

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université Ibn Khaldoun –Tiaret–

Institut des Sciences Vétérinaires



Thèse

En vue de l'obtention du diplôme de Doctorat 3^{ème} cycle

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Vétérinaires

Spécialité : Anatomie pathologique et cytologie vétérinaire

Thème

**Etude Anatomopathologique de l'Appareil Génital de la
Chèvre**

Présentée par : RENNAK KHEDIDJA

Soutenu publiquement le : 08/12/2024

JURY

Président: HEMIDA Houari

Directrice de thèse : CHIKHAOUI Mira

Co- Directrice de thèse : MAHOUZ Fatima

Examineurs : ADLI Djallale edine Houari

BOUMEZRAG Assia

BENHANIFIA Mokhtar

GRADE

Pr

Pr

MCA

Pr

MCA

MCA

UNIVERSITÉ

Université de Tiaret

Université de Tiaret

Université de Tiaret

Université de Saida

Université de Tiaret

Université de Mascara

Année universitaire 2024-2025

Remerciement

En premier lieu, j'adresse ma reconnaissance à **ALLAH** le tout-puissant de m'avoir donné la santé et la volonté d'entamer et de terminer ce travail.

Je tiens également à remercier chaleureusement les **membres du jury** pour leur compréhension, leur disponibilité, et le temps précieux qu'ils ont consacré à l'examen de cette thèse.

Mes remerciements s'adressent à **Mr. HEMIDA Houari**, professeur à l'Institut des Sciences Vétérinaires de l'Université de Tiaret, pour m'avoir fait l'honneur d'accepter la présidence de mon jury de thèse. Je lui exprime mon plus profond respect et mes plus sincères remerciements.

Je tiens à exprimer ma gratitude à **Mr. ADLI DJALLALE EDINE Houari**, professeur à l'Université de Saida, pour avoir accepté de rejoindre ce jury de thèse. Je lui adresse mes remerciements les plus sincères.

Je remercie chaleureusement **Mme BOUMEZRAG Assia**, maître de conférences A à l'Institut des Sciences Vétérinaires de l'Université de Tiaret, pour avoir accepté avec bienveillance de faire partie de ce jury de thèse. Je lui adresse mes remerciements les plus sincères.

Je souhaite exprimer ma sincère reconnaissance à **Mr. BENHENIFIA Mokhtar**, maître de conférences A à l'Université de Mascara, pour avoir accepté de rejoindre ce jury de thèse. Je lui adresse mes plus chaleureux remerciements.

Je tiens à exprimer ma profonde gratitude et mes sincères remerciements à ma directrice de thèse, **Mme CHIKHAOUI Mira**, professeur à l'Institut des Sciences Vétérinaires de l'Université de Tiaret. Je la remercie infiniment pour sa gentillesse, sa disponibilité, ses précieux conseils, ses orientations et le soutien qu'elle m'a apporté jusqu'à aujourd'hui.

Je souhaite à exprimer également ma profonde reconnaissance et ma sincère gratitude à ma co-directrice de thèse, **Mme MAHOUZ FATIMA**, maître de conférences A à l'Institut des Sciences Vétérinaires, de l'Université de Tiaret, pour sa disponibilité, ses conseils, et son aide.

Mes remerciements s'adressent également à **Mme SMAIL Fadhéla**, et **Mr SELLES Sidi Mohamed Amar**, maitres de conférences A à l'Institut des Sciences Vétérinaires, de l'Université de Tiaret pour leurs aides.

Je suis extrêmement reconnaissante à **Mr. AMARA K**, professeur à l'Institut des Sciences Vétérinaires de l'Université de Tiaret, pour sa contribution inestimable à la réalisation de ce travail.

Un merci spécial à l'ingénieur du laboratoire d'histopathologie, **BOUDALI Soumia**, à l'ingénieur du laboratoire de microbiologie, **AIT NAMANE Karima**, et à l'ingénieur du laboratoire de parasitologie, **BOUDJEMAA Djefal Ouda**, pour leur aide précieuse et leur collaboration.

Je souhaite exprimer mes sincères remerciements à **Mr. AGGAD H**, professeur à l'Institut des Sciences Vétérinaires de l'Université de Tiaret, ainsi qu'à **Mr. DOUCENE R**, ingénieur du laboratoire de reproduction animale de la ferme de l'Université de Tiaret, pour leur précieuse aide.

Je tiens également à remercier chaleureusement **Mme ABDALLAH Fatiha**, ingénieur du laboratoire d'amélioration et de valorisation des productions animales locales de l'Université de Tiaret, pour son soutien et sa gentillesse.

Je suis reconnaissante envers **Mme SMAIL Leila**, ingénieur du laboratoire de microbiologie à la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'Université de Tiaret, pour son aide précieuse.

Enfin, je remercie vivement **Dr SHAHEED Iman**, doyenne de la Faculté de Médecine Vétérinaire, ainsi que **Dr REFAAT Mhamad** et **Dr KHAIRY Asmaa**, responsables du laboratoire de pathologie numérique de l'Université du Caire, pour leur gentillesse, leur collaboration et leurs conseils avisés.



Dédicace

Je dédie ce modeste travail

À mes chers parents

Aux symboles de l'amour, de la gentillesse, des sacrifices, et de l'encouragement.

À mes sœurs : Meriem et ses enfants : Mohammed Mahdi et Abd EL-Rahmane, Kheira, Hannane, et Soumia

À tous les membres de ma famille

À mes amies : Yasmine, Amina, Batoul, Sabrina, Bochra, Kawtar

À tous ceux qui ont contribué à la réalisation de ce travail

À la promotion : 2015-2020



Table des Matières

Résumé	i
Liste des Abréviations	vi
Liste des Figures.....	vii
Liste des Tableaux.....	viii
Liste des Annexes	ix
INTRODUCTION.....	1

PREMIÈRE PARTIE : ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I : RAPPELS ANATOMIQUE ET HISTOLOGIQUE DE L'APPAREIL GÉNITAL DE LA CHÈVRE

I.1 Anatomie de l'appareil génital de la chèvre	3
I.1.1 Ovaire.....	3
I.1.2 Trompes utérines (salpinx).....	3
I.1.3 Utérus	3
I.1.4 Col.....	4
I.1.5 Vagin.....	4
I.1.6 Sinus uro-génital	4
I.2 Histologie de l'appareil génital de la chèvre	6
I.2.1 Ovaire.....	6
I.2.2 Trompes utérines.....	6
I.2.3 Utérus	7
I.2.4 Col.....	8
I.2.5 Vagin.....	8
I.2.6 Vestibule, clitoris, et vulve	8

CHAPITRE II : LÉSIONS DE L'APPAREIL GÉNITAL DE LA CHÈVRE

II.1 Lésions de l'ovaire.....	13
II.1.1 Anomalies de développement	13

II.1.1.1	Agénésie	13
II.1.1.2	Duplication	13
II.1.1.3	Hypoplasie	13
II.1.1.4	Hamartome ovarien	13
II.1.2	Lésions non inflammatoires	13
II.1.2.1	Kystes ovariens	13
II.1.2.2	Adhésions	14
II.1.2.3	Follicules atrétiques	15
II.1.2.4	Hémorragie	15
II.1.3	Lésions inflammatoires	15
II.1.3.1	Oophorite	15
II.1.4	Tumeurs de l'ovaire	15
II.1.4.1	Tumeurs des cellules germinales	16
II.1.4.2	Tumeurs des cordons sexuels	16
II.1.4.3	Tumeurs épithéliales	16
II.2	Lésions des trompes utérines	20
II.2.1	Hydrosalpinx	20
II.2.2	Salpingite	20
II.2.3	Pyosalpinx	20
II.3	Lésions utérines	23
II.3.1	Anomalies congénitales	23
II.3.1.1	Utérus didelphe	23
II.3.1.2	Utérus unicorne	23
II.3.2	Lésions non inflammatoires	23
II.3.2.1	Torsion	23
II.3.2.2	Rupture	23
II.3.2.3	Rétention des membranes fœtales	24
II.3.2.4	Atrophie de l'endomètre	24

II.3.2.5	Polypes.....	24
II.3.2.6	Hyperplasie endométriale.....	24
II.3.2.7	Endométriose.....	24
II.3.2.8	Hydromètre.....	25
II.3.3	Lésions inflammatoires.....	25
II.3.3.1	Endométrite.....	25
II.3.3.2	Métrite.....	25
II.3.3.3	Pyomètre.....	25
II.4	Lésions cervicales.....	29
II.4.1	Lésions non inflammatoires.....	29
II.4.1.1	Lésions congénitales.....	29
II.4.1.1.1	Hypoplasie cervicale.....	29
II.4.1.2	Kystes.....	29
II.4.1.3	Sténose.....	30
II.4.2	Lésions inflammatoires.....	30
II.4.2.1	Cervicite.....	30
II.5	Lésions du vagin et de la vulve.....	30
II.5.1	Lésions non inflammatoires.....	30
II.5.1.1	Hypertrophie de la vulve.....	30
II.5.1.2	Kystes.....	31
II.5.2	Lésions inflammatoires.....	31
II.5.2.1	Vaginite et vulvite post-partum.....	31
II.5.2.2	Vulvite granuleuse.....	31
II.5.3	Tumeurs.....	31
II.5.3.1	Carcinome épidermoïde de la vulve.....	31
II.6	Tumeurs de l'utérus, du col, et du vagin.....	31
II.6.1	Carcinome.....	31
II.6.2	Lymphome.....	32

II.6.3	Léiomyome.....	32
II.6.4	Leiomyosarcome	32
II.6.5	Adénome des glandes de Bartholin	32

DEUXIÈME PARTIE : ÉTUDE EXPÉRIMENTALE
--

CHAPITRE III : MATERIEL ET METHODES

III.1	Objectifs.....	34
III.2	Présentation générale de la wilaya de Tiaret.....	34
III.3	Population caprine dans la région de Tiaret.....	35
III.4	Matériel.....	37
III.4.1	Animaux de l'étude.....	37
III.4.2	Conception de l'étude.....	37
III.5	Méthodologie.....	37
III.5.1	Examen à l'abattoir.....	37
III.5.2	Examens de laboratoire.....	39
III.5.2.1	Etude morpho-métrique.....	39
III.5.2.2	Etude anatomo-pathologique.....	42
III.5.2.2.1	Examen macroscopique.....	42
III.5.2.2.2	Préparation des échantillons pour l'examen histo-pathologique.....	42
III.5.2.2.3	Examen microscopique.....	45
III.5.2.2.4	Immunohistochimie.....	47
III.5.2.3	Etude bactériologique.....	49
III.5.2.3.1	Prélèvements utérins.....	49
III.5.2.3.2	Diagnostic bactériologique.....	49
III.5.2.3.2.1	Isolement.....	49
III.5.2.3.2.2	Identification des bactéries.....	49
III.5.2.3.2.3	Antibiogramme.....	52

CHAPITRE IV: RESULTATS ET DISCUSSION

IV.1 Etude morphométrique.....	54
IV.1.1 Morphométrie en fonction de l'âge.....	54
IV.1.2 Morphométrie en fonction de la note d'état corporel.....	59
IV.1.3 Morphométrie en fonction des stades de gestation.....	61
IV.2 Etude anatomo-pathologique.....	63
IV.2.1 Lésions de l'appareil génital chez la chèvre Arbia.....	63
IV.2.2 Corrélations entre les lésions de l'appareil génital chez la race Arbia et les facteurs de risque.....	101
IV.2.3 Résultats de l'immunohistochimie.....	109
IV.3 Etude bactériologique.....	114
IV.3.1 Identification des souches.....	115
IV.3.2 Association bactéries-lésions.....	120
IV.3.3 Antibiogramme.....	123
CONCLUSION ET PERSPECTIVES.....	126
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	128
ANNEXES	

Résumé

La chèvre (*Capra aegagrus hircus*) est une espèce domestique d'une grande importance économique et sociale dans de nombreuses régions du monde. Cependant, la santé reproductive des chèvres est un facteur déterminant pour l'efficacité de la production des élevages caprins. Les affections de l'appareil génital peuvent entraîner des pertes économiques significatives en affectant la fertilité et la productivité des troupeaux. La présente étude a pour objectif de déterminer la morphométrie de l'appareil génital de la chèvre Arbia (poids, longueur, largeur, et épaisseur de chaque organe excepté le vagin), de rechercher les lésions macroscopiques et microscopiques du système reproducteur de la chèvre abattue dans la région de Tiaret, ainsi que la caractérisation des bactéries colonisant l'utérus et leur résistance. Un total de trois-cent douze appareils génitaux a été inclus dans cette étude, l'examen anté-mortem a permis de classer les animaux en trois groupes en fonction de leur âge, et de leur note d'état corporel, et en deux groupes selon le stade de gestation. Les mesures de tous les segments de l'appareil génital de la chèvre Arbia ont été réalisées. L'examen post-mortem a permis de caractériser les lésions macroscopiques, les organes lésés ont été soumis à des examens histo-pathologiques. Des prélèvements utérins ont été réalisés pour l'identification ultérieure des bactéries. La morphométrie de l'appareil génital de la chèvre de la race Arbia varie en fonction de l'âge, de la note d'état corporel, et les stades de gestation. Chez la race Arbia, l'étude anatomo-pathologique a révélé une prédominance des lésions ovariennes (26,04%), suivi par les lésions utérines (13,83%), puis celles des trompes de Fallope (10,17%), et enfin les lésions cervicales (2,85%). Il s'agit du premier rapport de kystes de la séreuse ovarienne et d'adénome de la trompe utérine chez la chèvre non gestante de la race Arbia, et de cystadénome de l'ovaire chez la chèvre gestante de la race Arbia. L'âge et la note d'état corporel sont des facteurs de risque pour l'apparition des lésions génitales chez la chèvre Arbia. L'étude bactériologique a révélé que 63,1% des prélèvements étaient positifs. Parmi les bactéries isolées, *E.coli* était prédominante (25%), suivie de *S.xylosum* (23,75%) et de *Pseudomonas spp* (11,25%). Toutes les espèces bactériennes isolées ont montré une résistance à au moins un des antibiotiques testés, mais elles ont toutes été sensibles aux quinolones de deuxième génération. Les lésions de l'appareil génital de la chèvre peuvent entraîner des pertes économiques importantes. La fréquence d'abattage des chèvres gestantes enregistrée dans cette étude suscite l'application des mesures strictes pour éviter ces pratiques illégales. L'apparition de multi résistance des bactéries aux antibiotiques nécessite l'importance de la sensibilisation contre l'usage aléatoire des antimicrobiens. Cette recherche vise à apporter une contribution significative à la médecine vétérinaire et à l'élevage caprin, en fournissant des bases scientifiques pour le diagnostic et le traitement des affections génitales.

Mots clés : Chèvre, Appareil Génital, Race Arbia, Morphométrie, Lésions, Bactéries

Abstract

The goat (*Capra aegargus hircus*) is a domestic species of great economic and social importance in many regions in the world. However, the reproductive health of goats is a determining factor for the production efficiency and profitability. Reproductive diseases can cause significant economic losses by affecting the fertility and productivity of herds. The objectives of this study are to determine the biometry of the genital tract of the Arbia goat (weight, length, width, and thickness of each organ except the vagina), to search for macroscopic and microscopic lesions of the reproductive system of the goats slaughtered in the region of Tiaret, and to characterize the bacteria colonizing the uterus and their resistance. A total of three hundred and twelve genital tracts were used in this study, the ante-mortem examination was made to classify the animals into three groups according to their age and their body condition score, and into two groups based on the stage of pregnancy. Measurements of all portions of the genital tract of the Arbia goat were carried out. The post-mortem examination was made to characterize the macroscopic lesions. A histopathological study was performed on the affected organs. Uterine swabs were taken for subsequent identification of bacteria. The morphometry of Arbia's genital tract vary according to age, body condition, and stages of pregnancy. In the Arbia breed, the pathological study revealed a predominance of ovarian lesions (26.04%), followed by uterine lesions (13.83%), then those of the fallopian tube (10.17%), and finally cervical lesions (2.85%). To our knowledge, this is the first report of sub-serosal cyst of the ovary and of adenoma of the uterine tube in non-pregnant goats in the Arbia breed, and of ovarian cystadenoma in pregnancy goats of the Arbia breed. Age and body condition score are risk factors for the appearance of genital lesions in Arbia goat. Bacteriological study revealed that 63.1 % of the samples were positive, among the bacteria isolated, *E.coli* was predominant (25%), followed by *S. xylosus* (23,75%) and *Pseudomonas* spp (11,25%). all bacterial species showed resistance to at least one of the antibiotics. But all were susceptible to second-generation quinolones. Lesions of the goat's reproductive system can cause problems related to fertility, leading to significant economic losses. The frequency of slaughtered pregnant goats recorded in this study call for the application of strict mesures to stop these illegal practices. The appearance of multi-resistance of bacteria to antibiotics requires the importance of raising awareness against random use of antibiotics. This research will provide a significant contribution to veterinary medicine and goat breeding by providing scientific bases for the diagnosis and treatment of genital diseases.

Key words: Goats, Genital Tract; Arbia Breed, Morphometry, Abnormalities, Bacteria

الماعز هو نوع أليف ذو أهمية اقتصادية واجتماعية كبيرة في أجزاء كثيرة من العالم، ويلعب دورا حاسما في عيش المجتمعات الريفية من خلال إنتاج الحليب، اللحم، الجلود والألياف. ومع ذلك فإن الصحة الإنجابية للماعز هي العامل الحاسم لكفاءة الإنتاج وربحية المزارع، ويمكن أن تسبب أمراض الجهاز التناسلي خسائر اقتصادية كبيرة من خلال التأثير على الخصوبة. يهدف هذا العمل الى تحديد قياسات الجهاز التناسلي للماعز لسلالة عربية (الوزن، الطول، العرض، والارتفاع لكل الأعضاء ماعدا المهبل)، البحث عن الآفات العيانية والمجهريّة للجهاز التناسلي للماعز المذبوحة في منطقة تيارت، وكذلك توصيف البكتيريا الموجودة في الرحم ومقاومتها للمضادات الحيوية. تم استعمال ثلاث مائة واثنين عشر جهازا تناسليا في هذه الدراسة، أتاح فحص ما قبل الذبح إلى تصنيف الحيوانات إلى ثلاث مجموعات حسب عمر الماعز وحالة جسمها، وإلى مجموعتين حسب مراحل الحمل، تم إجراء قياسات لجميع أعضاء الجهاز التناسلي لسلالة عربية. وقد أتاح فحص ما بعد الذبح إلى توصيف الآفات العيانية، كما تم إخضاع الأعضاء المصابة إلى فحوصات نسيجية، تم أخذ عينات من الرحم للتعرف على البكتيريا لاحقا. أظهرت النتائج أن القياسات للجهاز التناسلي لسلالة عربية تتغير حسب العمر، حالة جسمها، ومراحل الحمل. عند سلالة عربية بينت الدراسة المرضية غلبة تشوهات المبايض (26,04%) متبوعة بتشوهات الرحم (13,83%)، ثم تشوهات قنوات فالوب (10,17%)، وأخيرا تشوهات عنق الرحم (2,85%)

على حد علمنا، هذا هو التقرير الأول عن وجود أكياس مبيضية تحت المصل وورم غدي في قناة فالوب في الماعز غير الحوامل لسلالة عربية، وورم غدي كيسي في المبيض في الماعز الحوامل لسلالة عربية. تعد درجة العمر وحالة الجسم من عوامل الخطر لظهور آفات الأعضاء التناسلية في ماعز سلالة عربية. وكشفت الدراسة البكتيرية أن 63,1% من العينات أظهرت جميع أنواع البكتيريا المعزولة مقاومة لواحد على الأقل من المضادات الحيوية التي تم اختبارها، (*Pseudomonas. spp* و (*S. xylosus* (23,75%)، (*E. coli* (25%) كانت إيجابية، من بين البكتيريا المعزولة والسائدة أظهرت جميع أنواع البكتيريا المعزولة مقاومة لواحد على الأقل من المضادات الحيوية التي تم اختبارها، (11,25%) ولكنها كانت حساسة للكينولون من الجيل الثاني. يمكن أن تسبب آفات الجهاز التناسلي مشكلات في الخصوبة مما يؤدي إلى خسائر اقتصادية كبيرة. إن ذبح الماعز الحوامل يدفع إلى تطبيق إجراءات صارمة لتجنب هذه الممارسات غير القانونية، إن ظهور مقاومة البكتيريا المتعددة للمضادات الحيوية يتطلب أهمية التوعية ضد الاستخدام العشوائي لهذه المضادات. يهدف هذا البحث الى تقديم مساهمة كبيرة في الطب البيطري وتربية الماعز، من خلال توفير أسس علمية لتشخيص وعلاج الأمراض التناسلية

الكلمات المفتاحية: الماعز، سلالة عربية، الجهاز التناسلي، القياسات، التشوهات، البكتيريا

Liste des Abréviations

AM: Ampicilline

AMC: Amoxicilline- Acide clavulanique

AML: Amoxicilline

ANT: Antibiotique

Bax : Bcl-2- associated X- protein

Bcl2 : B-cell lymphoma protein 2

CIP: Ciprofloxacin

CL: Cephalexine

DAB : Diaminobenzidine tetrahydrochloride

E: Erythromycine

GEN: Gentamicine

H&E : Hématoxyline and éosine

IL6 : Interleukine 6

Ki67 : Kiel 67

NA: Acide nalidixique

NEC: Note d'état corporel

NOR: Norfloxacin

PCNA : Proliferating cell nuclear antigen

PE: Pefloxacin

S: Streptomycine

TBS : Tris-buffered saline

TE: Tetracycline

TNF α : Tumor necrosis factor alpha

Liste des Figures

Figure 1. Anatomie de l'appareil génital de la chèvre (Clarisse, 2012).....	5
Figure 2. Structure histologique de l'ovaire. A, cortex ovarien (Emara et al., 2019). B, des follicules aux différents stades de développement. C, follicule atrésique (Ngou et al., 2023), D, corps jaune (Emara et al., 2019).....	10
Figure 3. Structure histologique des trompes utérines (Arrighi et al., 2016).....	10
Figure 4. Structure histologique de l'utérus (Abiaezute et al., 2017).....	11
Figure 5. Structure histologique du col (Abiaezute et al., 2021).....	11
Figure 6. Structure histologique du vagin (Abiaezute & Nwaogu, 2015).....	12
Figure 7. Hypoplasie ovarienne (Garba et al., 2019).....	17
Figure 8. Kyste para-ovarien (Beena et al., 2016).....	17
Figure 9. Kyste folliculaire (Karim et al., 2017).....	17
Figure 10. Corps jaune kystique (Karim et al., 2017).....	18
Figure 11. Adhésion ovarienne (Beena et al., 2016).....	18
Figure 12. Oophorite (Abou-Rawash et al., 2008).....	18
Figure 13. Tumeur de la granulosa (Svara et al., 2009).....	19
Figure 14. Thécome (Beena et al., 2016).....	19
Figure 15. Hydrosalpinx (Beena et al., 2016).....	21
Figure 16. Salpingite aiguë (Abou-Rawash et al., 2008).....	21
Figure 17. Salpingite chronique (Abou-Rawash et al., 2008).....	22
Figure 18. Pyosalpinx (Karim et al., 2020).....	22
Figure 19. Utérus didelphe (Chethan et al., 2017).....	26
Figure 20. Utérus unicorne (Chethan et al., 2017).....	26
Figure 21. Hyperplasie endométriale (Karim et al., 2020).....	27
Figure 22. Hydromètre. A. (Zachary, 2017), B. (Karim et al., 2020).....	27
Figure 23. Endométrite aiguë (Uddin et al., 2019).....	28
Figure 24. Endométrite chronique (Garba et al., 2019).....	28
Figure 25. Pyomètre (Karim et al., 2020).....	29
Figure 26. Cervicite hémorragique (Garba et al., 2019).....	30
Figure 27. Adénocarcinome (Dockweiler et al., 2017).....	32
Figure 28. Leiomyosarcome (Karim et al., 2020).....	33
Figure 29. La région de Tiaret.....	35
Figure 30. Chèvre de la race Arbia (Laouadi et al., 2020).....	36

Figure 31. Schéma du protocole expérimental.....	38
Figure 32. Prise de poids de l'ovaire.....	41
Figure 33. Prise de la longueur de la trompe utérine droite.....	41
Figure 34. Etapes de préparation des lames.....	46
Figure 35. Répartition des lésions sur les différentes parties de l'appareil génital.....	64
Figure 36. Les différentes lésions de l'ovaire.....	65
Figure 37. Appareil génital femelle, chèvre. Kystes para-ovarien bilatéraux.....	67
Figure 38. Appareil génital femelle, chèvre. Adhésions ovariennes.....	68
Figure 39. Appareil génital femelle, chèvre. Kyste folliculaire.....	70
Figure 40. Appareil génital femelle, chèvre. Corps jaune kystique.....	71
Figure 41. Appareil génital femelle, chèvre. Agénésie.....	73
Figure 42. Cortex ovarien, chèvre. Kystes de la séreuse.....	73
Figure 43. Fréquence des lésions utérines.....	74
Figure 44. Utérus, chèvre. Endométrite aiguë modérée.....	76
Figure 45. Utérus, chèvre. Endométrite chronique sévère.....	77
Figure 46. Appareil génital femelle, chèvre. Hydromètre associé à l'hydrosalpinx gauche....	79
Figure 47. Utérus, chèvre. Hyperplasie endométriale.....	80
Figure 48. Appareil génital femelle, chèvre. Cysticercose utérine.....	82
Figure 49. Utérus, chèvre. Adénomyose.....	82
Figure 50. Appareil génital femelle, chèvre. Kystes par-utérins.....	83
Figure 51. Appareil génital femelle, chèvre. Absence des caroncules.....	84
Figure 52. Prévalence des lésions des trompes utérines.....	85
Figure 53. Appareil génital femelle, chèvre. Kyste para-oviducte.....	87
Figure 54. Appareil génital femelle, chèvre. Hydrosalpinx droit.....	88
Figure 55. Salpinx, chèvre. Kystes intra-épithéliales.....	89
Figure 56. Salpinx, chèvre. Salpingite chronique sévère.....	90
Figure 57. Appareil génital femelle, chèvre. Adénome.....	91
Figure 58. Appareil génital femelle, chèvre. Cysticercose.....	92

Figure 59. Fréquence des lésions cervicales.....	93
Figure 60. Appareil génital femelle, chèvre. Cervicite hémorragique.....	94
Figure 61. Cervix, chèvre. Endométriose cervicale.....	95
Figure 62. Appareil génital femelle, chèvre. Cysticercose cervicale.....	96
Figure 63. Lésions des appareils génitaux présentant une gestation.....	97
Figure 64. Appareil génital femelle, chèvre. Kyste para-ovarien droit.....	99
Figure 65. Appareil génital femelle, chèvre. Kyste para-oviducte gauche	99
Figure 66. Appareil génital femelle, chèvre. Cystadenome ovarien gauche.....	100
Figure 67. Endomètre, chèvre. Expression du Bax.....	110
Figure 68. Endomètre, chèvre. Expression de l'IL6.....	111
Figure 69. Endomètre, chèvre. Expression du TNF α	112
Figure 70. Endomètre, chèvre. Expression du PCNA.....	113
Figure 71. Pourcentage des prélèvements positifs et négatifs.....	114
Figure 72. Type et fréquence des bactéries isolées à partir des utérus sains et avec lésions..	122

