.2.3 Lecture et identification

Après incubation, la lecture de la galerie a été faite en se référant au tableau de lecture, et l'identification du profil numérique a été faite à l'aide d'un logiciel.