Liste des Tableaux

Tableau 01 : Antibiotiques utilisées dans l'antibiogramme.....	53
Tableau 02 : Morphométrie de l'appareil génital de la chèvre Arbia en fonction de l'âge.....	54
Tableau 03 : Morphométrie de l'appareil génital de la chèvre Arbia en fonction de la note d'état corporel.....	59
Tableau 04 : Morphométrie de l'appareil génital de la chèvre Arbia en fonction des stades de la gestation.....	61
Tableau 05 : Taux des chèvres vides et gestantes chez la race Arbia	63
Tableau 06 : Corrélations entre l'âge et les lésions ovariennes.....	101
Tableau 07 : Corrélations entre la NEC et les lésions ovariennes.....	101
Tableau 08 : Corrélations entre l'âge et les lésions des trompes utérines.....	103
Tableau 09 : Corrélations entre la NEC et les lésions des trompes utérines.....	103
Tableau 10 : Corrélations entre l'âge et les lésions utérines.....	105
Tableau 11 : Corrélations entre la NEC et les lésions utérines.....	106
Tableau 12 : Corrélations entre l'âge et les lésions cervicales.....	108
Tableau 13 : Corrélations entre la NEC et les lésions cervicales.....	108
Tableau 14 : Tests de pré-identification des bactéries	116
Tableau 15 : Espèces bactériennes identifiées.....	118
Tableau 16 : Bactéries isolées des différentes lésions de l'appareil génital.....	120
Tableau 17 : Sensibilité des entérobactéries aux antibiotiques testés.....	123
Tableau 18 : Sensibilité des Staphylococcus aux antibiotiques testés.....	124
Tableau 19 : Sensibilité des Pseudomonas aux antibiotiques testés.....	125

Liste des Annexes

Annexe I : Colorations spécifiques

Annexe II : Solutions utilisées dans la technique d'immunohistochimie

Annexe III : Matériel et produits utilisés dans la partie microbiologique

Annexe IV : Composition des milieux de culture

Annexe V : Coloration de Gram

Annexe VI : Tableau de lecture de la galerie API 20E

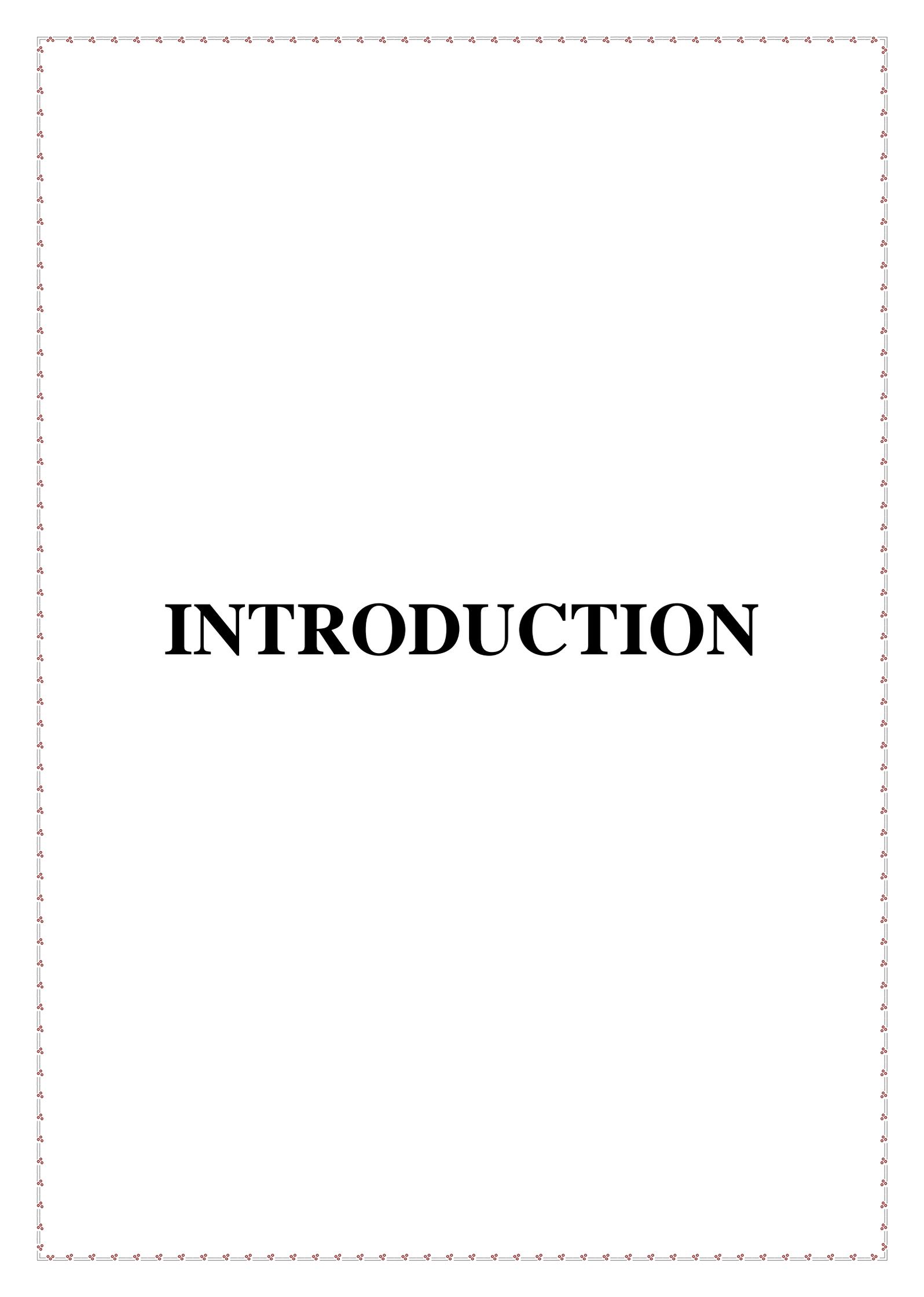
Annexe VII : Tableau de lecture de la galerie API Staph

Annexe VIII : Tableau de lecture de l'antibiogramme

Annexe IX : Profils biochimiques de certaines bactéries isolées

Annexe X : Sensibilité de certaines bactéries aux antibiotiques testés

Annexe XI : Sensibilité des souches de référence aux antibiotiques testés



INTRODUCTION

INTRODUCTION

Les petits ruminants, y compris les caprins jouent un rôle très important dans la sécurité alimentaire (**Wodajo et al., 2020**), ils fournissent du lait, de la viande, des fibres, et constituent une source de revenu aux éleveurs, notamment dans les pays en voie de développement (**Escareno et al., 2013**). De plus, le lait de chèvre est préférable pour ses bienfaits nutritionnels (**Nayik et al., 2021**), la consommation de la viande caprine constitue une bonne alternative des autres types de viande, par rapport à sa richesse en protéines, vitamines, minéraux, et sa faible teneur en cholestérol (**Ivanovic et al., 2016**).

En Algérie, la population caprine est estimée à quatre millions de têtes en 2017, soit 18% du cheptel total (**FAOSTAT, 2018**).

Il existe quatre races caprines principales en Algérie : la race Arbia, Mekatia, Naine of Kabyle, et M'zabite (**Tefiel et al., 2018**).

La race Arbia est la dominante des autres races, élevée dans les régions de steppe et les hauts plateaux (Tiaret, Laghouat, Djelfa, M'Sila, Sétif, Guelma, Souk Ahras, et Tébessa) (**Ouchene-Khelif et al., 2021**).

Phénotypiquement, elle se caractérise par un poil long, une tête pourvue de cornes dans la majorité des cas, avec oreilles longues et pendantes, une robe multicolore (noir et blanc surtout), et d'une hauteur au garrot de $69,28 \pm 0,46$ cm (**Laouadi et al., 2020**).

Le mode d'élevage est de type extensif vue la rusticité et les capacités d'adaptation de cette race, qui possède de bonnes qualité et quantité de poil, et de viande (**Ouchene-Khelif et al., 2021**), et une production laitière acceptable (**Djouza & Chehma, 2018**).

Etant donné que la physiologie des animaux varie considérablement, en fonction de la race, de l'âge, du sexe, des conditions nutritionnelles, et des facteurs environnementaux (**Alpak et al., 2009**), l'étude de l'anatomie de l'appareil génital femelle est utile pour l'évaluation de l'état général, le diagnostic de gestation, le traitement et la gestion des problèmes liés à l'infertilité (**Bhat et al., 2011**).

Chaque organe de l'appareil génital femelle a une fonction spécifique, assurant une meilleure reproduction. L'ovaire constitue le siège de l'ovogénèse (la production des ovocytes) (**Arthur et al., 1989**), et produit les hormones sexuelles (œstrogène et

progestérone), qui jouent un rôle très important dans la reproduction (**Arthur et al., 1989 ; An et al., 2012**).

Les trompes utérines sont chargées de la captation de l'ovocyte (**Ali et al., 2006**) et sa différenciation, la capacitation des spermatozoïdes (**Coy et al., 2012**), le transport de deux gamètes, la fécondation et le transport de l'œuf fécondé à l'utérus (**Ali et al., 2006 ; Coy et al., 2012**).

L'utérus a pour fonction principale de maintenir une gestation, assurant l'implantation et la croissance de l'embryon (**Homer et al., 2017**).

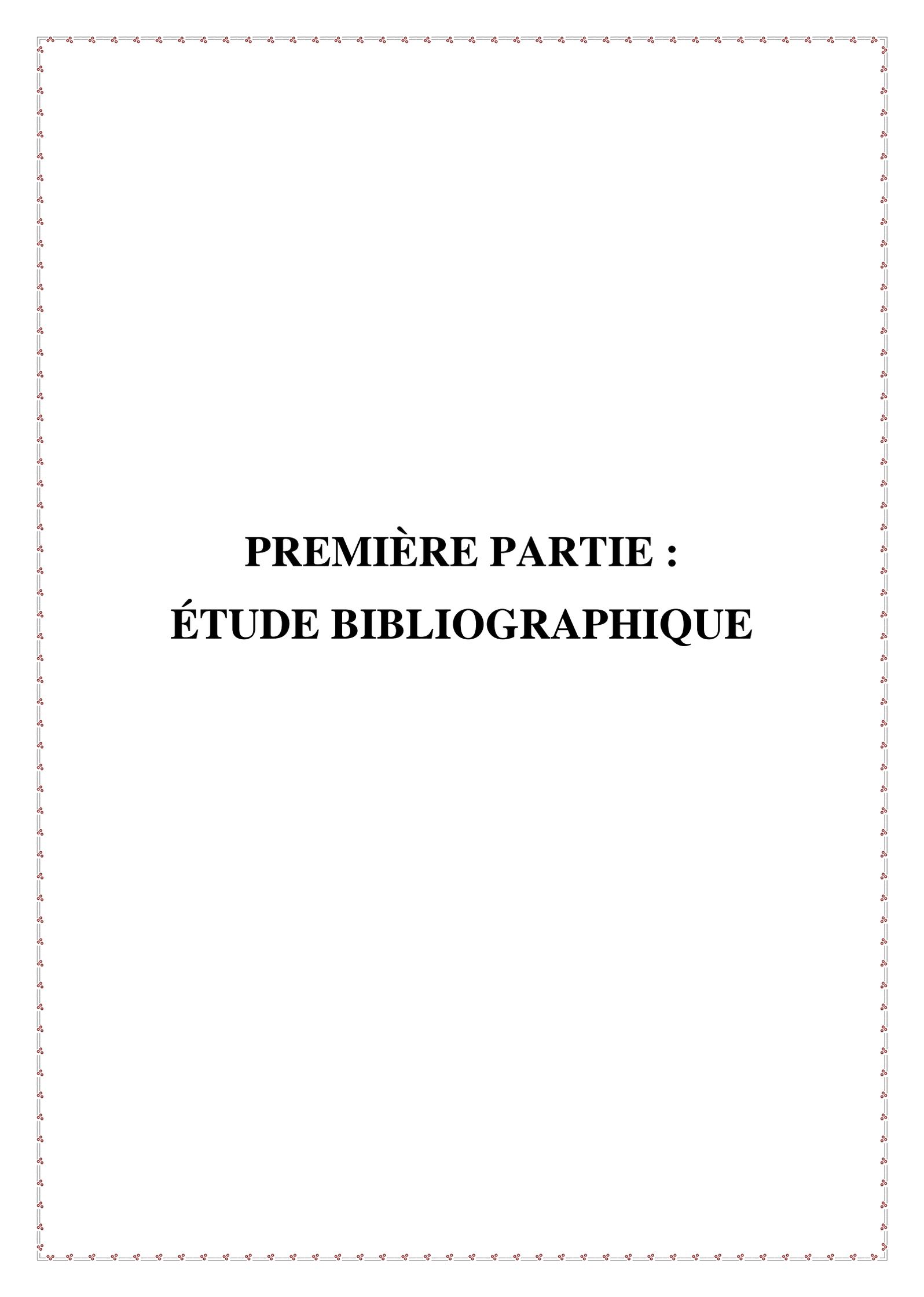
Le col constitue un canal permettant l'expulsion du fœtus et le passage des spermatozoïdes, il représente aussi une barrière de protection utérine pendant la gestation (**Jordan et al., 2021**).

L'amélioration des performances de reproduction par l'insémination artificielle et la fécondation in vitro nécessite une compréhension approfondie de la morphométrie de l'appareil reproducteur femelle.

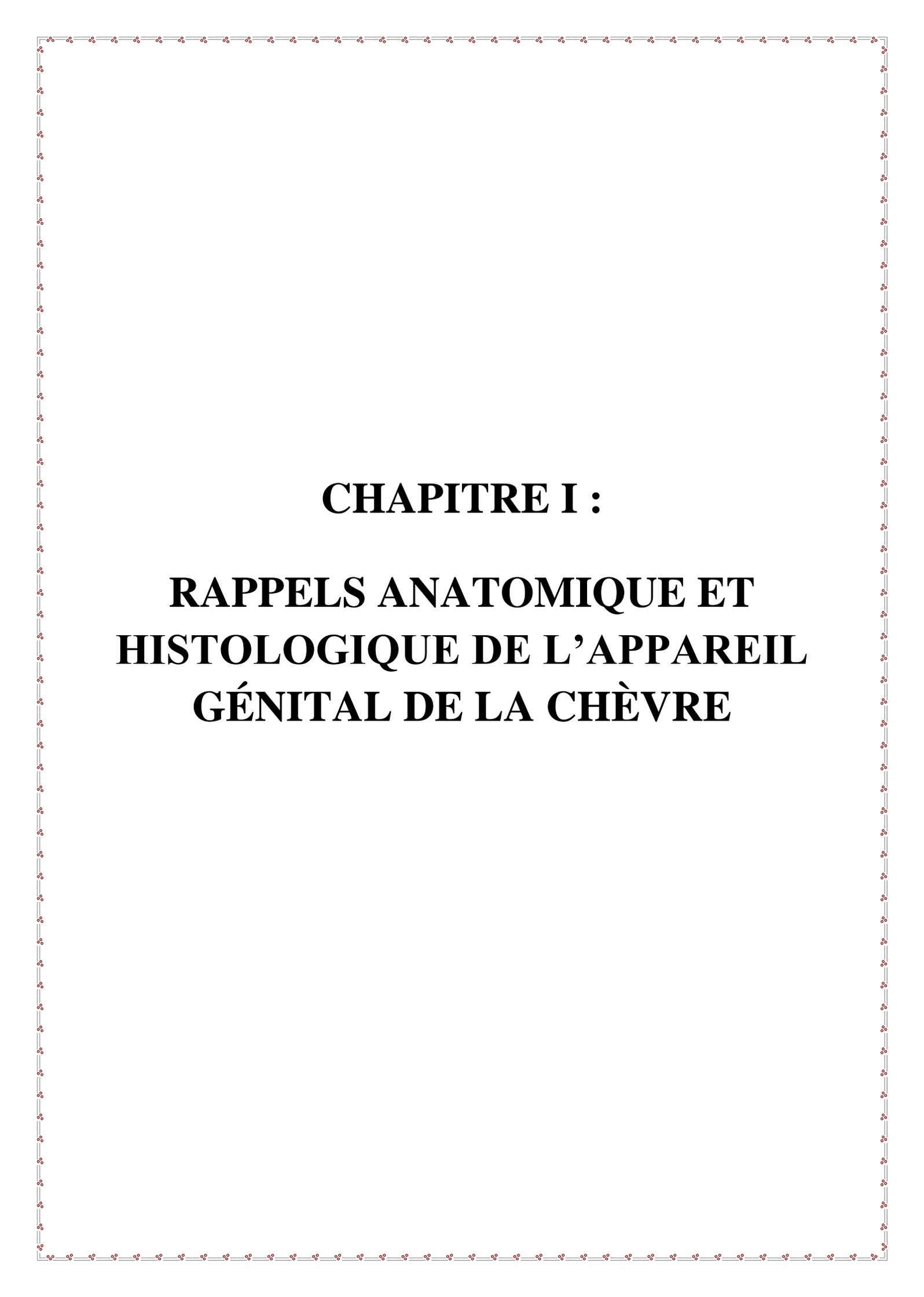
La bonne gestion du troupeau sur le plan reproductif par la synchronisation des chaleurs, le suivi de gestation, le traitement et la surveillance des maladies liées à l'appareil génital femelle permet une meilleure production. Les lésions génitales ont un impact majeur sur la productivité en réduisant la fertilité et en entraînant des pertes économiques (**Azawi et al., 2010**). La détection précoce des maladies est cruciale pour avoir les meilleures chances de prévenir l'infertilité et la stérilité (**Beena et al., 2017**). De plus, la compréhension de l'incidence des lésions génitales, et les bactéries les plus couramment incriminées dans les infections utérines permet une meilleure gestion et prévention des maladies.

De ce fait, cette étude vise à réaliser les objectifs suivants :

- Déterminer la morphométrie des différentes parties de l'appareil génital (excepté le vagin) de la chèvre Arbia.
- Étudier les lésions anatomo-pathologiques de l'appareil génital des chèvres abattues dans la région de Tiaret.
- Rechercher les bactéries colonisant l'utérus et déterminer leur sensibilité à certains antibiotiques.



PREMIÈRE PARTIE :
ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE



CHAPITRE I :

**RAPPELS ANATOMIQUE ET
HISTOLOGIQUE DE L'APPAREIL
GÉNITAL DE LA CHÈVRE**

I.1 Anatomie de l'appareil génital de la chèvre

L'appareil génital est composé des ovaires, des oviductes (les trompes de Fallope), de l'utérus, du col, du vagin et des organes génitaux externes (vulve et clitoris) (**Pugh & Baird, 2012**) (Figure 1).

I.1.1 Ovaire

Les ovaires sont des gonades ovales de forme irrégulière, situées dans la région caudale de la cavité abdominale et suspendues à la paroi abdominale par un ligament appelé mésovarium (**Bone, 1988**) qui est composé principalement de fibres musculaires lisses en comparaison avec celui de la vache. Il pèse entre 1 à 3 grammes et mesure environ 15 à 20 mm de longueur et 10 à 15 mm de largeur (**Barone, 1978**).

I.1.2 Trompes utérines (salpinx)

Ce sont des conduits paires, étroits et sinueux, d'une longueur de 12-16 cm (**Barone, 1978**). Elles assurent la connexion entre l'ovaire et l'utérus (**Bone, 1988**).

L'extrémité de la trompe de Fallope la plus proche de l'ovaire se dilate en une structure en forme d'entonnoir appelée infundibulum, dont le bord libre présente des projections en forme de doigts appelées fimbriae, qui se fixe au hile de l'ovaire (**Bone, 1988**).

Cette trompe est positionnée latéralement à l'ovaire et est soutenue par le méso-salpinx qui est modérément développé chez les ruminants (**Barone, 1978**).

I.1.3 Utérus

Il s'agit d'un organe creux, de couleur jaune rosée et de consistance ferme, son poids varie en fonction du stade physiologique.

Les ruminants ont un utérus bipartitus qui se prolonge crânialement par deux longues cornes mesurant de 12-15 cm de long, ces cornes se rejoignent en une partie caudale appelée corps, qui mesure environ 2-3 cm de long et qui se communique avec le vagin par le col (**Barone, 1978**).

Il existe des épaissements localisés au niveau de l'endomètre appelés caroncules, chaque corne contient environ 15 caroncules disposées en quatre rangées, ces caroncules servent de points d'attachement entre le placenta maternel et les cotylédons du placenta fœtal (**Eurell & Frappier, 2006**). Les cornes utérines sont en contact avec les culs-de-sac du rumen, notamment le cul-de-sac ventral, ainsi qu'avec la vessie (**Barone, 1978**).

Le ligament large richement vascularisé sert à maintenir l'utérus dans la cavité abdominale (**Pugh & Baird, 2012**).

I.1.4 Col

Le col de l'utérus est localisé au sein du bassin (**Barone, 1978**), il est caractérisé par 5-8 anneaux irrégulièrement espacés (**Pugh & Baird, 2012**). Sa longueur est d'environ 4 cm (**Barone, 1978**).

I.1.5 Vagin

C'est un canal impair et médian ; logé complètement dans la cavité pelvienne (**Barone, 1978**), situé entre le col de l'utérus et la vulve (**Abiaezute & Nwaogu, 2015**), mesurant environ 8-10 cm de long (**Barone, 1978**), la muqueuse présente des plis longitudinaux qui s'étendent sur toute sa longueur (**Eurell & Frappier, 2006**). C'est l'organe de copulation et sert de passage pour le fœtus pendant la parturition (**Bone, 1988**).

I.1.6 Sinus uro-génital

Il est constitué par le vestibule du vagin, la vulve et le clitoris (**Barone, 1978**). Le vestibule du vagin est la partie terminale de celui-ci (**Bone, 1988**).

La vulve est composée de deux lèvres, constituées de tissu adipeux et du muscle constricteur recouverts de peau. Ces lèvres sont délimitées par une commissure dorsale et ventrale (**Barone, 1978**).

Le clitoris se trouve en avant de la vulve, constituée de tissu érectile (**Bone, 1988 ; William et al., 2013**), d'un gland et d'un prépuce (**William et al., 2013**).

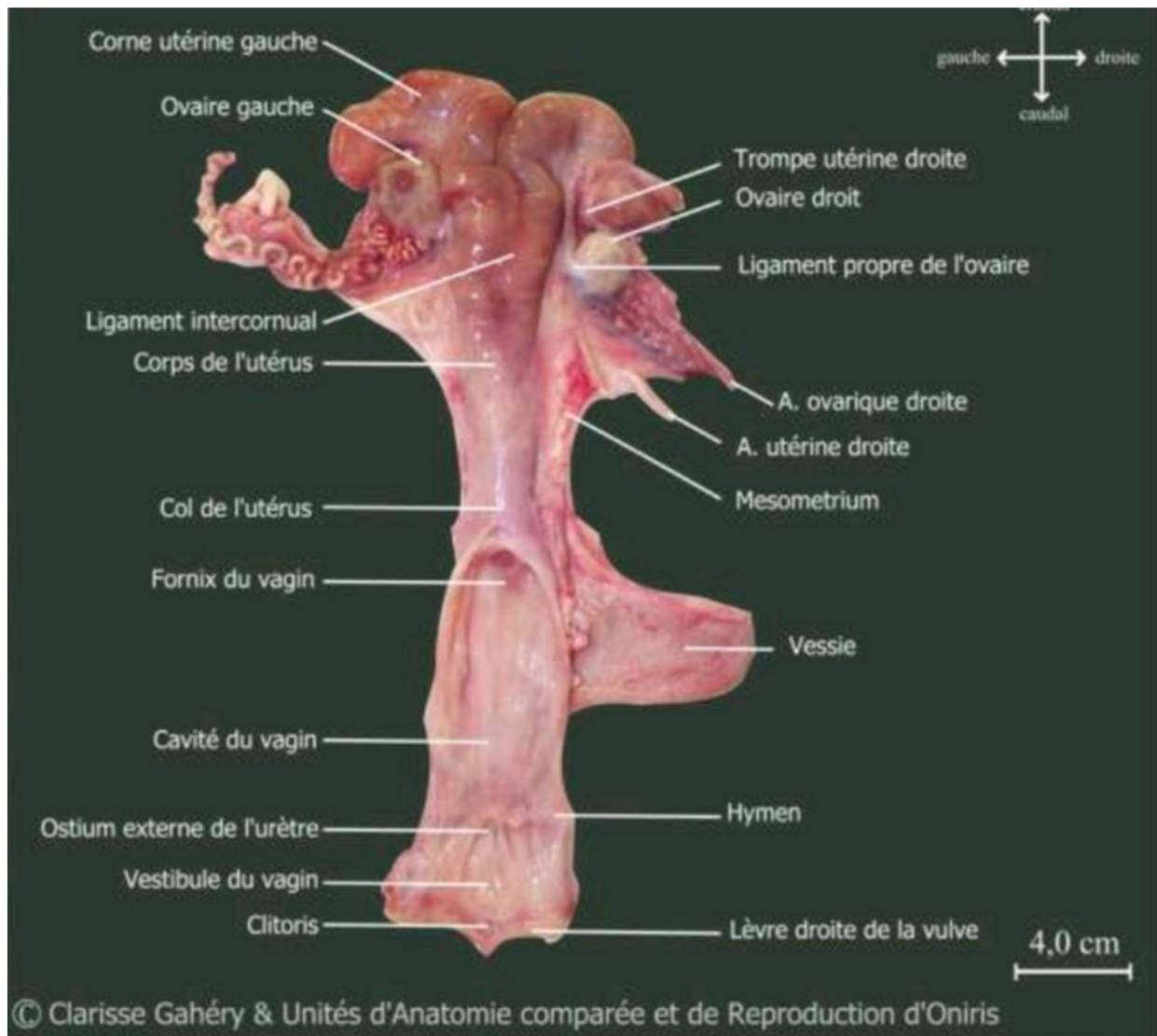


Figure 1. Anatomie de l'appareil génital de la chèvre (Clarisse, 2012).

I.2 Histologie de l'appareil génital de la chèvre

I.2.1 Ovaire

L'ovaire comporte deux zones distinctes : une zone périphérique de tissu parenchymateux appelée cortex, et une zone centrale vasculaire appelée médulla (**Barone, 1978**) (Figure 2).

➤ Cortex

L'épithélium germinale qui recouvre le cortex est un épithélium pavimenteux ou cubique simple. La tunique albuginée qui se trouve sous l'épithélium est formée d'un tissu conjonctif dense (**William et al., 2013**). Cette couche a un stroma cortical qui contient des follicules à différentes phases de développement.

Médulla

C'est un tissu conjonctif lâche richement vascularisé (**William et al., 2013**), contenant plusieurs vaisseaux sanguins enroulés, des vaisseaux lymphatiques, et des nerfs (**Eurell & Frappier, 2006**), avec des faisceaux de fibres musculaires lisses continus avec ceux du mésovarium (**Barone, 1978**). Cette zone contient des canaux tapissés d'un épithélium cubique appelé rete ovarii (**William et al., 2013**).

I.2.2 Trompes utérines

La paroi de la trompe est composée de l'intérieur vers l'extérieur de trois couches : la muqueuse, la musculuse, et la séreuse (**William et al., 2013**) (Figure 3).

L'épithélium est cylindrique pseudo-stratifié avec présence de cils sur la majorité des cellules, les deux types de cellules sécrétoires ciliées et non ciliées contiennent des microvillosités (**Eurell & Frappier, 2006**), qui facilitent le passage de l'ovule à l'utérus (**Bone, 1988**). De plus, l'ovule et le zygote reçoivent les nutriments essentiels à partir des cellules sécrétoires (**Eurell & Frappier, 2006**).

Le stroma est constitué d'un tissu conjonctif lâche riche en fibres de collagène, fibres réticulaires et vaisseaux sanguins, avec présence de lymphocytes et de macrophages. La muqueuse de l'infundibulum présente de nombreux plis, qui sont divisées en plis primaires,

secondaires et tertiaires. Au cours de la phase folliculaire, les plis plus ramifiés semblent converger à la base pour former des pseudo-glandes (**Bharti et al., 2015**).

La musculuse de l'infundibulum et de l'ampoule est mince, formée d'une couche circulaire interne et des faisceaux longitudinaux externes de muscles lisses (**Kirbas Dogan et al., 2019**), dans l'isthme, la musculuse est plus épaisse (**William et al., 2013**).

La séreuse est formée d'un tissu conjonctif lâche (**Kirbas Dogan et al., 2019**), riche en vaisseaux sanguins et fibres nerveuses (**Eurell & Frappier, 2006**).

I.2.3 Utérus

La paroi utérine est composée de l'extérieur vers l'intérieur de trois couches : le périmètre, le myomètre et l'endomètre (**Saleem et al., 2022**). L'endomètre qui présente des plis muqueux (**Bagade et al., 2018**), est divisé en deux couches : l'une est superficielle « zone fonctionnelle », l'autre est profonde « zone basale ». La couche superficielle est formée d'un épithélium cylindrique pseudo-stratifié et dans certains endroits simples, et d'un tissu conjonctif lâche contient de nombreux vaisseaux sanguins, des macrophages, des fibrocytes et des mastocytes. Par rapport à la zone fonctionnelle, la zone profonde est formée d'un tissu conjonctif lâche est moins cellulaire (**Eurell & Frappier, 2006**) (Figure 4).

Les glandes utérines présentes dans tout l'endomètre sauf dans la région caronculaire, sont tapissées d'un épithélium cylindrique simple (**Bagade et al., 2018**), Ces glandes sont tubulaires, simples et enroulées (**Saleem et al., 2022**). Les caroncules sont constituées de fibrocytes, et sont bien vascularisées.

Le myomètre est formé d'une couche circulaire épaisse interne (**William et al., 2013**), qui contient un réseau vasculaire bien développé (**Saleem et al., 2022**), et une couche longitudinale externe mince de fibres musculaires lisses (**William et al., 2013**), pendant la gestation, ces fibres musculaires s'hypertrophient et deviennent plus nombreuses (**Eurell & Frappier, 2006**).

Le périmètre est composé d'un tissu conjonctif lâche recouvert de mésothélium péritonéal. Cette couche contient beaucoup de vaisseaux sanguins et lymphatiques, des fibres nerveuses et des fibres musculaires lisses (**Eurell & Frappier, 2006**).

I.2.4 Col

La muqueuse cervicale est tapissée d'un épithélium cylindrique simple contenant des cellules caliciformes et présente des plis longitudinaux qui peuvent être subdivisés en plis secondaires et tertiaires (**William et al., 2013**). Le tissu conjonctif sous-jacent contient des glandes tubulaires simples (**Eurell & Frappier, 2006**) (Figure 5).

La couche musculaire est constituée de deux couches de muscle lisse : une couche circulaire interne et une couche longitudinale externe. La couche circulaire est particulièrement riche en fibres élastiques. La séreuse est formée d'un épithélium pavimenteux simple supporté par un tissu conjonctif lâche, elle contient le canal de Gartner qui est un canal longitudinal de l'épiphoron (**Eurell & Frappier, 2006**).

I.2.5 Vagin

La paroi vaginale est constituée d'une muqueuse, musculuse, et d'une adventice ou d'une séreuse (**William et al., 2013**), sa muqueuse est tapissée d'un épithélium pavimenteux stratifié non kératinisé qui forment des invaginations dans le tissu conjonctif sous-jacent (**Abiaezute & Nwaogu, 2015**) (Figure 6).

Dans la partie caudale, la sous-muqueuse se forme d'un tissu conjonctif lâche riche en nodules lymphatiques (**Eurell & Frappier, 2006**). La musculuse est composée d'une couche circulaire interne épaisse, et d'une couche longitudinale externe fine (**William et al., 2013**).

Une séreuse tapissée d'un mésothélium supporté par un tissu conjonctif lâche recouvre la partie crâniale, par contre, une adventice (un tissu conjonctif lâche) recouvre la partie caudale. Ces deux couches contiennent des plexus veineux et lymphatiques, et des fibres nerveuses (**Eurell & Frappier, 2006**).

I.2.6 Vestibule, clitoris, et vulve

La paroi vestibulaire ressemble à la région vaginale caudale, elle est plus riche en vaisseaux sanguins et lymphatiques, plexus veineux, nodules lymphatiques, et tissus caverneux érectiles (**Eurell & Frappier, 2006**), Il existe deux types de glandes vestibulaires : des glandes majeures tubulo-acineuses à mucus, et des glandes mineures tubulo-muqueuses ramifiées (**William et al., 2013**).

La structure des lèvres est similaire à celle de la peau externe, elles sont pourvues de glandes sébacées et des glandes tubulaires apocrines (**William et al., 2013**), ainsi que des vaisseaux sanguins et lymphatiques. L'hypoderme contient des fibres musculaires striées du muscle constricteur vulvaire (**Eurell & Frappier, 2006**).

Le clitoris est riche en nodules lymphatiques, terminaisons nerveuses sensorielles et autonomes (**Eurell & Frappier, 2006**).

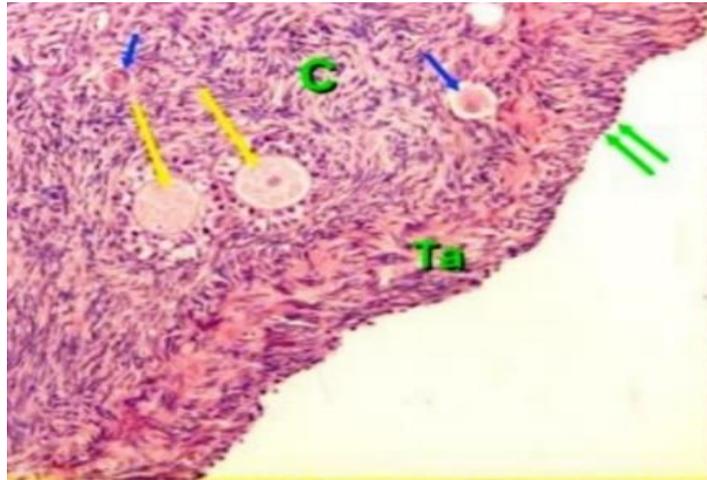


Figure 2. Structure histologique de l'ovaire : Ta (Tunica albuginea) : la tunique albuginée, C : Cortex (Emara et al., 2019).

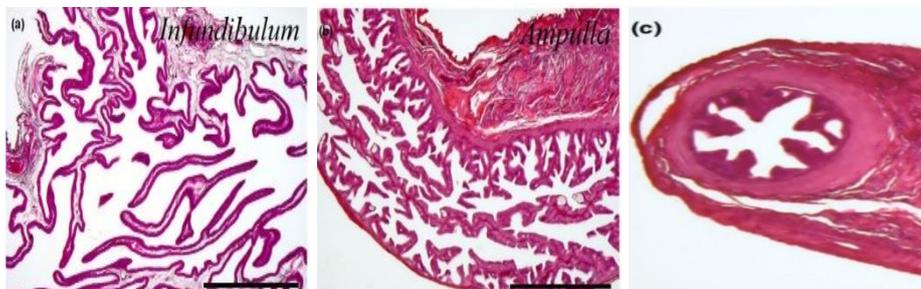


Figure 3. Structure histologique des trompes utérines : C : isthme (Arrighi et al., 2016).



Figure 4. Structure histologique de l'utérus : C (caruncle) : caroncules, MF (mucosal folds) : les plis muqueux, GL : glandes, ICM (inner circular muscle) : la couche circulaire interne, OLM (outer longitudinal muscle) : la couche longitudinale externe, SV (stratum vasculare) : couche vasculaire (Abiaezute et al., 2017).

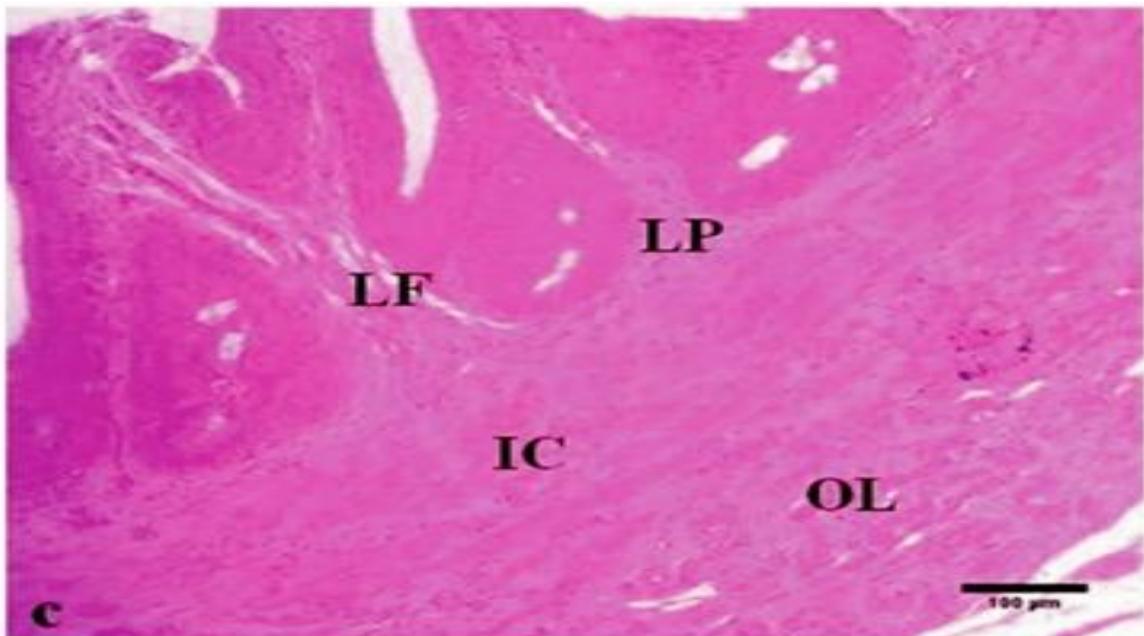


Figure 5. Structure histologique du col : LF (longitudinal folds) : plis muqueux longitudinaux, LP (lamina propria) : tissu conjonctif sous-jacent, IC (inner circular) : la couche circulaire interne, OL (outer longitudinal) : la couche longitudinale externe (Abiaezute et al., 2021).

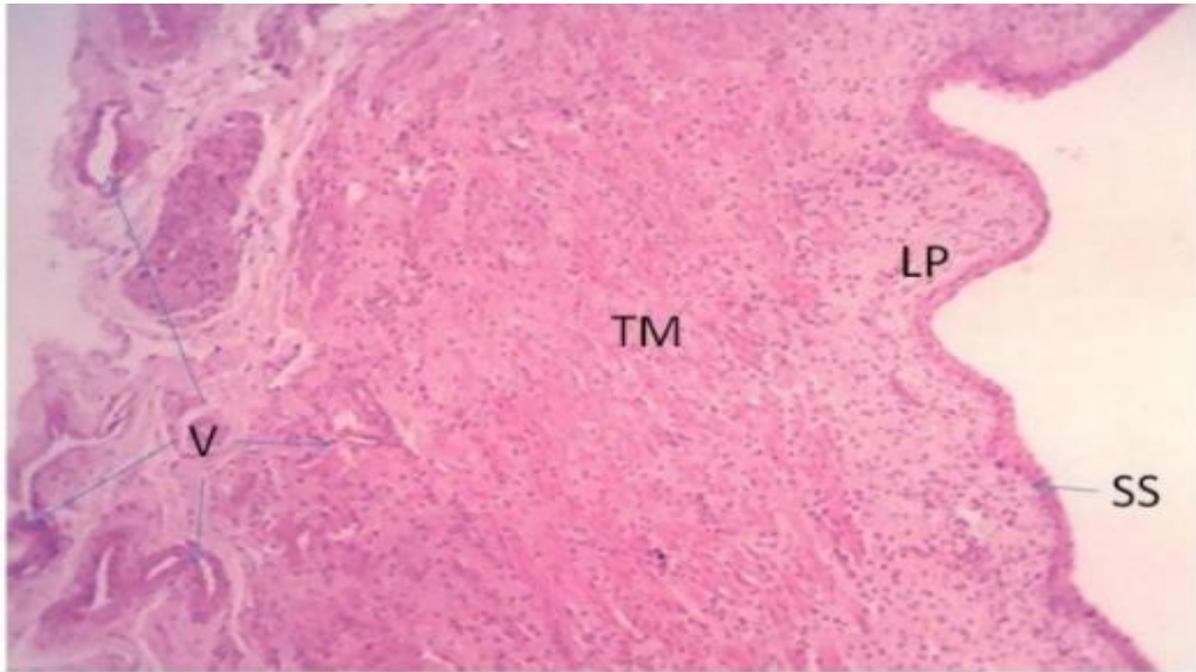
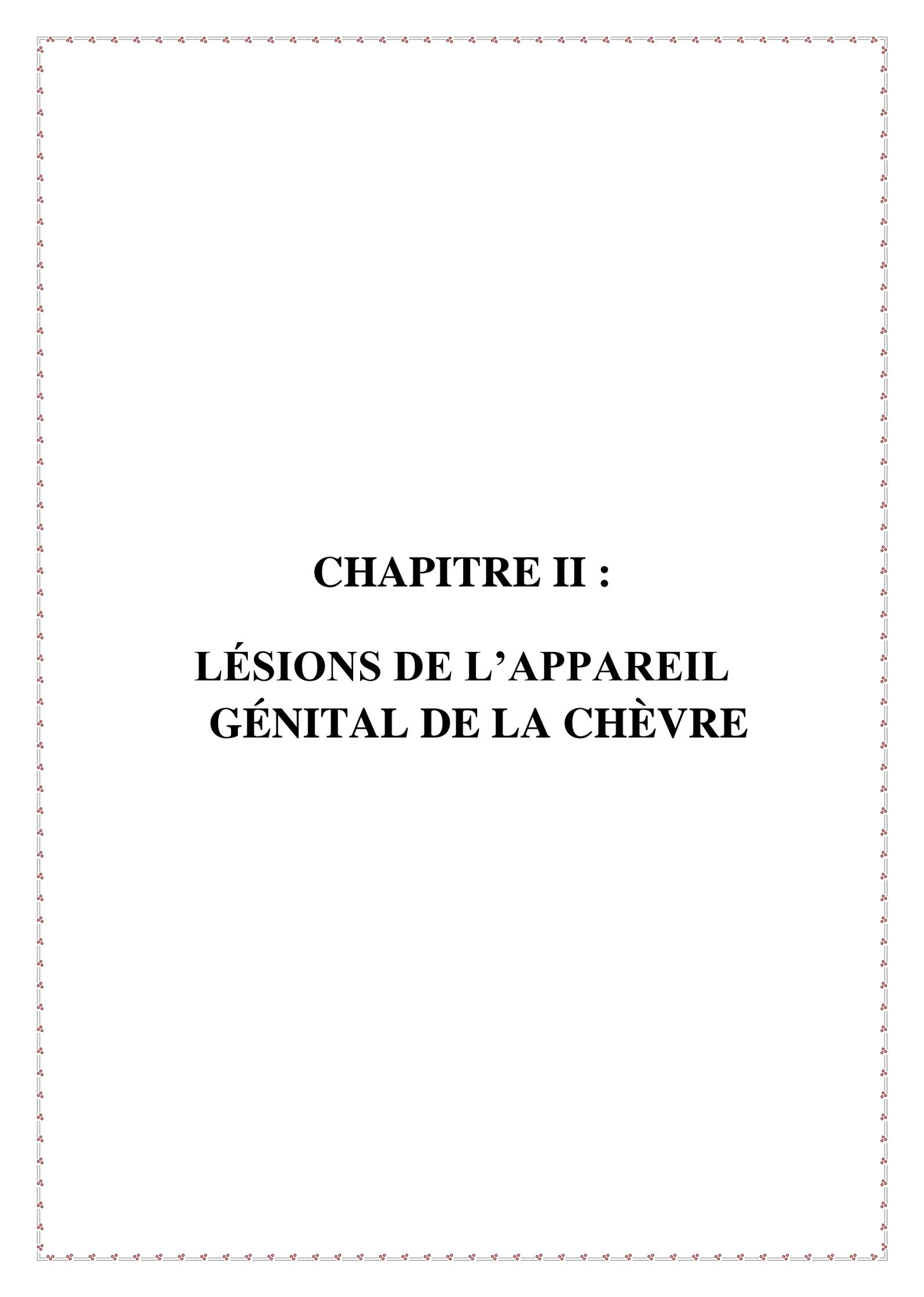


Figure 6. Structure histologique du vagin : SS (stratified squamous) : épithélium pavimenteux stratifié, LP (lamina propria) : tissu conjonctif sous-jacent, TM (tunica muscularis) : la couche musculaire, V (vessels) : vaisseaux sanguins (Abiaezute & Nwaogu, 2015).

CHAPITRE I : RAPPELS ANATOMIQUE ET HISTOLOGIQUE DE L'APPAREIL GÉNITAL DE LA
CHÈVRE



CHAPITRE II :

**LÉSIONS DE L'APPAREIL
GÉNITAL DE LA CHÈVRE**

II.1 Lésions de l'ovaire

II.1.1 Anomalies de développement

II.1.1.1 Agénésie

Elle peut affecter l'un ou les deux ovaires (Zachary, 2017), elle a été rapportée chez les ruminants, les carnivores et le porc (Jubb et al., 2016), et se traduit par l'absence du tissu ovarien (Zachary, 2017), le reste de l'appareil génital peut être absent ou sous développé en cas d'agénésie bilatérale (Jubb et al., 2016).

II.1.1.2 Duplication

C'est une anomalie très rare, dont les deux ovaires se développent séparément ou un ovaire en développement qui se divise en deux (Zachary, 2017).

II.1.1.3 Hypoplasie

Elle peut être unilatérale ou bilatérale, et correspond à une diminution du nombre des follicules primordiaux et la proportion des follicules de De Graaf. L'ovaire est de petite taille (Zachary, 2017), ferme, lisse, en forme d'haricot (Jubb et al., 2016), dépourvu des follicules ou corps jaune (Zachary, 2017), la structure histologique de l'ovaire est caractérisée par la présence d'un tissu conjonctif riche en vaisseaux sanguins (Jubb et al., 2016), avec absence de la zone corticale et des follicules (Zachary, 2017) (Figure 07).

II.1.1.4 Hamartome ovarien

Il est très rare chez les petits ruminants, il s'agit d'une masse de couleur rouge foncé (Zachary, 2017), de taille variable (Jubb et al., 2016), implantée sur la surface de l'ovaire, formée de tissu conjonctif, contenant des canaux vasculaires (Zachary, 2017).

II.1.2 Lésions non inflammatoires

II.1.2.1 Kystes ovariens

Les kystes ovariens peuvent se développer à l'intérieur de l'ovaire : ce sont les kystes folliculaires et du corps jaune, ou à côté de l'ovaire : ce sont les kystes para-ovariens (Jubb et al., 2016).

➤ **Kystes para-ovariens**

Ils sont plus fréquents, et se développent à partir des canaux paramésonephriques, et des canaux ou des tubules mésonephriques. Ces kystes sont transparents, remplis de liquide clair, ayant la taille d'un pois (0,2-1 cm), parfois plus grande (**Beena et al., 2016**), leur paroi est revêtue d'un épithélium cubique simple et de fibres musculaires lisses (**Sliva et al., 2020**) (Figure 08).

➤ **Kystes ovariens**

1. Kystes folliculaires

Ils résultent des follicules de De Graaf qui ont un diamètre plus élevé (**Zachary, 2017**), ils sont généralement unilatérales (**Karim et al., 2017 ; Beena et al., 2016**), transparents, contenant du liquide clair (**Garba et al., 2019**), la dégénérescence des cellules de la granulosa est suivie par la desquamation dans la lumière du kyste, l'ovocyte secondaire se dégenère également, les cellules thécales soit se dégènèrent et s'infiltrant par du tissu fibreux, soit subissent une lutéinisation partielle (**Jubb et al., 2016**). Le follicule de De Graaf n'ovule pas suite à un déficit en hormone lutéinisante (LH), ou à un manque de ses récepteurs au niveau ovarien, ce déséquilibre est dû à l'augmentation du cortisol, du progestérone, l'endométrite à *E. coli*, ou les endotoxines bactériennes. L'impact majeur de ces kystes est la prolongation de la période post-partum jusqu'au premier œstrus (**Zachary, 2017**) (Figure 9).

2. Corps jaune kystique

C'est un corps jaune de plus d'un centimètre, constitué de paroi épaisse et renfermant une cavité remplie de liquide, généralement unilatéral. Histologiquement, la lumière du kyste est entourée d'une fine couche de tissu conjonctif, qui entoure les cellules lutéales (**Karim et al., 2017**). Ces kystes sont accidentelles et n'ont pas d'effet sur la reproduction (**Zachary, 2017**) (Figure 10).

II.1.2.2 Adhésions

Elles peuvent être unilatérales ou bilatérales (**Garba et al., 2019**), modérées ou sévères (**Karim et al., 2017**), se développent entre l'ovaire et sa bourse (**Beena et al., 2016**), ou avec la trompe utérine du même côté, par la formation du tissu conjonctif fibreux (**Zachary, 2017**). Il est possible que cette adhérence soit d'origine ovulatoire (**Regassa et al., 2009**) (Figure 11).

II.1.2.3 Follicules atrétiques

L'atrésie folliculaire concerne tous les follicules à différents stades de développement, c'est un processus pathologique lorsqu'il perturbe la réponse hypophysaire à la GnRH ou sa libération par l'hypothalamus. Elle est caractérisée par l'apoptose de l'ovocyte, la pycnose, la vacuolisation et la desquamation des cellules de la granulosa (**Zachary, 2017**).

II.1.2.4 Hémorragie

Elle est physiologique au cours de l'ovulation, si l'hémorragie est importante, elle va entraîner la formation d'un hématome ovarien ou éventuellement un hémopéritoine, des adhérences ovariennes avec l'infundibulum se forment suite à l'organisation de cette hématome (**Zachary, 2017**).

II.1.3 Lésions inflammatoires

II.1.3.1 Oophorite

C'est l'inflammation de l'ovaire, elle est rarement observée chez les animaux domestiques (**Jubb et al., 2016 ; Zachary, 2017**), elle est suppurée dans la majorité des cas (**Jubb et al., 2016**). La médulla s'infiltré par les cellules inflammatoires, avec congestion des vaisseaux et œdème (**Azab et al., 2006**) (Figure 12). Les infections utérines, les manipulations ovariennes, et les maladies infectieuses sont impliquées dans l'inflammation de l'ovaire (**Agarwal et al., 2005**).

II.1.4 Tumeurs de l'ovaire

Chez les animaux domestiques, les tumeurs ovariennes se divisent en trois types principaux : les tumeurs épithéliales, les tumeurs des cellules germinales, et les tumeurs stromales des cordons sexuels (**Zachary, 2017**).

II.1.4.1 Tumeurs des cellules germinales

1. Dysgerminome

Il est bénin, indifférencié, rarement observé (**Zachary, 2017**), et unilatéral (**Jubb et al., 2016**), il se présente sous forme d'une masse lobulée, dure, de couleur blanchâtre, de consistance friable (**Zachary, 2017**), d'aspect gras à la section (**Jubb et al., 2016**), et contenant des zones nécrosées et hémorragiques. Microscopiquement, elle est constituée de grandes cellules arrondies, avec un rapport noyau / cytoplasme élevé (**Zachary, 2017**).

2. Tératome

Tumeur de cellules somatiques, bénigne et bien différenciée, elle est composée de plusieurs tissus ; tissu nerveux, osseux, cartilagineux, adipeux, des follicules pileux et des glandes sébacées (**Jubb et al., 2016 ; Zachary, 2017**).

II.1.4.2 Tumeurs des cordons sexuels

1. Tumeurs de la granulosa

C'est la tumeur ovarienne la plus répandue chez les animaux (**Zachary, 2017**), elle est bénigne (**Jubb et al., 2016**), elle se présente sous forme d'une masse ronde, lisse, unilatérale, avec un diamètre de 20-30 cm. Son aspect est dur, kystique ou poly kystique, ces kystes sont de diamètre varié et contiennent un liquide rouge marron. Sur le plan microscopique, les cellules sont cylindriques à rondes, groupées en une ou plusieurs rangées, entourant des zones remplies de liquide, le stroma peut être abondant ou rare. Des rosettes des cellules de la granulosa bordant un espace central « corps Call-Exner » peuvent être présentes (**Zachary, 2017**) (Figure 13).

2. Thécome (lutéome)

Il est rarement observé chez les animaux domestiques, formé d'une masse blanchâtre à orange, de consistance ferme, constitué de cellules ovales ou fusiformes (**Jubb et al., 2016**) (Figure 14).

II.1.4.3 Tumeurs épithéliales

Elles sont peu fréquentes et proviennent de l'épithélium ovarien dans la plupart des cas, et occasionnellement du rete ovarii, elles sont décrites comme des structures papillaires s'étendant dans la lumière du kyste tumoral (**Purohit, 2014**).

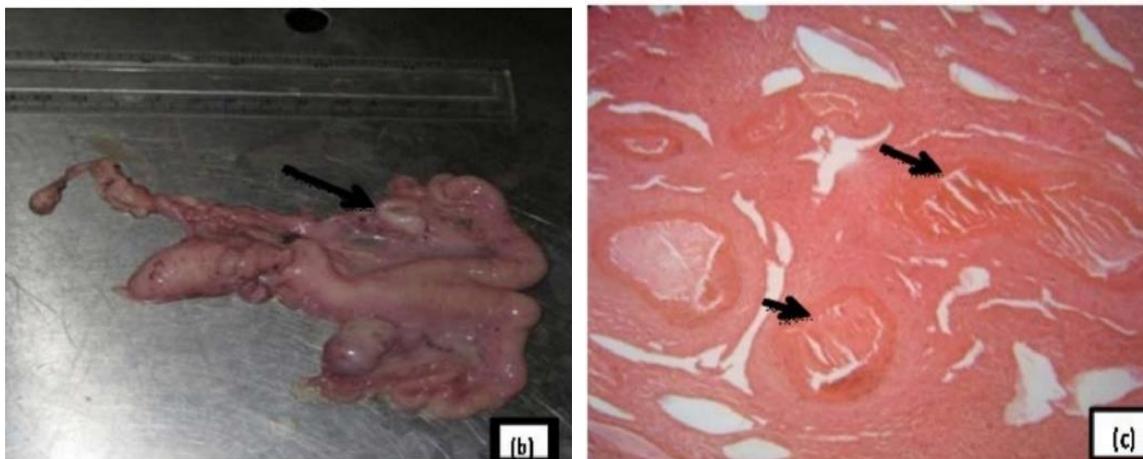


Figure 7. Hypoplasie ovarienne (Garba et al., 2019).

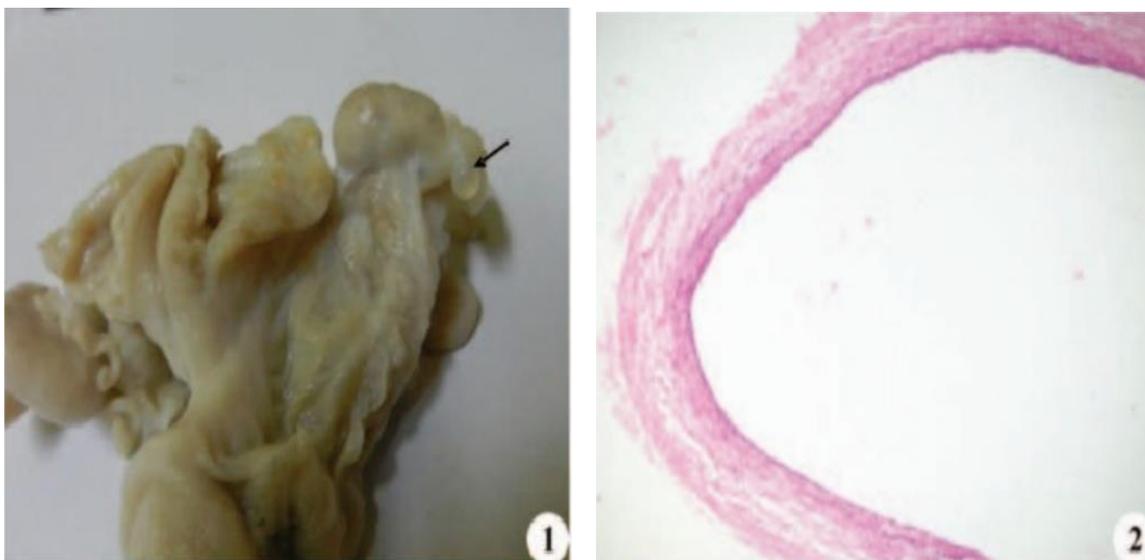


Figure 8. Kyste para-ovarien (Beena et al., 2016).

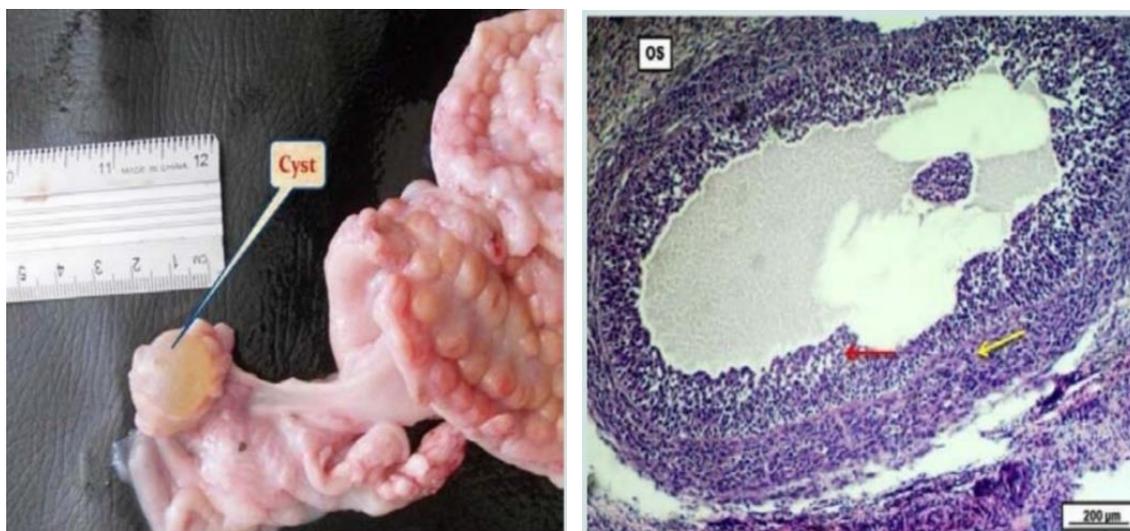


Figure 9. Kyste folliculaire (Karim et al., 2017).



Figure 10. Corps jaune kystique (Karim et al., 2017).



Figure 11. Adhésion ovarienne (Beena et al., 2016).

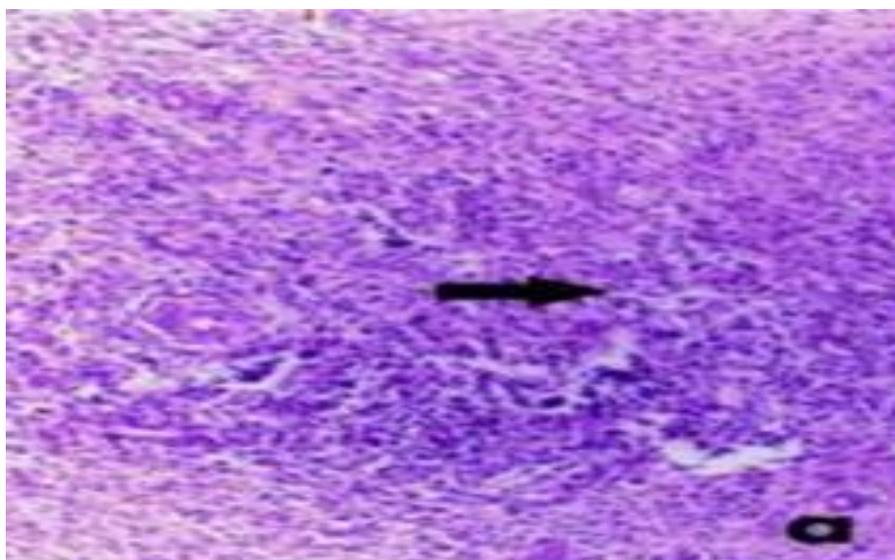


Figure 12. Oophorite (Abou-Rawash et al., 2008).

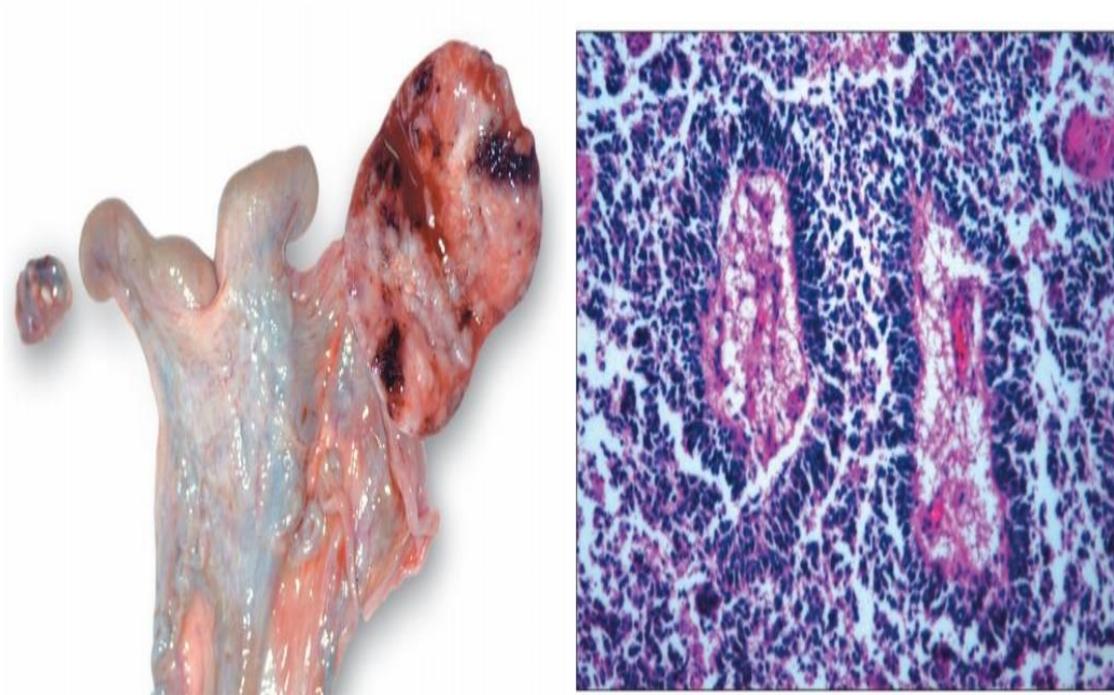


Figure 13. Tumeur de la granulosa (Svara et al., 2009).

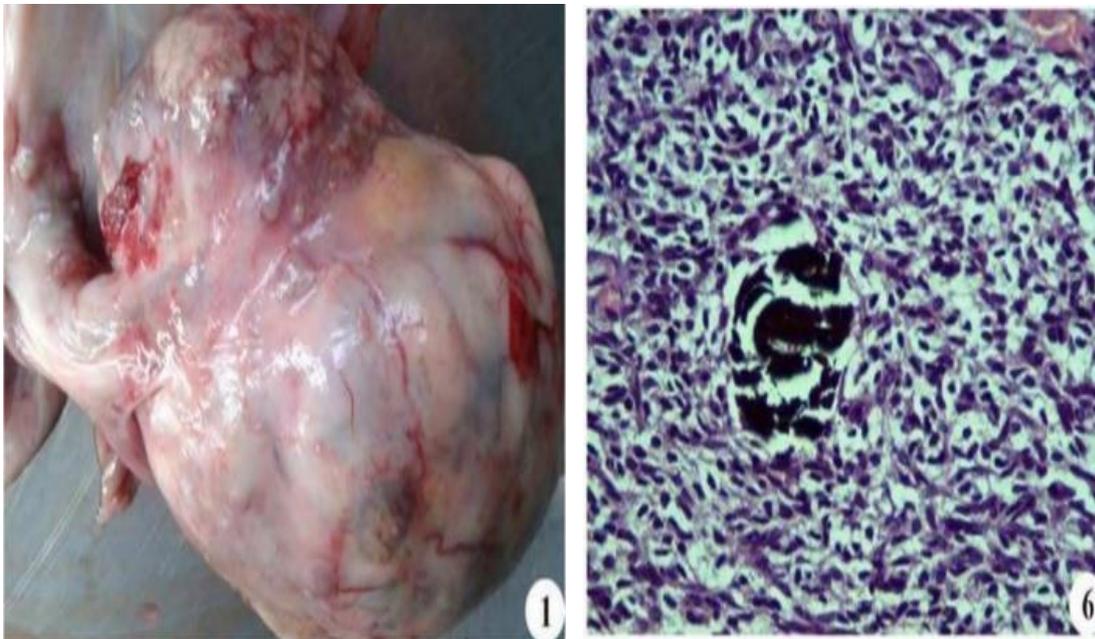


Figure 14. Thécome (Beena et al., 2016).

II.2 Lésions des trompes utérines

Les lésions des trompes utérines les plus fréquentes chez les animaux domestiques sont la salpingite, l'hydrosalpinx, et le pyosalpinx (Jubb et al., 2016 ; Annie et al., 2022), le plus souvent secondaires aux infections utérines (Jubb et al., 2016), ou aux lésions ovariennes (Jubb et al., 2016 ; Vijay et al., 2021).

II.2.1 Hydrosalpinx

C'est une dilatation uniforme ou irrégulière des trompes utérines, pouvant aller jusqu'à 1.5 cm (Jubb et al., 2016), par accumulation du liquide clair dans la lumière (Zachary, 2017). Les trompes utérines deviennent plus longues et plus tortueuses, avec parois minces (Jubb et al., 2016 ; Zachary, 2017). Histologiquement, il est caractérisé par l'oblitération de la lumière et l'apparition des kystes dans la muqueuse (Jubb et al., 2016), qui montre une réduction des plis (Purohit, 2014). Il se produit suite à une salpingite, hématome ovarien, obstruction ou aplasie segmentaire de l'utérus (Jubb et al., 2016 ; Zachary, 2017), ou dans le cas de free martinisme (Jubb et al., 2016) (Figure 15).

II.2.2 Salpingite

C'est une inflammation de l'oviducte, suite à des infections utérines (endométrite, pyomètre, ou métrite), donnant une salpingite bilatérale, ou à des infections ovariennes virales. La muqueuse devient congestionnée, épaisse, et œdémateuse (Zachary, 2017). Microscopiquement, les lésions modérées se traduisent par la desquamation de l'épithélium et la perte de cils (Zachary, 2017), plus de la congestion des vaisseaux sanguins (Jubb et al., 2016). En cas de lésions sévères, la muqueuse est lésée en totalité, voire la musculuse (Zachary, 2017), elle se caractérise par l'épaississement des plis muqueux suite à l'accumulation de cellules inflammatoires et la congestion des vaisseaux, et la lumière se remplit de l'exsudat inflammatoire (Jubb et al., 2016) (Figure 16 & 17).

II.2.3 Pyosalpinx

C'est l'accumulation de pus dans la lumière des trompes (Jubb et al., 2016 ; Zachary, 2017), après obstruction de celle-ci (Jubb et al., 2016), et se produit suite à une infection bactérienne (Zachary, 2017), par *Escherichia coli*, *staphylocoques*, *streptocoques*, et *Trueperella pyogenes*. La muqueuse s'épaissit par infiltration des cellules inflammatoires : neutrophiles, lymphocytes et plasmocytes, qui se trouvent aussi dans la lumière, les

adhérences entre les plis muqueux dénudés forment des kystes (Jubb *et al.*, 2016). La péritonite locale et les adhérences sont généralement associées au pyosalpinx (Purohit, 2014) (Figure 18).

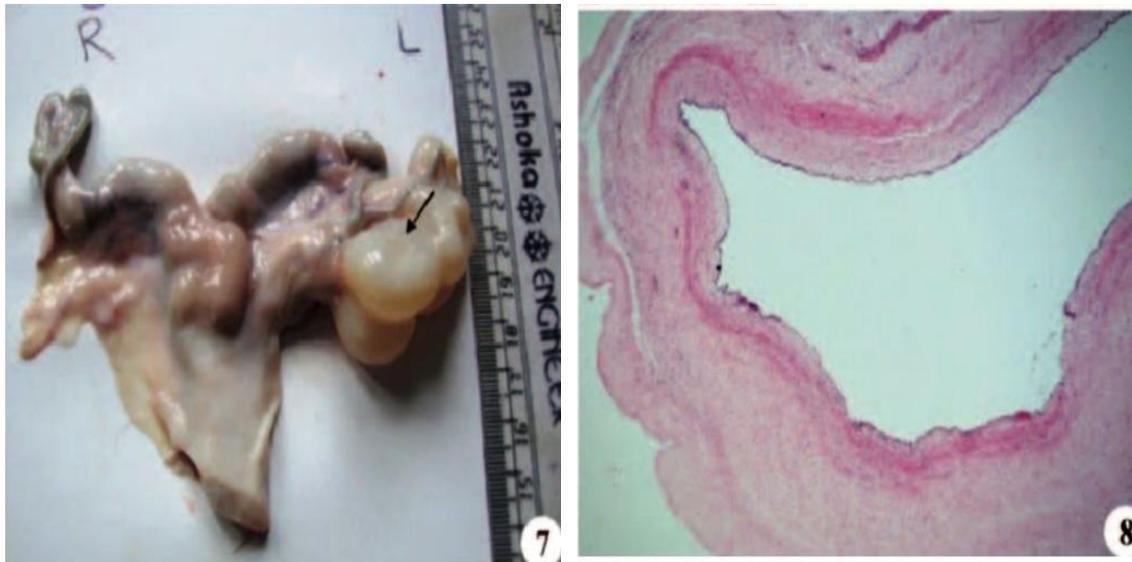


Figure 15. Hydrosalpinx (Beena *et al.*, 2016).

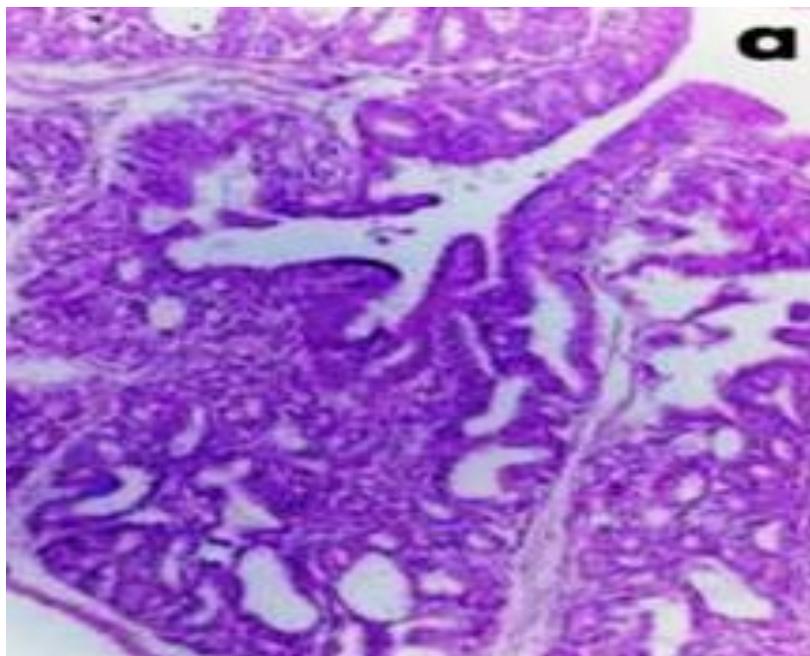


Figure 16. Salpingite aiguë (Abou-Rawash *et al.*, 2008).

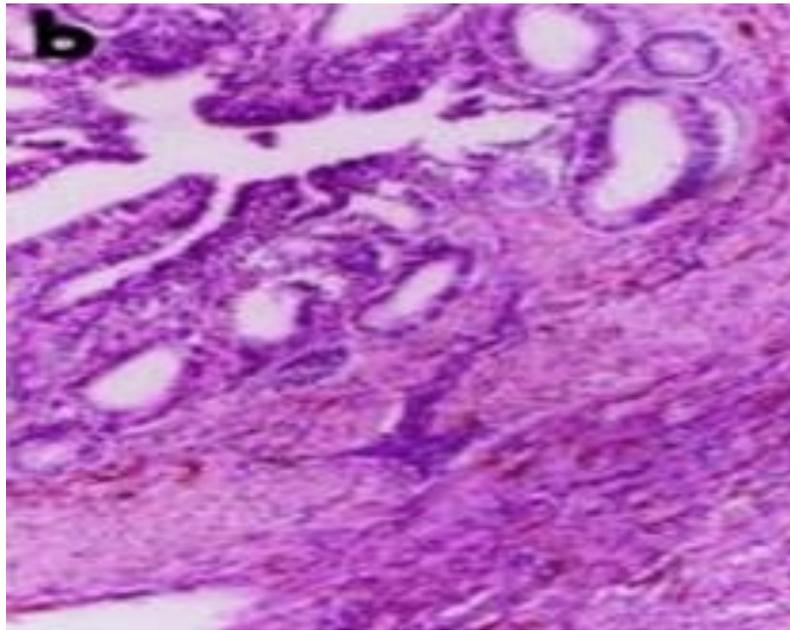


Figure 17. Salpingite chronique (Abou-Rawash et al., 2008).

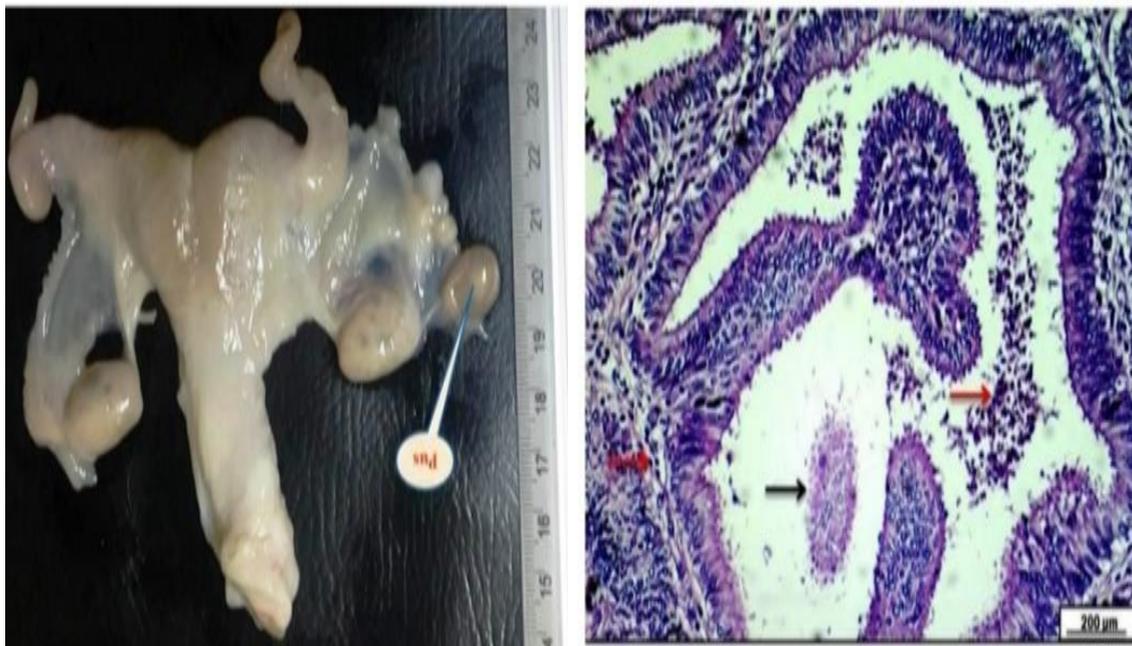


Figure 18. Pyosalpinx (Karim et al., 2020).

II.3 Lésions utérines

II.3.1 Anomalies congénitales

II.3.1.1 Utérus didelphe

C'est une anomalie congénitale, dont laquelle chaque corne utérine est liée à un col distinct, elle est due à l'absence de fusion des segments caudaux des canaux de Muller pendant la vie embryonnaire (**Fathalla, 2008**) (Figure 19).

II.3.1.2 Utérus unicorne

C'est une malformation congénitale, survient suite aux anomalies de développement des canaux de Muller (**Chethan et al., 2017**), elle correspond à l'absence d'une corne utérine (**Jubb et al., 2016**), et les autres segments de l'appareil génital présentent un développement normal (**Chethan et al., 2017**) (Figure 20).

II.3.2 Lésions non inflammatoires

II.3.2.1 Torsion

Elle est plus fréquente chez la vache et la jument au cours de la gestation, elle peut être également causée par les polypes, l'hydromètre, le pyomètre et les tumeurs utérines. La torsion se développe autour de l'axe transversal de l'utérus (**Jubb et al., 2016**). La paroi de l'utérus gravide et celle du placenta présentent de l'œdème et de la congestion, le fœtus, soit il se momifie après la mort soit il se putréfie, la rupture peut survenir suite à la friabilité de la paroi utérine (**Zachary, 2017**).

II.3.2.2 Rupture

La rupture utérine peut être spontanée ou provoquée par la torsion utérine, la dystocie prolongée (**Jubb et al., 2016**), ou lors de la perfusion des liquides et des médicaments pendant le traitement des infections utérines (**Zachary, 2017**). Une rupture complète entraîne la mort (**Jubb et al., 2016**).

II.3.2.3 Rétention des membranes fœtales

Cette rétention constitue un milieu favorable pour la multiplication des bactéries pathogènes, provoquant une endométrite post-partum, qui peut conduire à une septicémie (Zachary, 2017).

II.3.2.4 Atrophie de l'endomètre

La paroi endométriale devient mince (Zachary, 2017), de coloration grisâtre, dépourvue de caroncules (Beena et al., 2018), elle se produit au cours de l'anoestrus, la cachexie, la malnutrition, ou les anomalies du développement sexuel (Zachary, 2017).

II.3.2.5 Polypes

Ce sont des nodules localisés et pédonculés, formés de glandes et de stroma endométriales (Zachary, 2017), isolés ou multiples, prenant la forme de la lumière utérine (Jubb et al., 2016), leur longueur peut atteindre plusieurs centimètres. Ces nodules peuvent obstruer la lumière conduisant à l'accumulation du mucus (Zachary, 2017).

II.3.2.6 Hyperplasie endométriale

Elle correspond histologiquement à l'augmentation de la taille et la superficie des glandes endométriales sans modification du stroma, les cellules de l'épithélium glandulaire sont hypertrophiées avec cytoplasme vacuolé. Il existe deux types : l'hyperplasie endométriale simple qui se caractérise par un épaississement localisé ou diffus de l'endomètre et l'hyperplasie endométriale kystique où les glandes présentent un épithélium pavimenteux simple suite à la rétention des produits de sécrétion dans la lumière glandulaire (Zachary, 2017). La stimulation et la sécrétion prolongée des œstrogènes lors des tumeurs de la granulosa, ou l'ingestion des plantes riches en estrogène entraînent une activité accrue des glandes endométriales (Jubb et al., 2016) (Figure 21).

II.3.2.7 Endométriose

Elle se traduit par un épaississement localisé du myomètre (Zachary, 2017), due à la présence du stroma et des glandes utérines entre les fibres musculaires (Jubb et al., 2016).

II.3.2.8 Hydromètre

Il correspond à l'accumulation du liquide clair dans la cavité utérine par blocage de l'écoulement suite à des obstructions congénitales ou acquises ou dans le cas de l'hyperoestrogénisme (**Zachary, 2017**), l'utérus présente une distension uniforme ou segmentaire, si cette lésion persiste, la paroi endométriale va s'atrophier, un pyomètre se développe si l'utérus s'infecte (**Jubb et al., 2016**) (Figure 22).

II.3.3 Lésions inflammatoires

II.3.3.1 Endométrite

C'est l'inflammation de la couche interne de l'utérus « l'endomètre », elle est plus fréquente après l'insémination artificielle, après une dystocie ou suite à l'échec de l'involution utérine. En cas d'endométrite sévère, la muqueuse présente des débris nécrotiques et de la fibrine avec une surface ondulée. Microscopiquement, les lésions de la muqueuse pouvant aller d'une simple desquamation des cellules épithéliales à une nécrose sévère avec infiltration des glandes et du tissu interstitiel par les neutrophiles. L'endométrite chronique se caractérise par l'apparition du tissu de granulation (**Zachary, 2017**), riche en lymphocytes et plasmocytes (**Jubb et al., 2016**), qui va se transformer en tissu fibreux (**Zachary, 2017**) (Figure 23&24).

II.3.3.2 Métrite

Toutes les couches de l'utérus à savoir la muqueuse, la musculuse, et la séreuse présentent une inflammation (**Jubb et al., 2016**). La muqueuse est congestionnée, œdémateuse, souvent ulcérée, présentant des taches hémorragiques et contenant du liquide nauséabond.

La séreuse est granuleuse, présente des pétéchies et des filaments de fibrine adhérant au mésothélium. Les trois couches s'infiltrent par les neutrophiles et le liquide d'œdème (**Zachary, 2017**).

II.3.3.3 Pyomètre

C'est une accumulation de pus dans la lumière utérine (**Zachary, 2017**), donnant une dilatation symétrique ou asymétrique des cornes utérines, uniforme ou en forme

d'ampoule. La paroi utérine devient sombre et friable avec visibilité des vaisseaux sanguins, les neutrophiles s'infiltrent dans la lumière utérine et dans les glandes, qui deviennent kystiques, les cellules épithéliales sont vacuolées avec noyaux pycnotiques (Jubb et al., 2016) (Figure 25).



Figure 19. Utérus didelphe (Chethan et al., 2017).



Figure 20. Utérus unicorne (Chethan et al., 2017).



Figure 21. Hyperplasie endométriale (Karim et al., 2020).

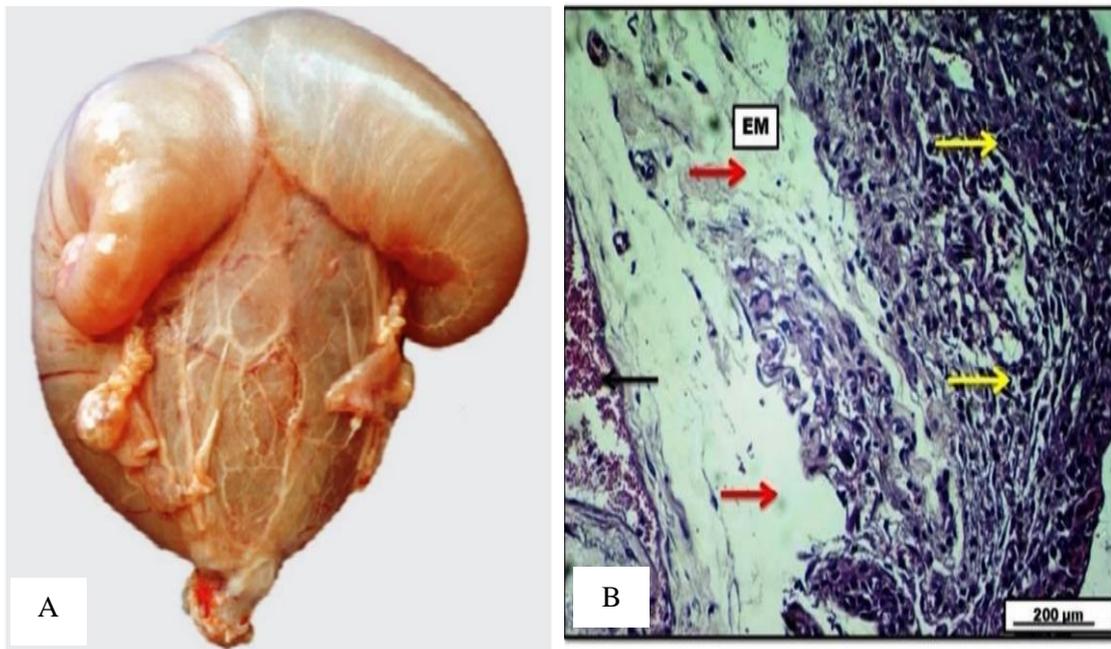


Figure 22. Hydromètre. A. (Zachary, 2017), B. (Karim et al., 2020).



Figure 23. Endométrite aiguë (Uddin et al., 2019).

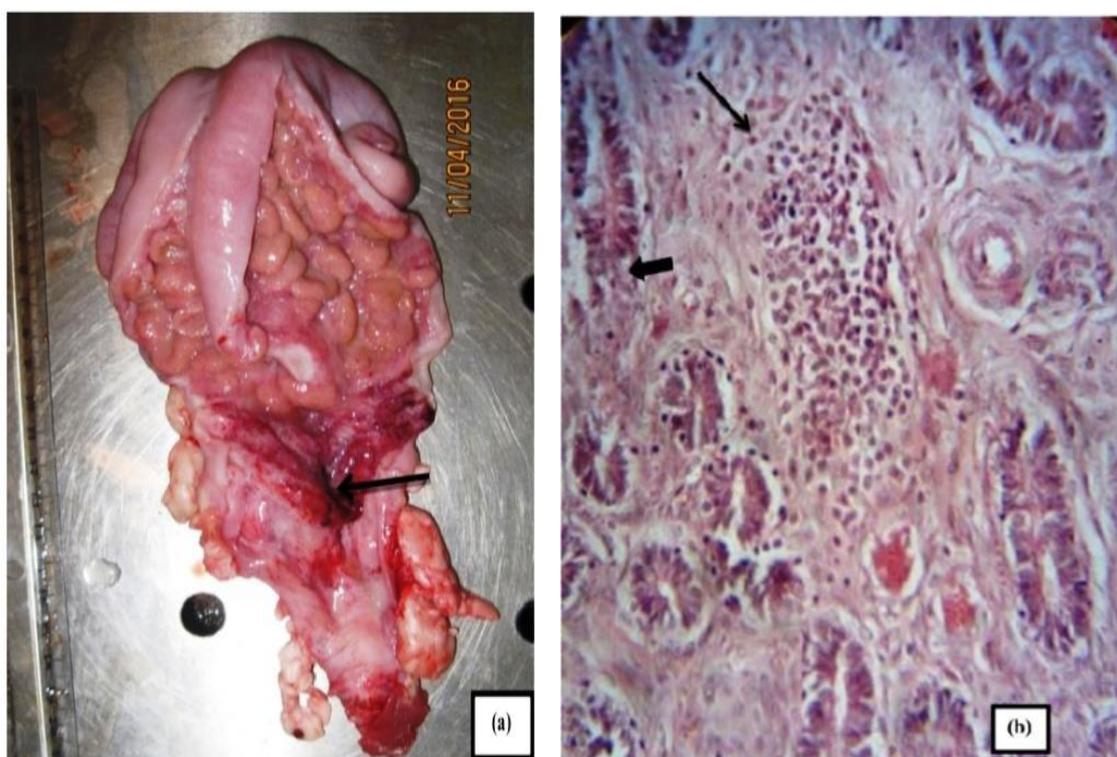


Figure 24. Endométrite chronique (Garba et al., 2019).



Figure 25. Pyomètre (Karim et al., 2020).

II.4 Lésions cervicales

Dans la majorité des cas, les lésions cervicales sont associées aux lésions utérines

II.4.1 Lésions non inflammatoires

II.4.1.1 Lésions congénitales

Elles apparaissent suite aux anomalies du développement sexuel, comprenant l'hypoplasie cervicale, l'absence de tous ou certains anneaux cervicaux, le double col, la diverticulose et la dilatation du canal cervical (Zachary, 2017).

II.4.1.1.1 Hypoplasie cervicale

Elle est caractérisée par un canal ouvert et l'absence de tous ou certains anneaux cervicaux, conduisant à des infections utérines et des difficultés lors de l'insémination artificielle (Jubb et al., 2016).

II.4.1.2 Kystes

Ils sont de petit diamètre, sans influence sur la reproduction (Jubb et al., 2016).

II.4.1.3 Sténose

Elle peut être congénitale ou acquise, survient après une inflammation chronique ou une lacération profonde (Jubb *et al.*, 2016).

II.4.2 Lésions inflammatoires

II.4.2.1 Cervicite

Elle est toujours associée à l'endométrite ou à la vaginite par contiguïté (Zachary, 2017), un exsudat muco-purulent s'accumule entre les anneaux qui deviennent hypertrophiés, congestionnés et œdémateux. Il se produit une desquamation, dégénérescence épithéliale, et infiltration par les cellules inflammatoires (Jubb *et al.*, 2016) (Figure 26).

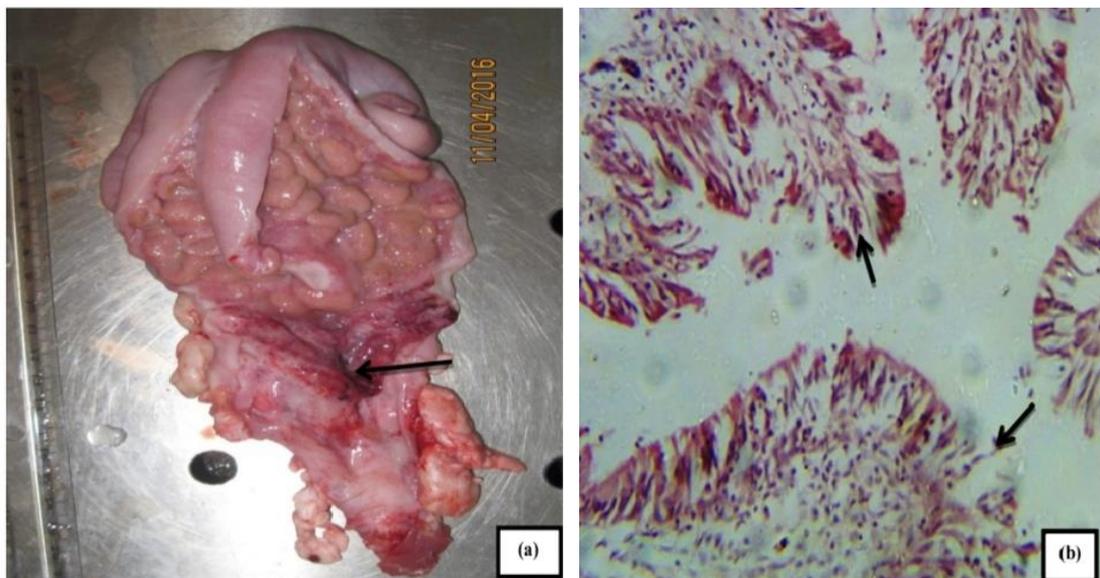


Figure 26. Cervicite hémorragique (Garba *et al.*, 2019).

II.5 Lésions du vagin et de la vulve

II.5.1 Lésions non inflammatoires

II.5.1.1 Hypertrophie de la vulve

Elle peut être physiologique au cours de l'œstrus, ou pathologique dans les cas de sécrétion prolongée d'œstrogène (kystes folliculaires, tumeurs de la granulosa, les mycotoxines) (Jubb *et al.*, 2016).

II.5.1.2 Kystes

Ils se forment dans la paroi vaginale en cas d'inflammation du canal de Gartner, ou les glandes de Bartholin, ou en cas d'hyperoestrogénisme (Zachary, 2017).

II.5.2 Lésions inflammatoires

II.5.2.1 Vaginite et vulvite post-partum

Elles surviennent au cours de la dystocie par traumatisme et lacération de la muqueuse vaginale et vulvaire, aggravée par les infections bactériennes secondaires, ce traumatisme peut être survenir lors de l'insémination artificielle, ou pendant le transfert embryonnaire (Zachary, 2017).

II.5.2.2 Vulvite granuleuse

Elle s'observe chez les animaux de tout âge et dans n'importe quel troupeau (Jubb et al., 2016), La muqueuse vulvaire est œdémateuse, congestionnée et granuleuse suite à l'hyperplasie des follicules lymphoïdes (Zachary, 2017), ces granulations sont de couleur rosâtre ou rougeâtre, et de diamètre variable (Jubb et al., 2016).

II.5.3 Tumeurs

II.5.3.1 Carcinome épidermoïde de la vulve

L'exposition aux rayons ultra-violet est la cause principale, il s'accroît dans les régions vulvaires dépigmentées (Zachary, 2017), il se présente sous forme de nodules arrondies ou ovales, comme il peut prendre l'aspect de chou-fleur, de consistance ferme, de taille variable, et d'aspect blanc-grisâtre à la coupe. Sur le plan histologique, il se compose soit des cordons, des travées, des nids ou des îles, formés de grandes cellules polygonales avec des noyaux irréguliers, hypertrophiés, et hyperchromatiques (Khodakaram et al., 2013).

II.6 Tumeurs de l'utérus, du col, et du vagin

II.6.1 Carcinome

Il peut être petit, ferme et annulaire, ou peut couvrir une grande partie de la paroi utérine, il est caractérisé microscopiquement par la pléomorphisme et l'augmentation de la taille des glandes endométriales, dispersées dans un tissu fibreux abondant (Zachary, 2017) (Figure 27).

II.6.2 Lymphome

Il peut aller jusqu'à trois centimètres d'épaisseur, affectant une ou toutes les couches de la paroi utérine, de couleur blanchâtre et de consistance friable (Zachary, 2017).

II.6.3 Léiomyome

Très rarement observé chez les petits ruminants, bénin, et non invasif. Il se développe dans la couche musculaire de l'utérus, du col, et du vagin, de couleur blanchâtre, ferme, isolé ou multiples, leur diamètre mesure jusqu'à 12 cm (Jubb et al., 2016). Cette tumeur est composée de cellules musculaires lisses néoplasiques montrant différents degrés de différenciation, le stroma peut être abondant ou rare (Hananeh et al., 2019).

II.6.4 Leiomyosarcome

Il est malin, invasif, et métastatique, il se présente comme des masses multiples, bien circonscrites, et de taille variable. Cette tumeur est constituée de cellules fusiformes polymorphiques, avec un tissu conjonctif dense (Hananeh et al., 2019) (Figure 28).

II.6.5 Adénome des glandes de Bartholin

Il est rare chez les animaux, c'est une masse lobulée présentant plusieurs kystes, composée de cellules épithéliales néoplasiques de différentes formes (Hananeh et al., 2019).

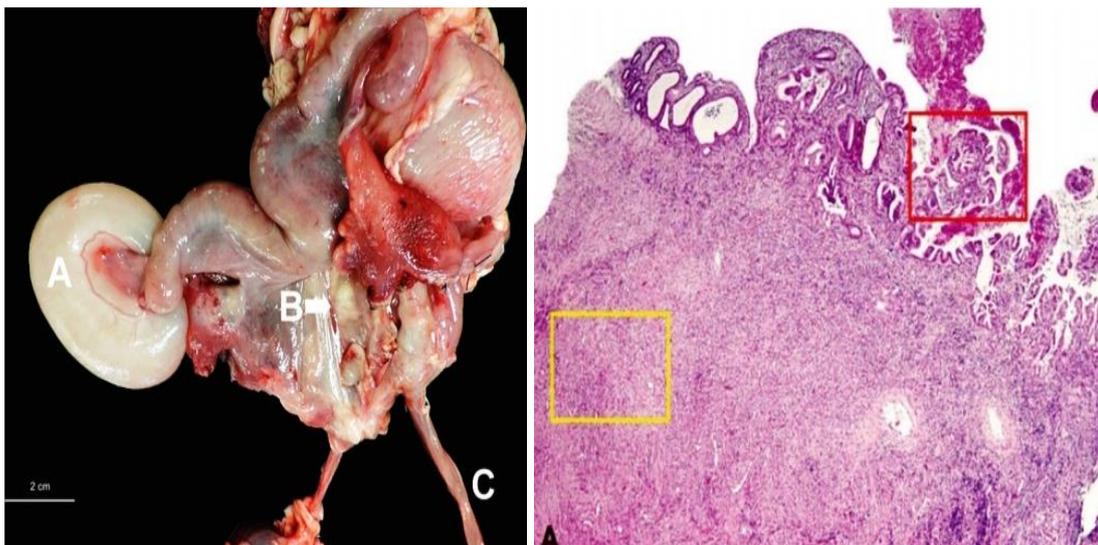


Figure 27. Adénocarcinome (Dockweiler et al., 2017).

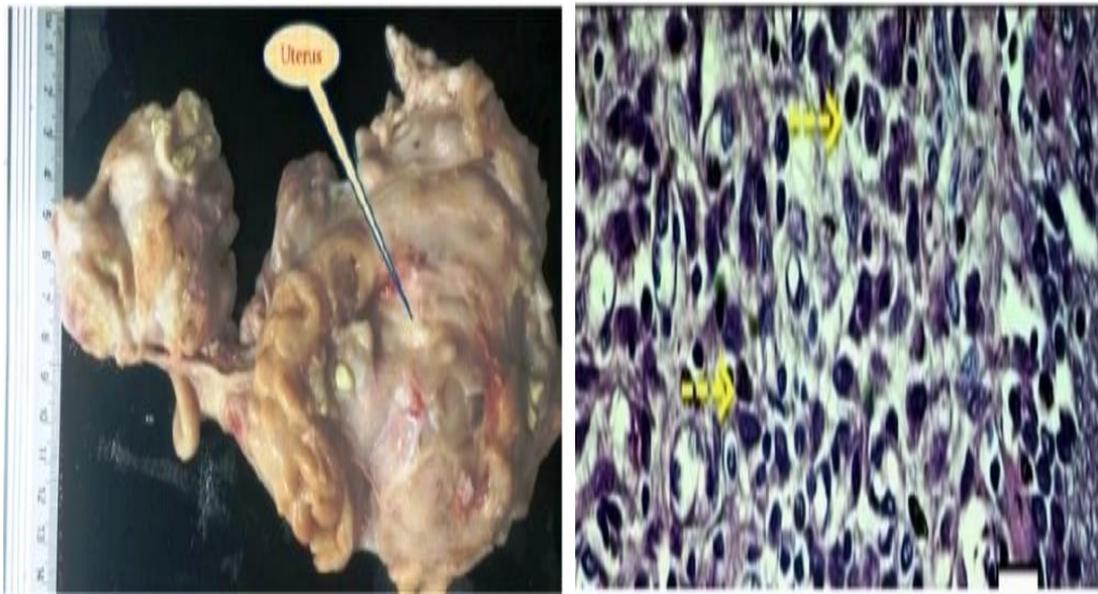
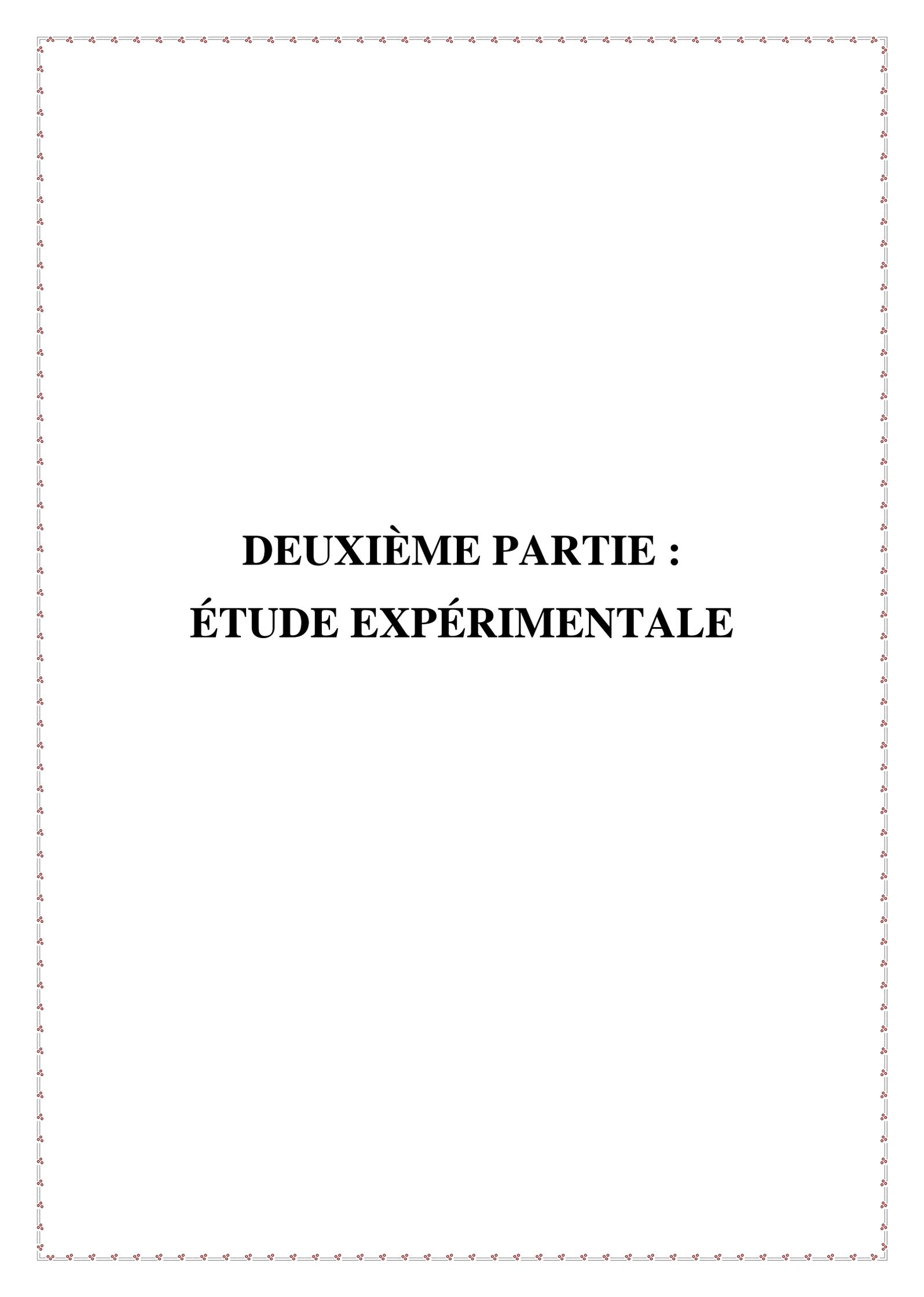
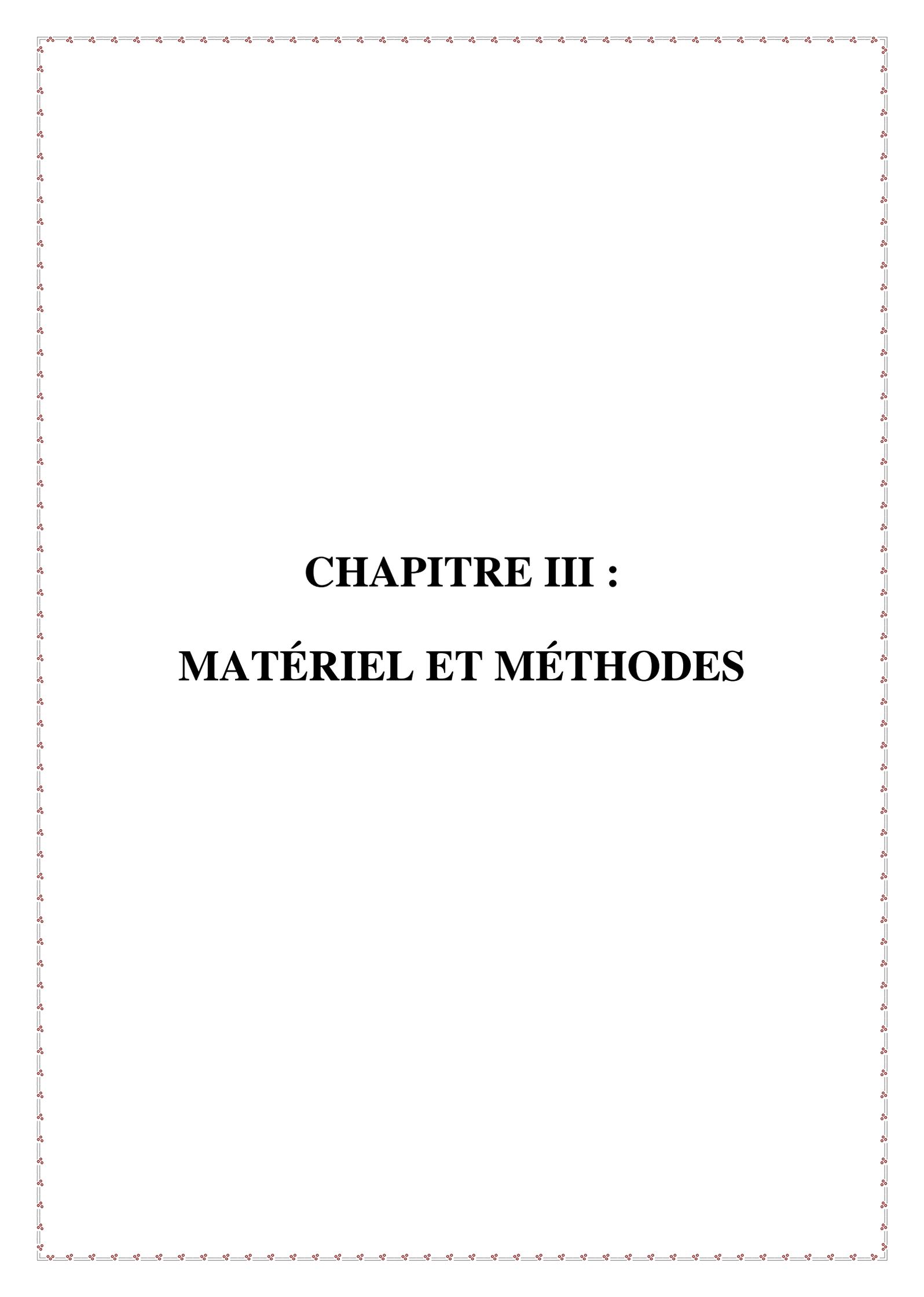


Figure 28. Leiomyosarcome (Karim et al., 2020).



DEUXIÈME PARTIE : **ÉTUDE EXPÉRIMENTALE**



CHAPITRE III :

MATÉRIEL ET MÉTHODES

Partie II : Partie expérimentale

Chapitre III : Matériel et méthodes

III.1 Objectifs

Nous avons entrepris d'étudier l'appareil génital de la chèvre dans la région de Tiaret sur le plan morphométrique et lésionnel afin d'atteindre les objectifs suivants :

- La détermination de la morphométrie (longueur, largeur, épaisseur et poids) des différentes parties de l'appareil génital (excepté le vagin) chez la chèvre de la race Arbia.
- La recherche des lésions macroscopiques et microscopiques de l'appareil génital de la chèvre abattue dans la région de Tiaret.
- La caractérisation des bactéries présentes dans l'utérus, ainsi que leur résistance à quelques antibiotiques.

III.2 Présentation générale de la wilaya de Tiaret

III.2.1 Localisation

La wilaya de Tiaret, située à l'ouest de l'Algérie, s'étend sur une partie de l'Atlas tellien au Nord et sur les hauts plateaux au centre et au Sud, elle a une superficie de 20399,10 km². Elle est limitée par plusieurs wilayas à savoir : les wilayas de Tissemsilet et Relizane au Nord, Laghouat et El-Bayadh au Sud ; les wilayas de Mascara et Saida à l'Ouest et la wilaya de Djelfa à l'Est (Figure 29) (Achir & Hellal, 2016).

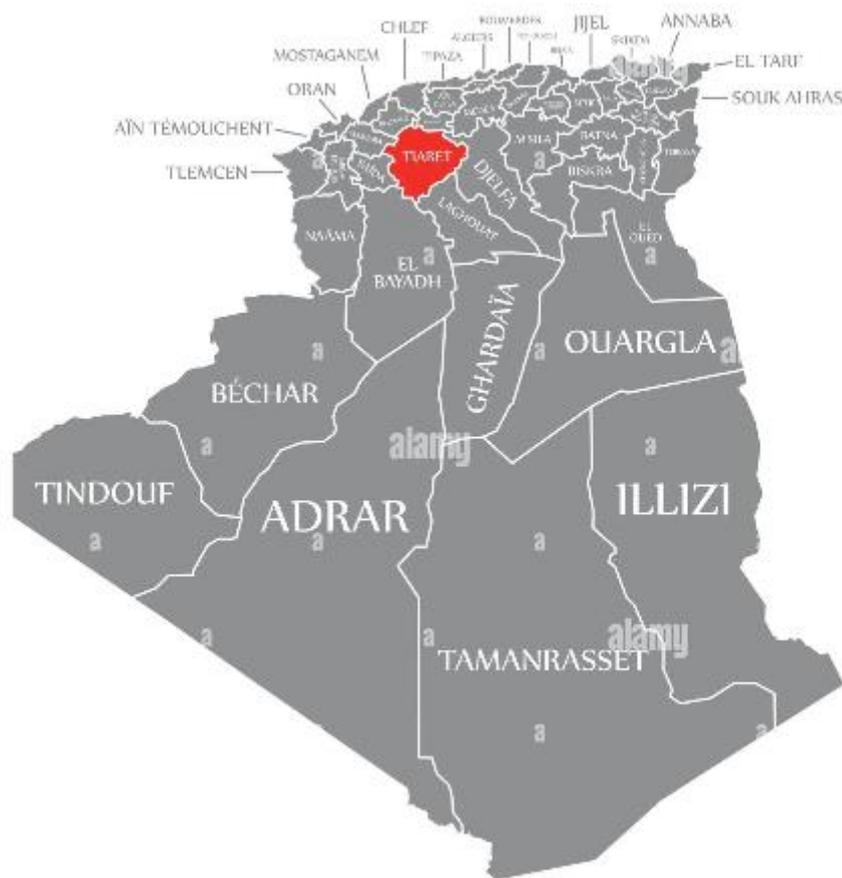


Figure 29. La région de Tiaret <https://www.alamyimages.fr/>

III.2.2 Climat

C'est un climat semi-aride, qui se caractérise par deux périodes à savoir : un hiver rigoureux et un été chaud et sec avec une température moyenne de 37,2°C (Achir & Hellal, 2016).

III.3 Population caprine dans la région de Tiaret

La wilaya de Tiaret comprend 137194 têtes du cheptel caprin (110517 femelles et 26677 males) (DSA, 2023). Les caprins sont élevés en nombre limité avec les ovins dans la majorité des cas, suivant un système extensif, le lait est destiné généralement à la consommation familiale, la consommation de la viande est en augmentation grâce à ses bienfaits nutritionnels. Cette population est prédominée par la race Arbia, qui se caractérise par un poil long, profil facial droit, oreilles longues et pendantes, robe multicolore (noir et blanc), et d'une hauteur au garrot de 69,28±0,46 cm (Laouadi et al., 2020). Elle présente une

production laitière acceptable (**Djouza & Chehema, 2018**), une bonne qualité de viande, et une bonne quantité et qualité de poil (**Ouchene-Khelif et al., 2021**). Le régime alimentaire est basé sur le pâturage, supplémenté dans certains cas par des concentrés. Les conditions d'élevages sont traditionnelles (bâtiments d'élevage).



**Figure 30. Chèvre de la race Arbia
(Laouadi et al., 2020).**

III.4 Matériel

III.4.1 Animaux de l'étude

Un total de trois-cent douze (312) appareil génital femelle a été collecté de différents abattoirs (l'abattoir principal de Tiaret, l'abattoir de Takhemaret ; et celui de Mahdia), l'examen anté-mortem a permis de caractériser les animaux de l'étude par leur race, leur âge et leur état corporel.

III.4.2 Conception de l'étude

Cette étude a été effectuée en trois volets :

Le premier volet consiste à la réalisation des mesures morphométriques (longueur, largeur, épaisseur et poids) de chaque organe (ovaires, salpinx, utérus, et cervix) de l'appareil génital de la chèvre de la race Arbia, les données ont été traités par la suite à l'aide du logiciel Spss.

Le deuxième volet a été réalisé au niveau du laboratoire d'histopathologie de l'Institut des Sciences Vétérinaires de Tiaret, les organes présentant des lésions ont été fixés dans une solution de formol à 10% pour la réalisation ultérieure des coupes histo-pathologiques.

Le troisième volet a été effectué au niveau du laboratoire de microbiologie de l'Institut des Sciences Vétérinaires de Tiaret, les prélèvements utérins réalisés ont fait l'objet d'un diagnostic bactériologique.

III.5 Méthodologie de l'étude

III.5.1 Examen à l'abattoir

La détermination de la race, de l'âge, de l'état corporel et de l'état général de chaque animal a été effectuée. Les appareils génitaux ont été collectés après éviscération puis acheminés à l'Institut des Sciences Vétérinaires de Tiaret pour effectuer la démarche suivante :

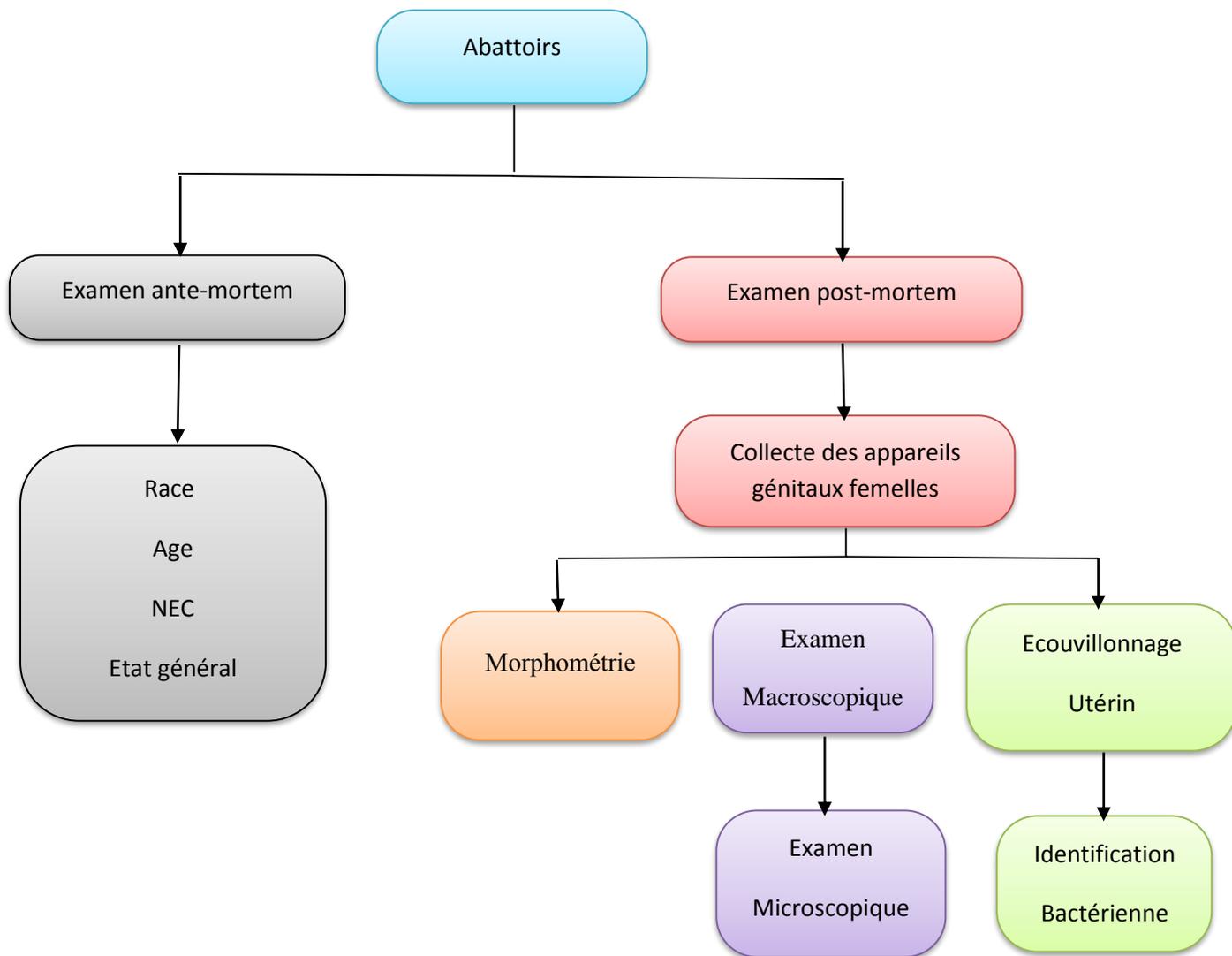


Figure 31. Schéma du protocole expérimental.

III.5.2 Les examens de laboratoire

III.5.2.1 Etude morphométrique

Un total de cent quarante-huit (**148**) appareil génital, macroscopiquement sains, a été soumis à des mesures : cent-vingt (**120**) chèvres vides, classées en trois groupes selon leur âge (6-12mois, 12-36mois, >36mois) (en fonction de la dentition), et en trois groupes selon leur état corporel (1-1,5, 1,5-2, 2,5-3) (**Ghosh et al., 2019**).

Vingt-huit (**28**) chèvres gestantes, classées en deux groupes selon leur stade de gestation (le premier tiers : 21-40jours (**18**), le deuxième tiers :42-77jours :(**10**), l'âge fœtal a été estimé par la mesure de la longueur du fœtus (de la base de la tête à la base de la queue) (**Sivachelvan et al., 1996 ; Martinez et al., 1998**).

La longueur, la largeur, et l'épaisseur de chaque organe ont été mesurées avec une règle, et enregistrées en millimètres (mm) (Figure 32), le poids a été pris avec une balance électrique et enregistré en gramme (g) (Figure 33).

La longueur de l'ovaire droit et gauche a été mesurée par la distance entre la surface antérieure et postérieure de celui-ci, la largeur a été considérée de la ligne perpendiculaire à la longueur, l'épaisseur a été déterminée par la distance entre les bords dorsal et ventral.

La longueur des trompes utérines a été mesurée de l'extrémité antérieure de l'infundibulum à la jonction utéro-tubaire après la séparation de chaque oviducte de son mésosalpinx.

La longueur de chaque corne utérine a été déterminée par la distance entre la bifurcation des cornes jusqu'au sommet de celle-ci, la largeur a été déterminée par la distance entre la surface latérale et médiale, l'épaisseur a été mesurée par la distance entre les bords dorsal et ventral.

La longueur du corps de l'utérus a été prise de la bifurcation des cornes utérines jusqu'à l'orifice interne du col, la largeur a été mesurée entre les bords latéraux gauche et droit, l'épaisseur a été déterminée par la distance entre les bords dorsal et ventral.

La longueur du col a été déterminée par la distance entre l'orifice interne et externe de celui-ci, la largeur a été mesurée entre les bords latéraux gauche et droit, l'épaisseur a été déterminée par la distance entre les bords dorsal et ventral.

➤ **Analyse statistique**

L'analyse statistique des données a été réalisée par le système IBM Spss, version 21. Les résultats ont été exprimés en moyenne \pm erreur standard.

Le test Kolmogorov-Smirnov a été utilisé pour tester la normalité des données. Les tests de Kruskal-Wallis, et ANOVA ont été utilisés pour déterminer la présence de signification entre les groupes d'âge et entre les groupes de la note d'état corporel. Les tests de Mann-Whitney et Tukey ont été faits pour la précision de la localisation de la signification.

La différence significative entre les groupes de la gestation a été déterminée par les tests T et Mann-Whitney. Elle a été fixée à 5%.



**Figure 32. Prise de poids de l'ovaire
(Photo personnelle).**



**Figure 33. Prise de la longueur de la trompe
utérine droite (Photo personnelle).**

III.5.2.2 Etude anatomo-pathologique

III.5.2.2.1 Examen macroscopique

L'inspection des appareils génitaux a été faite par examen visuel, palpation et incision. Les lésions ont été examinées et classées en fonction de leur forme, leur taille, leur couleur, leur consistance, et leur localisation (Assey *et al.*, 1998). Les follicules et les corps jaunes de plus de 10 mm ont été considérés comme kystiques (Karim *et al.*, 2017).

III.5.2.2.2 Préparation des échantillons pour l'examen histo-pathologique

Cette partie a été réalisée au niveau du laboratoire d'histopathologie de l'ISV-Tiaret, suivant ce protocole :

✓ **Amincissement et fixation**

Les tissus prélevés ont été découpés en fragments de 0,5 cm d'épaisseur, et placés dans une solution de formol à 10% (Etape 01).

✓ **Traitement des tissus**

Les fragments ont été traités à l'aide d'un automate (Leica TP 1020) (Etape 02), qui procède à :

- La déshydratation dans des bains d'alcool à concentrations croissantes (70%/2h, 80%/2h, 95%/2h, et 100%/3h).
- L'éclaircissement dans deux bains de xylène pendant une heure et demi chacun.
- Inclusion par la paraffine dissoute à une température de 56°C pendant deux heures.

✓ **Confection des blocs**

Les échantillons ont été placés dans des moules en acier inoxydable, préalablement remplies au quart par la paraffine, des cassettes ont été ensuite déposées sur les tissus et remplies de paraffine pour former des blocs (Station d'enrobage Leica 2615) (Etape 03).

✓ Confection des coupes

Après l'élimination de l'excès de paraffine, les tissus ont été découpés à cinq micromètres d'épaisseur utilisant un microtome rotatif (Leica 2125) (Etape 04), le ruban réalisé après la coupe est ensuite placé dans un bain marie à 50°C (Etape 05). Les coupes déposées sur les lames ont été séchées à l'étuve à 37°C/ 24H.

✓ Colorations réalisées**• Coloration simple****Coloration hématoxyline-éosine (Etape 06)****➤ Principe**

Cette coloration comporte deux colorants : l'hématoxyline, qui est un colorant basique, colore les structures acides tel que le noyau en bleu violacé, l'éosine est un colorant acide, colore le cytoplasme et les fibres tissulaires en rose.

➤ Technique

- Déparaffinage par passage dans deux bains de xylène de 15 minutes chacun.
- Réhydratation par passage dans deux bains d'éthanol absolu, un bain d'alcool à 95°, puis à 80°, ensuite à 70° (cinq minutes pour chaque bain).
- Coloration avec l'hématoxyline pendant 25 minutes.
- Rinçage à l'eau du robinet.
- Coloration à l'éosine pendant 15 minutes.
- Lavage à l'eau du robinet pour éliminer l'excès de colorant.
- Déshydratation dans l'alcool à 70° pendant 10 minutes puis dans l'alcool absolu pendant 3 minutes.
- Séchage des lames par papier buvard.
- Clarification dans le xylène pendant 15 minutes.
- Montage des lamelles utilisant le baume de Canada, et veillant à dégager les bulles d'air.

➤ **Résultats**

Les noyaux se colorent en violet, le cytoplasme et les fibres se colorent en rose (Suvarna *et al.*, 2012).

• **Colorations spécifiques**

Les colorations spécifiques ont été réalisées au niveau du laboratoire de pathologie numérique à la faculté des sciences vétérinaire de l'université du Caire en Egypte, elles ont été choisies en fonction des lésions microscopiques de l'utérus (**Annexe I**).

✓ **Coloration de trichrome de Masson**

Cette coloration est utilisée pour montrer l'abondance de fibres de collagène en cas de fibrose, et la différenciation entre les fibres de collagène et les fibres musculaires dans les tumeurs.

➤ **Principe**

Trois colorants sont utilisés de manière sélective : coloration du muscle, des fibres de collagène, de fibrine et des érythrocytes. Le tissu est d'abord coloré avec le Biebrich scarlet (colorant acide), qui se lie aux composants tissulaires acidophiles, après l'ajout des phospho-acides, les tissus les moins perméables retiennent le rouge, il établit un lien avec le collagène pour se lier avec le bleu d'aniline.

➤ **Technique**

- Déparaffinage et réhydratation
- Lavage à l'eau courante du robinet pour éliminer l'acide picrique pendant 5 minutes
- Hématoxyline de Weigert pendant 10 minutes
- Lavage à l'eau courante pendant 5 minutes, puis rinçage à l'eau distillée
- Biebrich Scarlet pendant 5 minutes
- Rinçage à l'eau distillée
- Différenciation dans une solution d'acide phosphotungstique-phosphomolybdique pendant 10 minutes
- Transférer directement dans le bleu d'aniline pendant 5 minutes
- Rinçage à l'eau distillée

- L'acide acétique 1% pendant une minute, rinçage à l'eau distillée
- Déshydratation, clarification et montage

➤ **Résultats**

Le noyau se colore en noir, le cytoplasme, les fibres musculaires et les érythrocytes se colorent en rouge, les fibres de collagène se colorent en bleu (Crookham & Dapson, 1991).

✓ **Coloration Bleu alcian**

➤ **Principe**

Le bleu alcian colore les mucosubstances acides et les mucines acétiques. Le bleu alcian est un groupe de colorants basiques polyvalents hydrophiles, il colore à la fois les mucopolysaccharides acides carboxylés et sulfatés, la couleur bleue est due à la présence de cuivre dans la molécule.

➤ **Technique**

- Hydratation avec de l'eau distillée
- Acide acétique pendant 3 minutes
- Solution de bleu alcian pendant 30 minutes à la température ambiante
- Lavage à l'eau courante de robinet pendant 2 minutes, puis rinçage à l'eau distillée
- Rouge nucléaire pendant 5 minutes, puis lavage à l'eau du robinet
- Déshydratation, clarification et montage

➤ **Résultats**

Les muco-substances et les mucines se colorent en bleu, le noyau se colore en rose rougeâtre (Crookham & Dapson, 1991).

III.5.2.2.3 Examen microscopique (lecture des lames)

La lecture a été faite à l'aide d'un microscope optique aux différents grossissements ($\times 40$, $\times 100$, $\times 400$), l'identification finale des lésions a été basée sur les caractéristiques macroscopiques et microscopiques.

Les images numériques sont capturées avec un microscope associé à un appareil photo numérique (Primo Star) connecté à un ordinateur (hp) (Etape 07).

➤ **Analyse statistique**

La fréquence des lésions génitales a été calculée en pourcentages, la corrélation entre la fréquence de ces lésions et les facteurs de risque (Age et note d'état corporel) a été obtenue à partir du logiciel Spss : corrélation de Pearson.

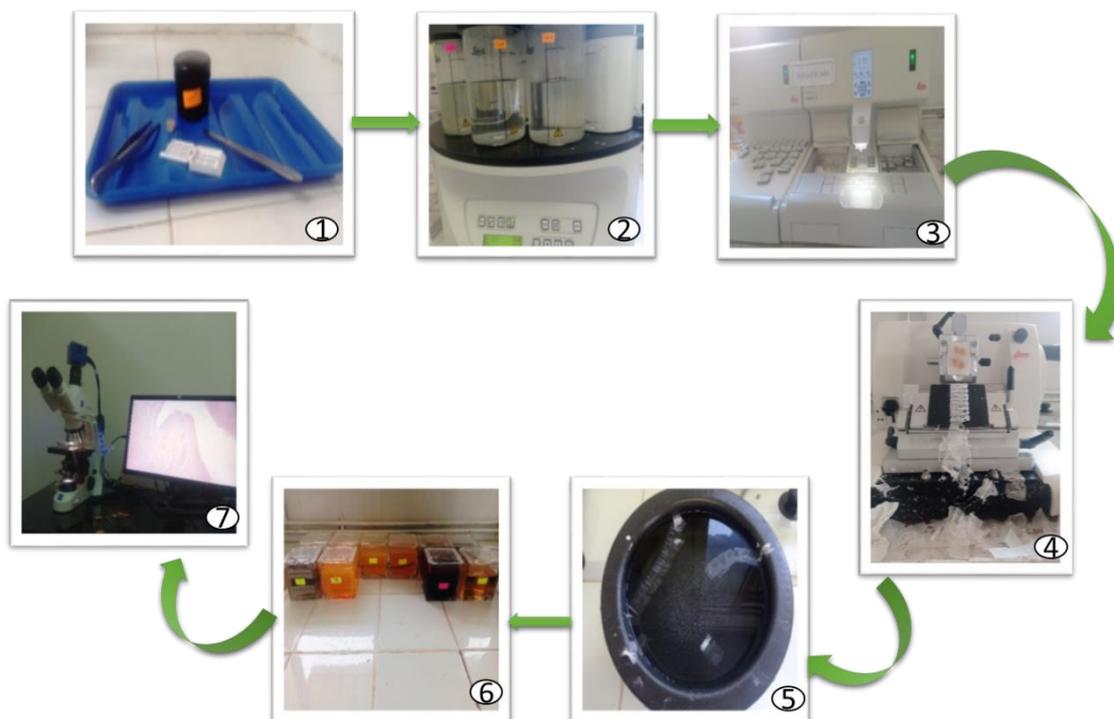


Figure 34. Etapes de préparation des lames (Photo personnelle).

III.5.2.2.4 Immunohistochimie

La technique d'immunohistochimie a été réalisée au niveau du laboratoire de pathologie numérique à la faculté des sciences vétérinaire de l'université du Caire en Egypte. Elle a été effectuée sur des coupes de tissus fixés au formol et inclus dans la paraffine pour la visualisation des marqueurs inflammatoires, apoptotiques, et papillaires (IL-6, TNF α , Bax, Bcl2, PCNA, et Ki67). Ces marqueurs ont été choisis en fonction des lésions utérines microscopiques.

Les marqueurs inflammatoires : IL-6 : Interleukine 6, TNF α : Tumor Necrosis Factor-alpha.

Les marqueurs de l'apoptose : Bax : (Bcl-2- associated X- protein), Bcl2 : B-cell lymphoma protein.

Les marqueurs papillaires : PCNA : Proliferating Cell Nuclear Antigen, Ki67 : Kiel 67.

➤ **Technique (Annexe II)**

- Les coupes de 3 μ m d'épaisseur ont été montées sur des lames adhésives (StarFrost) pour éviter le décollement des tissus.
- Déparaffinage dans trois bains de xylène (3 minutes chacun), puis réhydratation dans quatre bains d'éthanol à concentration croissante (3 minutes).
- Rinçage à l'eau distillée.
- Les coupes ont été plongées dans une solution de TBS (tris-buffered saline) et incubées avec trois cycles au micro-onde (LG®) (1 min à 200 W) pour démasquer les antigènes.
- Refroidissement à température ambiante et rinçage à l'eau distillée.
- Les lames ont été ensuite immergées dans une solution de peroxyde d'hydrogène (H₂O₂) à 10% pendant 10 minutes pour bloquer l'activité de la peroxydase endogène, puis rinçage à l'eau distillée.
- Application de l'anticorps primaire : utilisation des anticorps monoclonaux de souris contre TNF α et Bax (Santa Cruz, Biotech), des anticorps monoclonaux de lapin contre PCNA, Bcl2, et IL-6, et des anticorps monoclonaux humains contre Ki 67, les lames ont été ensuite incubées pendant une heure à la température ambiante dans un environnement humide.

- Rinçage dans la solution TBS.
- Application de l'anticorps secondaire pendant 30 minutes.
- Une solution de DAB a été déposée sur les lames et laissées jusqu'à l'apparition du couleur marron.
- Une contre coloration a été faite avec l'hématoxyline de Mayer.
- Rinçage à l'eau de robinet puis à l'eau distillée.
- Réhydratation, clarification, et montage avec le milieu de montage Biomount DPX.
- La lecture a été faite par un microscope optique de type Leica DMC 4500 connecté à un appareil photo numérique connecté à un ordinateur.

III.5.2.3 Etude bactériologique

Un total de quatre-vingt-quatre (**84**) chèvres abattues à l'abattoir a été inclus dans cette partie, après le sacrifice, les appareils génitaux collectés ont été acheminés à l'Institut des Sciences Vétérinaires de Tiaret.

III.5.2.3.1 Prélèvements utérins

Les prélèvements ont été réalisés par écouvillonnage au niveau du corps et des cornes utérines a été effectué à l'aide d'un écouvillon après la réalisation d'une incision entre le col et le corps utérin par une lame bistouri stérile. L'échantillonnage était aléatoire et dépendait de la fréquence de l'abattage au niveau de l'abattoir.

III.5.2.3.2 Diagnostic bactériologique

III.5.2.3.2.1 Isolement

Un enrichissement dans le bouillon nutritif a été réalisé, puis ensemencement dans les milieux sélectifs suivants (milieu de Chapman, Hektoen, et Cétrimide) sur les boîtes de pétri, qui ont été placées retournées, dans l'étuve à 37°C pendant 24 heures.

III.5.2.3.2.2 Identification des bactéries

L'identification des bactéries était basée sur leurs caractères cultureux, morphologiques, et biochimiques.

Recherche des caractères cultureux

Par ensemencement sur des milieux sélectifs (milieu de Chapman pour les staphylococcus, milieu MacConkey /Hektoen pour les entérobactéries et gélose au cétrimide pour *Pseudomonas aeruginosa*

✓ **Examen macroscopique**

Il permet de décrire les colonies bactériennes par leur taille, forme et couleur.

✓ **Examen microscopique**

Il sert à déterminer la forme et le type de la paroi de chaque bactérie.

➤ **Recherche des caractères biochimiques**

✓ **Test de la catalase**

❖ **Principe**

La catalase est une enzyme qui décompose le peroxyde d'hydrogène en oxygène et en eau (Abilo & Meseret, 2006).

❖ **Technique**

Des colonies prélevées par une pipette pasteur et émulsionnées dans 2-3 ml d'une solution de peroxyde d'hydrogène mise sur une lame propre, une réaction positive se traduit par le dégagement des bulles d'oxygènes (Abilo & Meseret, 2006).

✓ **Test de la coagulase**

❖ **Principe**

La coagulase est une enzyme qui convertit le fibrinogène en fibrine induisant ainsi la coagulation du plasma (Abilo & Meseret, 2006).

❖ **Technique**

Coagulase sur tube

Quelques colonies prélevées par l'anse de platine et ajoutées dans un tube stérile contenant du plasma, placé ensuite dans l'étuve, la formation du caillot indique une réaction positive après incubation à 37°C pendant 24H (Sue, 2010).

✓ **Test de la désoxyribonucléase (DNase)**

❖ **Principe**

La désoxyribonucléase est une enzyme qui dégrade l'acide désoxyribonucléique (Abilo & Meseret, 2006), utilisé dans l'identification présomptive des *Staphylococcus aureus* (Cowan & Steel, 1993).

❖ **Technique**

A l'aide d'une anse de platine, des colonies prélevées et ensemencées en strie unique à la surface de boîte de Pétri contient un milieu enrichi en ADN, après incubation, la boîte est

inondée d'une solution d'HCL (1 N). L'apparition d'une zone claire autour de la strie indique une réaction positive (Cowan & Steel, 1993).

✓ **Test d'oxydase**

❖ **Principe**

Le cytochrome oxydase est une enzyme qui transforme le N'-tetraméthyl-p-phenylenediamine dihydrochloride en un composé coloré en bleu.

Il est utilisé pour identifier les espèces possédant dans leur chaîne respiratoire du cytochrome oxydase comme *Pseudomonas*, *Neisseria*, *Vibrio* et *Pasteurella*, utilisé aussi pour distinguer les souches de *Pseudomonas* des entérobactéries (Cowan & Steel, 1993).

❖ **Technique**

Des colonies prélevées par une pipette pasteur ont été étalées sur un disque d'oxydase, préalablement déposé sur une lame propre, imbibé d'eau physiologique, une réaction positive se traduit par une couleur bleu-violet après quelques secondes (Abilo & Meseret, 2006).

✓ **Galleries API (Analytical Profile Index)**

❖ **Principe**

La galerie API comporte 20 microtubules contenant des substrats déshydratés. Les microtubules sont inoculés avec une suspension bactérienne qui reconstitue les tests. 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 et l'identification est obtenue à l'aide d'un logiciel d'identification.

❖ **Technique**

Une suspension bactérienne a été préparée à partir d'une culture pure et jeune dans de l'eau physiologique et standardisée à l'échelle 0.5 McFarland, les microtubules sont ensuite remplis de la suspension par une pipette Pasteur, puis incubation à 37°C/18-24 H. la lecture des réactions positives ou négatives a été faite selon les variations de couleur (Annexe VI & VII) (Microbiologie clinique, 2022).

III.5.2.3.2.3 Antibiogramme

Parallèlement à l'identification, un antibiogramme devrait être réalisé dans le but d'étudier la sensibilité des bactéries isolés aux différents antibiotiques afin de pouvoir envisager les profils de résistance et de sensibilité de l'ensemble des bactéries isolées.

La méthode utilisée en routine était la méthode standard recommandée par l'OMS en 2014 (méthode de diffusion des disques imprégnés d'antibiotiques).

➤ **Mode opératoire de l'antibiogramme selon les recommandations de l'OMS**

✓ **Milieu**

Gélose Mueller Hinton (MH), coulée en boîtes de Pétri sur une épaisseur de 4 mm. Les géloses sont séchées avant l'emploi.

✓ **Inoculum**

- A partir d'une culture pure de 18 h sur milieu d'isolement, racler à l'aide d'une anse de platine, quelques colonies bien isolées et parfaitement identiques.
- Décharger l'anse dans 5-10 ml d'eau physiologique stérile à 0,9%.
- Bien homogénéiser la suspension bactérienne, son opacité doit être équivalente à 0,5 McFarland ou à une densité optique de 0,08 à 0,10 lux à 625 nm.

L'inoculum peut être ajusté en ajoutant, soit de la culture s'il est trop faible, ou bien de l'eau physiologique stérile s'il est trop fort. L'ensemencement doit se faire dans les 15 mn qui suivent la préparation de l'inoculum.

✓ **Ensemencement**

- Tremper un écouvillon stérile dans la suspension bactérienne.
- L'essorer en le pressant fermement (en le tournant) sur la paroi interne du tube, afin de le charger au maximum. Frotter l'écouvillon sur la totalité de la surface gélosée, de haut en bas, en stries serrées.
- Répéter l'opération deux fois, en tournant la boîte de 60° à chaque fois sans oublier de faire pivoter l'écouvillon sur lui-même. Finir l'ensemencement en passant l'écouvillon sur la périphérie de la gélose.

Dans le cas où l'on ensemence plusieurs boîtes de Pétri, il faut rechanger l'écouvillon à chaque fois.

✓ **Application des disques d'antibiotiques**

Il ne faut pas mettre plus de 6 disques d'antibiotiques sur une boîte de 90 mm de diamètre. Les disques d'antibiotiques doivent être espacés de 24 mm, centre à centre.

- Presser chaque disque d'antibiotique à l'aide de pinces stériles pour s'assurer de son application. Une fois appliqué le disque ne doit pas être déplacé.

Incubation : 18-24 heures à 37°C.

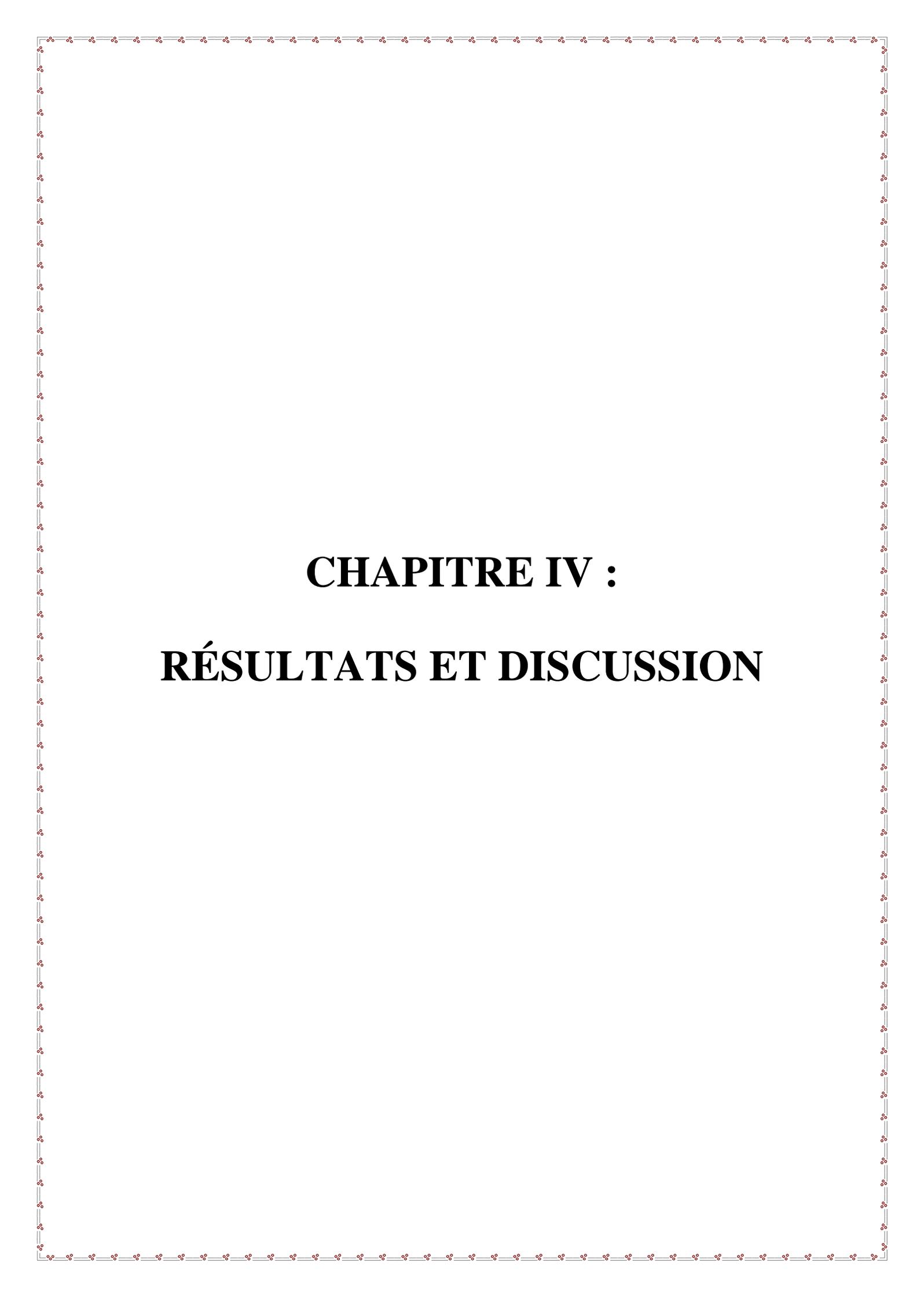
✓ **Lecture**

- Mesurer avec précision les diamètres des zones d'inhibition à l'aide d'un pied à coulisse métallique, à l'extérieur de la boîte fermée.
- Comparer ces résultats aux valeurs critiques figurant dans les tables de lecture (**Annexe VIII**)

Les antibiotiques testés appartenaient à 7 familles différentes (Tableau 01)

Tableau 01 : Antibiotiques utilisés dans l'antibiogramme

Famille	Antibiotiques	Symbole	Charge
β-lactamines	Amoxicilline-acide clavulanique	AMC	30 µg
	Amoxicilline	AML	10 µg
	Ampicilline	AM	10 µg
Céphalosporines 2 ^{ème} G	Cephalexine	CL	30 µg
Aminosides	Gentamicine	CN	10 µg
	Streptomycine	S	10 µg
Macrolides	Erythromycine	E	15 µg
Tetracyclines	Tétracycline	TE	30 µg
Quinolones 1 ^{ère} G	Acide nalidixique	NA	30 µg
Quinolones 2 ^{ème} G	Ciprofloxacine	CIP	5 µg
	Pefloxacine	PEF	5 µg
	Norfloxacine	NOR	10 µg



CHAPITRE IV :

RÉSULTATS ET DISCUSSION

Chapitre IV : Résultats et Discussion

IV.1 Etude morphométrique

Tableau 02 : Morphométrie de l'appareil génital de la chèvre Arbia en fonction de l'âge

Organes	coté	Mesures (moyenne ± ES)	6-12 mois n=40	12-36 mois n=40	> 36 mois n=40
Ovaire	Droit	Poids (g)	0.79 ± 0.05 ^a	1.03 ± 0.07 ^b	1.68 ± 0.12 ^c
		Longueur (mm)	15.50 ± 0.47 ^a	17.20 ± 0.41 ^b	20.08 ± 0.49 ^c
		Largeur (mm)	10.98 ± 0.29 ^a	11.83 ± 0.40 ^{bc}	13.65 ± 0.52 ^{ac}
		Epaisseur (mm)	6.78 ± 0.24 ^a	8.18 ± 0.31 ^{ab}	8.98 ± 0.38 ^{ac}
	Gauche	Poids (g)	0.75 ± 0.03 ^a	1.06 ± 0.11 ^b	1.60 ± 0.10 ^c
		Longueur (mm)	15.35 ± 0.33 ^a	16.40 ± 0.38 ^b	19.08 ± 0.39 ^c
		Largeur (mm)	10.73 ± 0.28 ^a	12.18 ± 0.47 ^b	13.88 ± 0.36 ^c
		Epaisseur (mm)	7.10 ± 0.23 ^a	8.10 ± 0.31 ^{ab}	8.80 ± 0.35 ^{ac}
Trompes Utérines	Droit	Poids (g)	0.36 ± 0.01 ^a	0.45 ± 0.02 ^b	0.56 ± 0.03 ^c
		Longueur (mm)	165.55 ± 4.35 ^a	170.80 ± 4.38	175.85 ± 4.51 ^{ac}
	Gauche	Poids (g)	0.40 ± 0.02 ^a	0.46 ± 0.02 ^b	0.60 ± 0.03 ^c
		Longueur (mm)	176.88 ± 4.35 ^a	178.70 ± 4.18	190.65 ± 4.02 ^{ac}
Cornes Utérines	Droit	Poids (g)	2.38 ± 0.21 ^a	4.41 ± 0.35 ^b	6.52 ± 0.51 ^c
		Longueur (mm)	62.05 ± 1.88 ^a	79.70 ± 2.85 ^b	93.28 ± 4.43 ^c
		Largeur (mm)	9.63 ± 0.41 ^a	11.35 ± 0.38 ^b	13.58 ± 0.53 ^c
		Epaisseur (mm)	7.13 ± 0.29 ^a	8.80 ± 0.35 ^{ab}	9.73 ± 0.40 ^{ac}
	Gauche	Poids (g)	2.44 ± 0.17 ^a	4.67 ± 0.34 ^b	6.82 ± 0.53 ^c
		Longueur (mm)	66.80 ± 2.00 ^a	84.83 ± 2.76 ^b	101.70 ± 4.45 ^c
		Largeur (mm)	9.25 ± 0.39 ^a	11.30 ± 0.43 ^b	12.68 ± 0.48 ^c
		Epaisseur (mm)	6.80 ± 0.31 ^a	8.25 ± 0.32 ^{ab}	9.13 ± 0.33 ^{ac}
Corps utérin	Poids (g)	5.51 ± 0.65 ^a	8.84 ± 0.95 ^b	14.41 ± 1.11 ^c	
	Longueur (mm)	32.83 ± 1.53 ^a	39.35 ± 1.51 ^{ab}	43.25 ± 1.68 ^{ac}	
	Largeur (mm)	19.30 ± 0.70 ^a	22.30 ± 0.89 ^b	27.88 ± 1.02 ^c	
	Epaisseur (mm)	7.55 ± 0.32 ^a	10.03 ± 0.43 ^b	11.73 ± 0.41 ^c	
Col	Poids (g)	2.99 ± 0.30 ^a	5.76 ± 0.46 ^{ab}	8.46 ± 0.99 ^{ac}	
	Longueur (mm)	25.50 ± 1.90 ^a	35.30 ± 1.53 ^{ab}	36.51 ± 2.84 ^{ac}	
	Largeur (mm)	13.63 ± 0.59 ^a	16.85 ± 0.61 ^b	19.49 ± 0.85 ^c	
	Epaisseur (mm)	8.20 ± 0.49 ^a	11.03 ± 0.42 ^{ab}	11.13 ± 0.59 ^{ac}	

Les valeurs avec différentes lettres (^{abc}) indiquent une différence significative (P<0.001).

Un total de cent quarante-huit (**148**) appareil génital, macroscopiquement sains, a été mesuré (**120** vides, **28** gravides). Les différentes parties de l'appareil génital présentent des dimensions (longueur, largeur, et épaisseur) et de poids variables selon l'âge, la note d'état corporel, et les stades de gestation.

IV.1.1 Morphométrie en fonction de l'âge

La morphométrie de l'appareil génital de la chèvre Arbia en fonction de l'âge est présentée dans le tableau 02.

✓ Ovaires

L'ovaire droit était plus long et plus gros que l'ovaire gauche, alors que la trompe utérine gauche et la corne utérine gauche étaient plus longues et plus grosses que celles du côté droit.

Dans la présente étude, le poids moyen, la longueur, la largeur, et l'épaisseur moyennes de l'ovaire droit chez la chèvre Arbia âgée entre **6** et **12** mois étaient de **0,79±0,05 g**, **15,50±0,47 mm**, **10,98±0,29 mm**, **6,78±0,24 mm**, respectivement, et ceux de l'ovaire gauche étaient de **0,75±0,03 g**, **15,35±0,33 mm**, **10,73±0,28 mm**, **7,10±0,23 mm**, respectivement. Les valeurs moyennes du poids de l'ovaire droit et gauche étaient inférieures à celles rapportées par **Uddin et al., (2021)** à **7-12** mois, tandis que la longueur et la largeur moyennes étaient supérieures à celles trouvées par **Uddin et al., (2021)** chez la chèvre Black Bengale. Cette différence peut être attribuée à la forme de l'ovaire chez les deux races (en forme d'amande chez la chèvre Black Bengale, et une forme ovoïde chez la chèvre Arbia).

Le poids et les dimensions de l'ovaire droit et gauche (la longueur, la largeur, et l'épaisseur) dans le deuxième groupe d'âge (**12-36** mois) dans cette étude étaient supérieures aux résultats de **Kirbas Dogan et al., (2019)** chez la chèvre d'Anatolie, et ceux de **Haque et al., (2016)** chez la chèvre Black Bengale. Cependant, ces résultats étaient nettement inférieurs à ceux obtenus par **Mohammadpour, (2007)** chez la chèvre Iranienne indigène. Cette différence peut être liée à la race, le poids des animaux, et la phase physiologique au moment de l'étude.

Le poids et les dimensions (la longueur, la largeur, et l'épaisseur) entre l'ovaire droit et gauche dans cette étude n'ont pas révélé de différence significative (**P>0,05**), ces résultats étaient similaires à ceux rapportés par **Aliyu et al., (2016)** chez la race Sahel du Nigeria, et **Mohammadpour, (2007)** chez la race locale Iranienne.

Le poids de l'ovaire a présenté une différence hautement significative ($P < 0.001$) en fonction de l'âge. Cependant, **Aliyu et al., (2016)** ont enregistré une différence non significative du poids de l'ovaire droit et gauche entre les groupes d'âge. Le poids de l'ovaire est influencé par le nombre et la taille des follicules et des corps jaunes qu'il contient. **Kouamo et al., (2015)** ont déclaré qu'un bon état nutritionnel avait une influence positive sur le développement de la population folliculaire. De plus, l'âge de l'animal a un impact sur le poids de l'ovaire, qui augmente au stade pubertaire et davantage au stade post pubertaire qu'au stade pré-pubère, selon **Sahu et al., (2017)**.

D'après nos résultats, l'ovaire droit était plus gros que le gauche en fonction de l'âge, de la note d'état corporel et les stades de gestation, ce qui indique que l'ovaire droit est plus actif que le gauche, ce résultat est supporté par plusieurs études antérieures (**Gupta et al., 2011 ; Reazul et al., 2018 ; Kirbas Dogan et al., 2019**) chez les caprins, **Aliyu et al., (2016)** chez les ovins, et **Ali et al., (2021)** chez les bovins, tandis que , l'ovaire gauche est plus actif que l'ovaire droit chez les camelins (**Jaji et al., 2010**), chez la jument et la truie (**Pineda, 2003**).

✓ Trompes utérines

Dans cette étude, la longueur moyenne des trompes utérines droite et gauche à **6-12** mois étaient respectivement de **165,55±4,35 mm** et **176,88±4,35 mm**. Ce résultat était nettement supérieur à celui obtenu par **Uddin et al., (2021)**, qui ont noté une longueur de **93±0,57 mm** et **90±0,54 mm** à **7-12** mois chez la chèvre Black Bengale.

Les longueurs moyennes des trompes de Fallope droite et gauche chez la chèvre Arbia entre **12** et **36** mois étaient de **170,80±4,38 mm** et **178,70±4,18 mm** respectivement, ce résultat montre que les trompes utérines de la race Arbia sont plus longues que celle de la race Red Sokoto, la chèvre Black Bengale, et la race d'Anatolie, rapportés par **Adigwe & Fayemi, (2005) ; Gupta et al., (2011) ; Kirbas Dogan et al., (2019)**.

Le poids moyen des trompes utérines droite et gauche à **12-36** mois était de **0,45±0,02 g** et **0,46±0,02 g**, ces résultats étaient supérieurs à ceux enregistrés chez la race d'Anatolie par **Kirbas Dogan et al., (2019)**.

Le poids et la longueur entre les trompes de Fallope droite et gauche dans chaque groupe d'âge n'ont montré aucune différence significative ($P > 0,05$), alors que le poids a révélé des valeurs hautement significatives ($P < 0,001$) entre les trois groupes d'âge.

Le salpinx de la chèvre Arbia est plus long et plus lourd que celui des autres races, cette remarquable différence peut être liée à la race des chèvres étudiées.

✓ Cornes utérines

Dans cette étude, la corne utérine gauche est plus longue que la corne utérine droite, ce qui consiste avec les rapports de **Adigwe & Fayemi, (2005)** ; **Hyacinth et al., (2016)** ; **Saleem et al., (2017)**, alors que **Gulseren kirbas et al., (2020)** ont observé que la corne droite est plus longue.

Entre **6-12** mois, la longueur et la largeur moyennes de la corne utérine droite étaient de **62,05±1,88 mm** et **9,63±0,41 mm** respectivement, et ceux de la gauche étaient de **66,80±2,00 mm** et **9,25±0,39 mm**. Cependant, **Uddin et al., (2021)** ont enregistré des résultats supérieurs chez la race Black Bengale entre **7-12** mois.

Les cornes utérines droite et gauche mesuraient **79,70±2,85 mm** et **84,83±2,76 mm** de long à **12-36** mois. Comparativement, **Adigwe & Fayemi, (2005)** ; **Gupta et al., (2011)** ont signalé des longueurs relativement plus élevées chez les chèvres Red Sokoto et les chèvres Black Bengale, cette variation peut être liée à l'alimentation qui influence le développement de l'appareil génital. Alors que **Gulseren Kirbas et al., (2020)** ont trouvé une longueur plus courte pour les chèvres Anatoliennes. Quant au poids, **Gulseren Kirbas et al., (2020)** ont trouvé des moyennes supérieures au notre.

Le poids et la longueur des cornes utérines ont montré des différences significatives (**P<0,05**) en fonction de l'âge, ce qui concorde avec les résultats de **Abiaezute et al., (2017)** chez la chèvre Naine d'Afrique de l'Ouest du Nigeria.

✓ Corps utérin

La longueur moyenne du corps de l'utérus était de **32,83±1,53 mm** entre **6** et **12** mois, comparativement, une longueur inférieure a été obtenue chez les chèvres Black Bengale, entre **7** et **12** mois (**22,7±0,16 mm**) par **Uddin et al., (2021)**. En revanche, une largeur plus élevée a été enregistrée chez les chèvres Black Bengale, entre **7** et **12** mois (**29,5±0,31 mm**) par **Uddin et al., (2021)** par rapport à notre étude.

Les valeurs moyennes du poids, de la longueur, de la largeur, et de l'épaisseur du corps utérin entre **12** et **36** mois étaient supérieures à celles trouvées par **Gulseren Kirbas et al., (2020)** chez la chèvre d'Anatolie, cependant, **Adigwe & Fayemi, (2005)** ont rapporté une

longueur plus élevée chez la chèvre Red Sokoto. L'augmentation de la longueur du corps de l'utérus peut être due aux cycles répétés (**Shalini et al., 2013**).

Il existe une différence significative (**P<0,05**) dans le poids du corps utérin entre les groupes d'âge dans cette étude, ce qui est conforme au rapport de **Abiaezute et al., (2017)** dans leur étude sur la chèvre Naine d'Afrique de l'Ouest du Nigeria.

✓ **Cervix**

La longueur du col entre **6-12** mois dans cette étude était de **25,50±1,80 mm**, alors qu'elle était de **27,8±0,31 mm** chez les chèvres Black Bengale, âgées entre **7** et **12** mois, rapportée par **Uddin et al., (2021)**. La largeur du col chez la chèvre Arbia âgées de **6-12** mois (**13,63±0,59 mm**) était légèrement supérieure à celle obtenue par **Uddin et al., (2021)** chez la chèvre Black Bengale. Cette longueur est influencée par plusieurs facteurs tels que l'âge, l'espèce, les conditions physiologiques, et le nombre de naissances (**Abiaezute et al., 2017**).

Les mesures cervicales moyennes (poids, longueur, largeur, et épaisseur) entre **12** et **36** mois étaient supérieures à celle rapportées par **Adigwe & Fayemi, (2005)** ; **Gulseren et al., (2020)** chez les chèvres Red Sokoto et Anatolie, respectivement.

La morphométrie de l'appareil génital de la chèvre Arbia augmente avec l'âge, ceci est cohérent avec les conclusions de **Shah et al., (2015)** ; **Fernandez et al., (2020)** ; **Uddin et al., (2021)**. Selon **Holm et al., (2016)**, l'âge et le poids vif ont un impact sur le développement de l'appareil reproducteur.

La différence entre nos résultats et ceux d'autres chercheurs peut s'expliquer par les différences de race, d'âge, le poids des animaux de l'étude, la saison, la nutrition, la situation géographique, l'état corporel, les facteurs génétiques et environnementaux.

IV.1.2 Morphométrie en fonction de la note d'état corporel

Tableau 03 : Morphométrie de l'appareil génital de la chèvre Arbia en fonction de la note d'état corporel

Organe	coté	Mesures (moyenne \pm ES)	NEC=1-1,5 n=50	NEC=1,5-2 n=47	NEC=2,5-3 n=23
Ovaire	Droit	Poids (g)	0.76 \pm 0.03 ^a	1.25 \pm 0.08 ^b	1.90 \pm 0.17 ^c
		Longueur (mm)	15.72 \pm 0.40 ^a	18.23 \pm 0.42 ^b	20.74 \pm 0.65 ^c
		Largeur (mm)	10.62 \pm 0.24 ^a	12.60 \pm 0.35 ^b	14.65 \pm 0.74 ^c
		Epaisseur (mm)	6.70 \pm 0.21 ^a	8.38 \pm 0.26 ^b	9.96 \pm 0.50 ^c
	Gauche	Poids (g)	0.78 \pm 0.03 ^a	1.26 \pm 0.08 ^b	1.66 \pm 0.17 ^c
		Longueur (mm)	15.62 \pm 0.40 ^a	17.34 \pm 0.42 ^b	19.09 \pm 0.65 ^c
		Largeur (mm)	10.80 \pm 0.24 ^a	13.04 \pm 0.35 ^b	13.87 \pm 0.74 ^c
		Epaisseur (mm)	7.08 \pm 0.21 ^a	8.19 \pm 0.26 ^b	9.57 \pm 0.50 ^c
Trompes Utérines	Droit	Poids (g)	0.37 \pm 0.01 ^a	0.46 \pm 0.01 ^{ab}	0.64 \pm 0.05 ^{ac}
		Longueur (mm)	162.96 \pm 3.76 ^a	170.64 \pm 3.92 ^b	188.00 \pm 5.46 ^c
	Gauche	Poids (g)	0.40 \pm 0.02 ^a	0.51 \pm 0.02 ^{ab}	0.62 \pm 0.05 ^{ac}
		Longueur (mm)	174.84 \pm 3.67 ^a	181.87 \pm 3.73	196.57 \pm 5.87 ^{ac}
Cornes Utérines	Droit	Poids (g)	2.40 \pm 0.19 ^a	5.19 \pm 0.41 ^b	7.34 \pm 0.50 ^c
		Longueur (mm)	63.94 \pm 1.77 ^a	85.21 \pm 3.89 ^b	95.61 \pm 4.11 ^c
		Largeur (mm)	9.46 \pm 0.32 ^a	12.17 \pm 0.37 ^b	14.74 \pm 0.63 ^c
		Epaisseur (mm)	7.08 \pm 0.28 ^a	9.28 \pm 0.29 ^{ab}	10.26 \pm 0.51 ^{ac}
	Gauche	Poids (g)	2.51 \pm 0.17 ^a	5.34 \pm 0.38 ^b	7.86 \pm 0.60 ^c
		Longueur (mm)	69.26 \pm 1.87 ^a	90.94 \pm 3.90 ^b	104.17 \pm 4.31 ^c
		Largeur (mm)	9.18 \pm 0.35 ^a	11.98 \pm 0.39 ^{ab}	13.35 \pm 0.58 ^{ac}
		Epaisseur (mm)	6.84 \pm 0.30 ^a	8.66 \pm 0.25 ^{ab}	9.52 \pm 0.41 ^{ac}
Corps utérin	Poids (g)	5.33 \pm 0.56 ^a	10.27 \pm 0.85 ^b	17.44 \pm 1.37 ^c	
	Longueur (mm)	31.66 \pm 1.21 ^a	41.13 \pm 1.26 ^b	47.43 \pm 2.17 ^c	
	Largeur (mm)	19.32 \pm 0.67 ^a	23.87 \pm 0.69 ^b	30.52 \pm 1.30 ^c	
	Epaisseur (mm)	7.66 \pm 0.31 ^a	10.87 \pm 0.43 ^b	12.04 \pm 0.48 ^c	
Col	Poids (g)	2.93 \pm 0.29 ^a	6.51 \pm 0.39 ^{ab}	9.21 \pm 0.99 ^{ac}	
	Longueur (mm)	24.38 \pm 1.61 ^a	37.66 \pm 1.20 ^{ab}	38.87 \pm 2.54 ^{ac}	
	Largeur (mm)	14.06 \pm 0.62 ^a	17.81 \pm 0.51 ^b	20.48 \pm 0.75 ^c	
	Epaisseur (mm)	8.18 \pm 0.40 ^a	11.38 \pm 0.28 ^{ab}	11.48 \pm 0.45 ^{ac}	

Les valeurs avec différentes lettres (^{abc}) indiquent une différence significative (P<0.001).

La morphométrie de l'appareil génital de la chèvre Arbia en fonction de la note d'état corporel est présentée dans le tableau 03.

Dans la présente étude, la biométrie des différentes parties de l'appareil génital a augmenté en fonction de la note d'état corporel, et le troisième groupe (NEC=2,5-3) a présenté les valeurs les plus élevées.

Nos résultats n'ont pas pu être comparés avec d'autres parce que nous n'avons trouvé aucune étude réalisée sur la morphométrie de l'appareil génital de la chèvre en fonction de la note d'état corporel.

Toutes les dimensions de l'ovaire ont révélé des différences hautement significatives ($P < 0,001$) en fonction de la note d'état corporel, et non significatives ($P > 0,05$) entre le côté droit et gauche.

La longueur des trompes utérines a présenté des valeurs hautement significatives ($P < 0,001$) entre le premier (NEC=1-1,5) et le troisième groupe (NEC=2,5-3).

Il existait des différences hautement significatives ($P < 0,001$) en termes de poids, de longueur, et de largeur des cornes utérines en fonction de la note d'état corporel.

Les dimensions du corps utérin ont présenté des variations hautement significatives ($P < 0,001$) entre tous les groupes.

Les mesures cervicales variaient de manière hautement significative ($P < 0,001$) entre le premier et le deuxième groupe ainsi qu'entre le premier et le troisième groupe.

IV.1.3 Morphométrie en fonction des stades de gestation

Tableau 04 : Morphométrie de l'appareil génital de la chèvre Arbia en fonction des stades de la gestation

Organe	coté	Mesures (moyenne ± ES)	21-40 j n=18	42-77 j =10
Ovaire	Droit	Poids (g)	1.44 ± 0.11	1.57 ± 0.15
		Longueur (mm)	17.83 ± 0.50	19.80±1.17
		Largeur (mm)	13.56 ± 0.58	15.50±0.98
	Gauche	Epaisseur (mm)	10.00 ± 0.55	9.90 ± 0.45
		Poids (g)	1.31 ± 0.11	1.54 ± 0.42
		Longueur (mm)	17.00 ± 0.65	19.50±1.63
	Gauche	Largeur (mm)	14.11 ± 0.67	13.30±1.28
		Epaisseur (mm)	9.17 ± 0.32	8.80 ± 0.77
		Poids (g)	0.39 ± 0.03 ^a	0.53 ± 0.03 ^b
Trompes Utérines	Droit	Longueur (mm)	162.17 ± 4.93	178.80±10.22
		Poids (g)	0.41 ± 0.03 ^a	0.54 ± 0.03 ^b
	Gauche	Longueur (mm)	167.83 ± 5.30	190.70±12.99
		Poids (g)	0.41 ± 0.03 ^a	0.54 ± 0.03 ^b
Cornes Utérines	Droit	Longueur (mm)	109.44 ± 7.20 ^a	163.50±16.19 ^b
		Largeur (mm)	21.83 ± 2.29 ^a	39.40 ± 6.24 ^b
		Epaisseur (mm)	16.44 ± 1.47 ^a	22.70 ± 1.82 ^b
	Gauche	Longueur (mm)	110.44 ± 7.72 ^a	173.50 ± 9.57 ^b
		Largeur (mm)	20.11 ± 1.90 ^a	41.00 ± 3.22 ^b
		Epaisseur (mm)	15.33 ± 1.22 ^a	23.50 ± 1.67 ^b
Corps utérin		Longueur (mm)	77.56 ± 4.81 ^a	155.00 ± 8.94 ^b
		Largeur (mm)	48.39 ± 4.17 ^a	121.00 ± 7.70 ^b
		Epaisseur (mm)	22.83 ± 1.11 ^a	34.40 ± 2.29 ^b
Col		Poids (g)	5.71 ± 0.60 ^a	8.37 ± 1.21 ^b
		Longueur (mm)	32.22 ± 2.16	40.40 ± 5.66
		Largeur (mm)	16.72 ± 0.74	17.40 ± 1.16
		Epaisseur (mm)	12.39 ± 0.70	13.90 ± 1.14

Les valeurs avec différentes lettres (^{ab}) indiquent une différence significative (P<0,05).

La morphométrie de l'appareil génital de la chèvre Arbia dans les différents stades de la gestation est présentée dans le tableau 04.

Le tableau (04) montre des valeurs non significatives ($P>0,05$) des dimensions entre le côté droit et gauche des ovaires, des trompes de Fallope, et des cornes utérines au cours du premier et deuxième stade de la gestation.

La longueur moyenne des trompes utérines n'a montré aucune augmentation significative, tandis que le poids a révélé des augmentations significatives ($P<0,05$) pendant la gestation.

Les cornes utérines et le corps utérin ont présenté des augmentations hautement significatives ($P<0,001$) au cours de la gestation, ce qui concorde avec les résultats de **Jaji et al., (2012)** chez les chèvres, de **Jaji et al., (2013)** chez les brebis, et de **Jaji et al., (2012)** chez les vaches. Ces augmentations peuvent être liées à la croissance fœtale (les liquides et les membranes fœtales) pendant la gestation (**Jaji et al., 2012**).

IV.2 Etude anatomo-pathologique

Un total de trois cent deuze (**312**) appareil génital de chèvres de la race, âgés de **6** mois à **8** ans a été inclus dans cette étude.

Le tableau ci-dessous montre le taux des chèvres vides et gestantes dans chaque race :

Tableau 05 : Taux des chèvres vides et gestantes de la race Arbia

La race	Vide	Fréquence	Gestante	Fréquence
Arbia	246	87,23%	66	90,41%

IV.2.1 Lésions de l'appareil génital chez la race Arbia

➤ Chèvres non gestantes

Sur un total de deux cent quarante-six (**246**) appareil génital vide, cent trente (**130**) (**52.85%**) lésions ont été enregistré. Ce résultat est supérieur à ceux trouvé par **Moghaddam & Gooraninejad, (2007)** ; **Anup kumar et al., (2015)** ; **Mushonga et al., (2017)** chez les caprins, **Kouamo et al., (2020)** ; **Walle & Gashaw, (2021)** chez les petits ruminants, qui ont rapporté des fréquences respectives de **25,8%**, **21,6%**, **7,8%**, **32%**, et **13**. L'étude de **Rahman et al., (2008)** a révélé que sur **51** échantillons, **52,9%** des appareils génitaux présentaient des lésions. Cette différence peut s'expliquer par l'âge des animaux, la race, les conditions nutritionnelles et environnementales.

Getahun et al., (2021) ont enregistré des fréquences de **36,4%** et **34,2%** chez les bovins et les camélins, respectivement. Chez le buffle, **Azawi et al., (2008)** ont rapporté une fréquence de **53,3%**.

Dans la présente étude, les ovaires sont les plus affectés avec une incidence de **26,04%**, suivi par l'utérus (**13,83%**), puis les trompes utérines (**10,17%**), et en dernier lieu le col (**2,85%**) (Figure 35). Ces résultats concordent avec ceux rapporté par **Anup kumar et al., (2015)** chez les caprins et **Kouamo et al., (2020)** chez les petits ruminants. Par contre, **Rahman et al., (2008)** ont montré une prévalence de **11,8%** pour les ovaires et **35,2%** pour l'utérus chez les caprins. Chez les ovins, **Abou-Rawash et al., (2008)** ont observé une prédominance des lésions utérines avec une prévalence de **27,3%**, suivi par les lésions

ovariennes (23%). Chez les bovins, **Getahun et al., (2021)** ont constaté une prédominance des lésions ovariennes (16,4%), suivi par les lésions utérines (14,2%), alors qu'ils ont rapporté chez les camelins une prédominance des lésions utérines (21,4%), suivi par les lésions ovariennes (7,14%). Chez les équidés, **El-Nesr et al., (2017)** ont enregistré une fréquence de 40,96% de lésions ovariennes et 33,73% de lésions utérines.

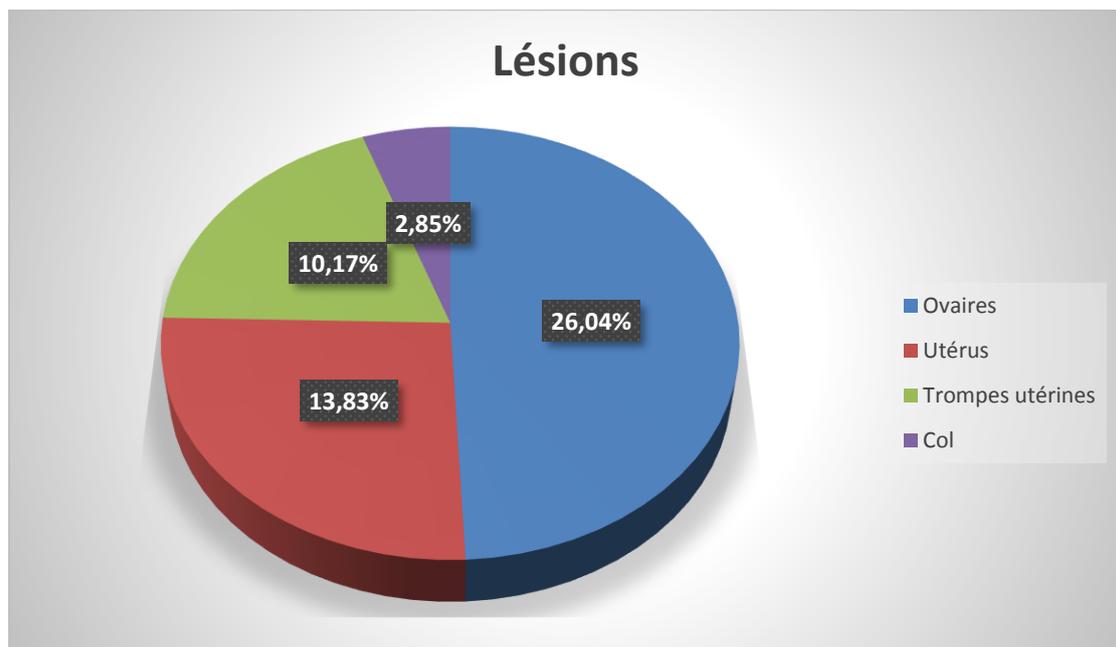


Figure 35. Répartition des lésions sur les différentes parties de l'appareil génital.

➤ Lésions ovariennes

Les lésions de l’ovaire étaient observées à **26,04%**, prédominées par les kystes para-ovariens avec une fréquence de **10,98%**, suivi par les adhérences ovariennes (**6,10%**), le kyste folliculaire (**4,88%**), et le corps jaune kystique (**2,85%**) (Figure 36).

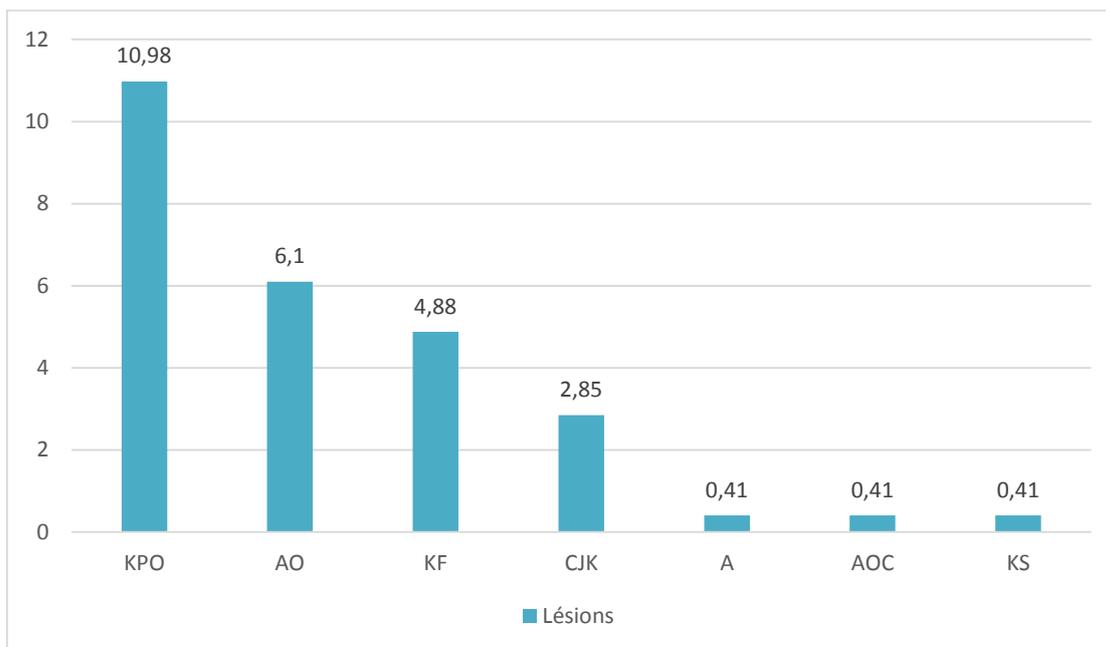


Figure 36. Les différentes lésions de l’ovaire. KPO : kyste para-ovarien, AO : adhérences ovariennes, KF : kyste folliculaire, CJK : corps jaune kystique, A : agénésie, AOC : adhésion ovaire droit-corne droite, KS : kyste de la séreuse.

Les kystes para-ovariens étaient parfois bilatéraux (**3 cas**), et parfois unilatéraux (**12 gauches et 9 droits**), ils variaient en diamètre et contenaient un liquide clair. Leur fréquence (**10,98%**) était supérieure à ceux trouvés par **Garba et al., (2019)** ; **Anup Kumar et al., (2015)** ; **Rahman et al., (2008)**, **Uddin et al., (2019)** chez les caprins, et **Kouamo et al., (2020)** chez les petits ruminants, mais inférieure à celui observé par **Smith et al., (1999)** (**14,3%**) chez les ovins, et **Getahun et al., (2021)** (**20%**) chez les camélins. Selon **Kennedy & Miller, (1993)**, ces kystes proviennent du mesonephros.

Les kystes para-ovariens de volume augmenté exercent une compression sur les trompes utérines provoquant une sténose qui peut influencer la fertilité (**Hatipoglu et al., 2002**). Histologiquement, la paroi du kyste est revêtue d’un épithélium bi-stratifié cubique entouré de fibres de collagène, selon **Uddin et ses collaborateurs (2019)**, la paroi kystique est formée d’un épithélium cubique, de fibres de collagène et des fibres musculaires lisses. Par contre,

ces kystes ont été décrit histologiquement par la présence d'une couche de tissu conjonctif et des cellules mésenchymateuses (**Beena et al., 2016**).

Dans cette étude, la majorité des cas observés des adhérences ovariennes était unilatérales (**4** gauches et **3** droites), en association avec les kystes para-ovariens, l'hydrosalpinx, et le corps jaune kystique. La fréquence des adhésions ovariennes était de **6,10%**. Le même résultat était observé par **Anup Kumar et al., (2015)** chez les caprins. Les travaux de **Abou-Rawash et al., (2008)** ; **Karim et al., (2017)** ; **Kouamo et al., (2020)** ont rapporté des fréquences plus élevées (**37,9%**) , (**8,23%**), (**11,4%**) chez les caprins, et les ovins respectivement. Par contre, **Beena et al., (2015)** ; **Uddin et al., (2019)** ; **Ogunbodede et al., (2014)** ; **Abdul & Khan, (1998)** ont enregistré des taux plus faibles chez les caprins **0,45%**, **0,8%**, **1,9%**, et **2,99%**.

Les kystes para-ovariens et les adhérences ovariennes coexistent en même temps dans plusieurs cas, cette observation était confirmée par **Regassa et al., (2009)**. L'ovaire gauche était le plus affecté dans les deux lésions.

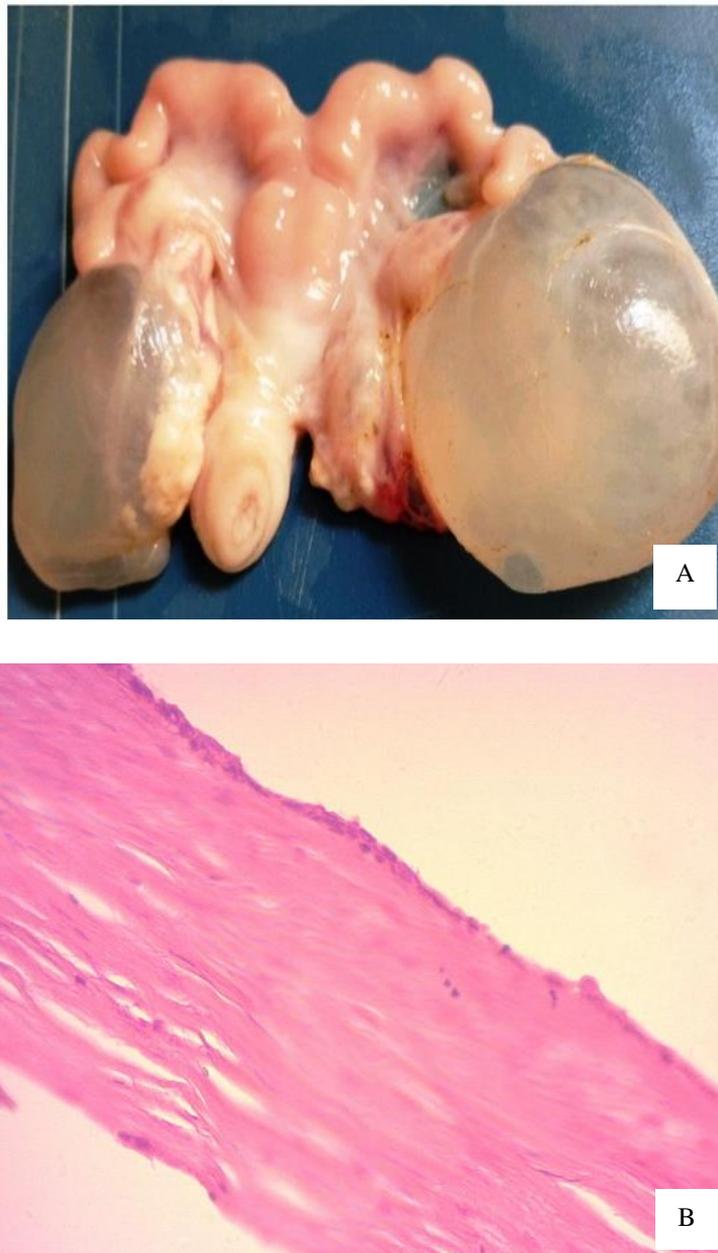


Figure 37. Appareil génital femelle, chèvre. Kystes para-ovarien bilatéraux. A, deux volumineux kystes para-ovariens droit et gauche remplis d'un liquide clair. B, la paroi du kyste est revêtue d'un épithélium bi-stratifié cubique entouré de fibres de collagène (H&E×400) (Photo personnelle).



Figure 38. Appareil génital femelle, chèvre. Adhésions ovariennes. A, Adhésion de l'ovaire droit à sa bourse ovarienne (flèche) et à la corne utérine droite. B, adhésion ovarienne bilatérale (Photo personnelle).

Le kyste folliculaire était uniquement unilatéral (5 gauches et 7 droits), alors que le corps jaune kystique était unilatéral dans cinq cas (2 gauches et 3 droits), et un seul cas bilatéral, leurs diamètres varient entre 11-18 mm. Concernant le kyste folliculaire, **Garba et al., (2019)** ; **Regassa et al., (2009)** ; **Kouamo et al., (2020)** ont rapporté des prévalences de 5,2%, 4,3% et 4% chez les caprins et les ovins respectivement, ces constatations sont en accord avec notre résultat (4,88%). Les études de **Beena et al., (2015)** ; **Abdul & Khan, (1998)** ; **Karim et al., (2017)** ont notés des fréquences plus faibles 0,9%, 0,41%, et 2,05% respectivement chez les caprins. **Abou-Rawash et al., (2008)** ont enregistré une prévalence de 5,74% chez les ovins.

La prévalence du corps jaune kystique dans cette étude (2,85%) était inférieure à ceux trouvé par **Garba et al., (2019)** (4,1%) (5,8%), **Dharani et al., (2019)** (4,5%) chez les caprins, **Sliva et al., (2020)** (11,8%) chez les ovins, et supérieure à ceux rapporté par **Karim et al., (2017)** (1,47%) chez les caprins et **Abou-Rawash et al., (2008)** (1,3%) chez les ovins.



Figure 39. Appareil génital femelle, chèvre. Kyste folliculaire. A, un kyste unilatéral droit dépressible, de 15 mm de diamètre avec paroi transparente. B, la paroi du kyste est formée de cellules thécales et fibres de collagène qui entoure une cavité centrale remplie de liquide (H&E×100) (Photo personnelle).

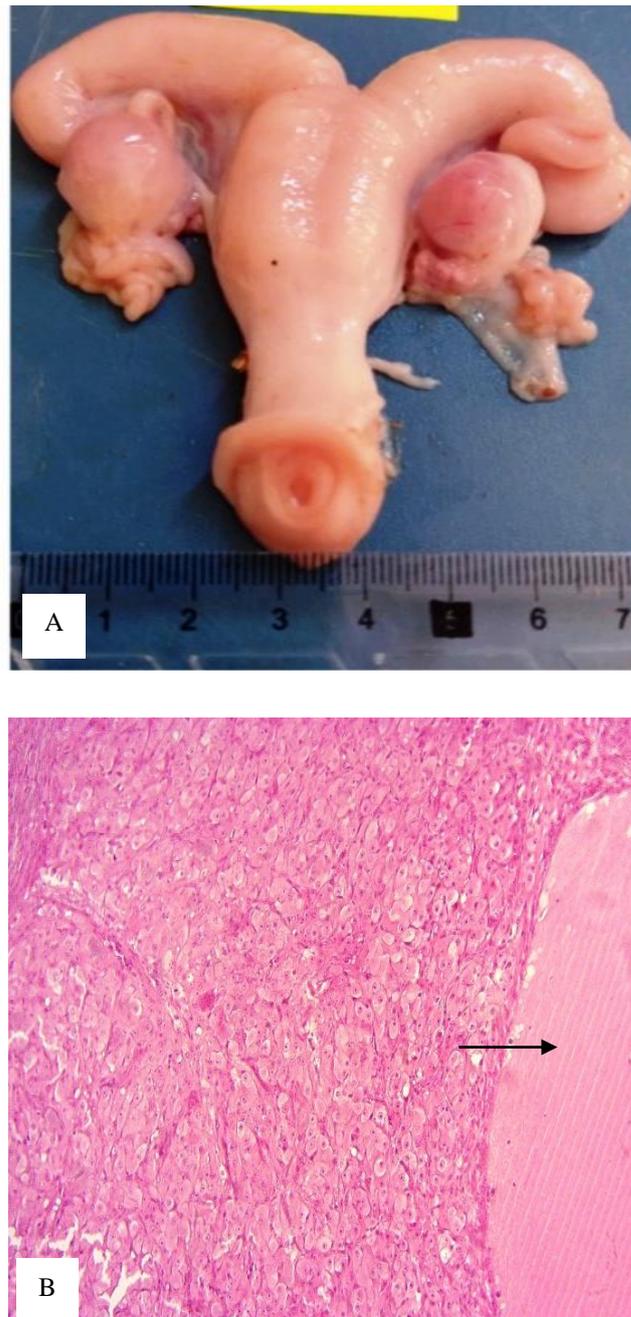


Figure 40. Appareil génital femelle, chèvre. Corps jaune kystique. A, corps jaune kystique droit, de 14 mm de diamètre. B, une cavité remplie de liquide rosâtre (flèche), est entourée d'une fine couche de tissu conjonctif fibreux qui s'entoure par un tissu lutéal abondant (H&E×100) (Photo personnelle).

Chez les animaux domestiques, l'agénésie de l'ovaire est rarement observée. Un seul cas d'agénésie bilatérale a été enregistré (**0,41%**) dans cette étude, **Sliva et al., (2020)** ont rapporté une valeur comparable chez les ovins (**0,5%**).

Les kystes de la séreuse sont fréquemment observés chez la jument et la chienne, ils sont multiples, et apparaissent au niveau de la zone corticale de l'ovaire (**MacLachlan, 1987**). Leur incidence était de **0,41%** dans cette étude, aucun cas n'a été enregistré chez les caprins. **Abou-Rawash et al., (2008)** ont rapporté un seul cas chez les ovins (**0,3%**). Histologiquement, ce kyste est revêtu d'un épithélium pavimenteux simple, alors que **Maclachlan, (1987)** ; **Abou-Rawash et al., (2008)** ont observé un épithélium cubique qui tapisse ces kystes chez la jument, la chienne, et la brebis.



Figure 41. Appareil génital femelle, chèvre. Agénésie de deux ovaires, de deux trompes et de l'utérus (Photo personnelle).

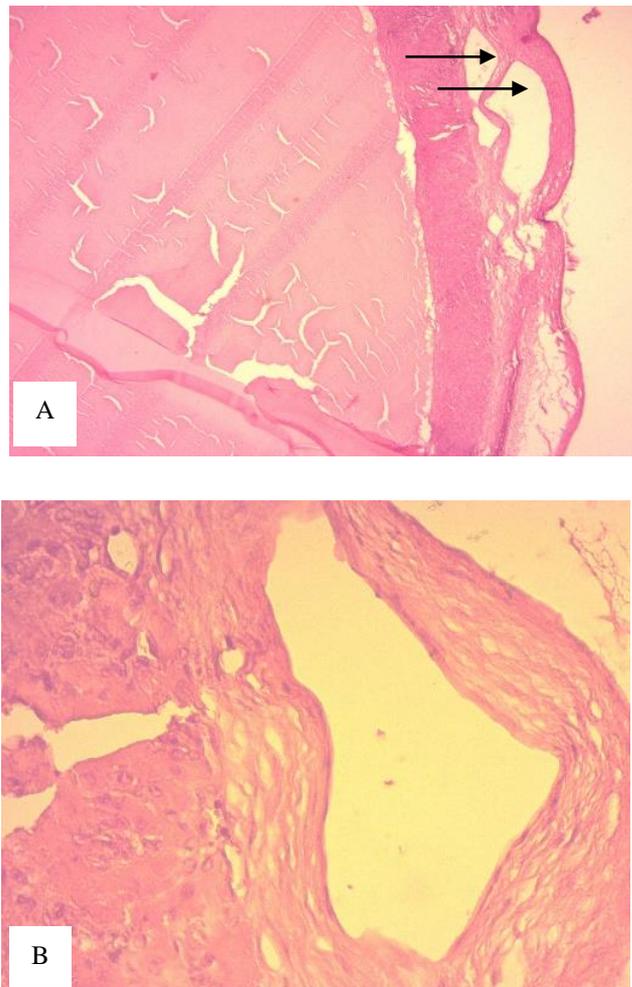


Figure 42. Cortex ovarien, chèvre. Kystes de la séreuse A, hyperplasie de la séreuse, noter la présence de kystes (flèches) (H&E×100). B, la lumière du kyste est tapissée d'un épithélium pavimenteux simple (H&E×400) (Photo personnelle).

➤ Lésions utérines

Les lésions utérines et leurs fréquences ont été enregistré dans le graphe suivant :

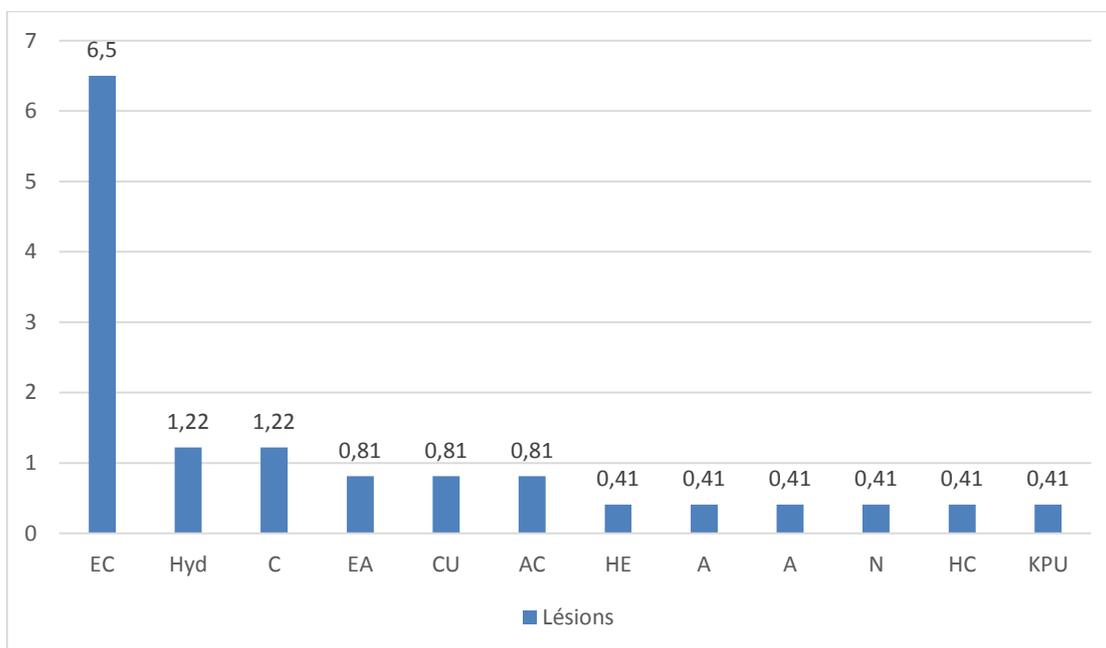


Figure 43. Fréquence des lésions utérines. EC : endométrite chronique, Hyd : hydromètre, C : congestion, EA : endométrite aiguë, CU : cysticerrose utérine, AC : absence des caroncules, HE : hyperplasie endométriale, E : adénomyose, A : agénésie, N : nécrose, HC : hypertrophie des caroncules, KPU : kystes para-utérines.

La fréquence des lésions utérines était de l'ordre de **13,83%**. Nos résultats sont différents de ceux de **Anup Kumar et al., (2015)** ; **Karim et al., (2020)** qui ont enregistré des taux de **10,20%** et **12,94%** chez les caprins. Par contre, les études de **Ogunbodede et al., (2014)** ; **Beena et al., (2015)** ; **Archana et al., (2013)** ; **Kassim et al., (2007)** ont révélés des taux plus élevés chez les caprins **14,6%**, **53,24%**, **41,34%** et **70%**, respectivement. Chez les ovins, **Abou-Rawash et al., (2008)** ; **Sliva et al., (2020)** ont enregistré des prévalences respectives de **27,3%** et **29,4%**. Chez les bovins et les camelins, **Getahun et al., (2021)** ont rapporté des taux de **45,1%** et **66,7%**. **El-Nasr et al., (2017)** ont trouvé un taux de **33,73%** sur **83** échantillons chez les équidés (ânesse).

La figure (43) révèle le type et la fréquence des lésions utérines, qui sont prédominées par l'endométrite chronique avec une incidence de **6,50%**, suivi par l'hydromètre et la congestion (**1,22%**).

Dans la présente étude, l'endométrite est la lésion la plus fréquente des lésions utérines, ce résultat était constaté par plusieurs auteurs (**Reddy et al., 1997 ; Ijapure et al., 2002 ; Garba et al., 2019**) chez les caprins, **Sliva et al., (2020)** chez les ovins, **Getahun et al., (2021)** chez les bovins et les camelins, et **Azawi et al., (2008)** chez le buffle.

D'après **Fabio, (2022)**, l'endométrite apparaît pendant la saison de reproduction ou la parturition chez les chèvres, elle est en relation directe avec les problèmes d'infertilité (**Kouamo et al., 2020**).

L'endométrite aiguë a été retrouvée seulement dans **0,81%** des cas, alors que **Garba et al., (2019) ; Beena et al., (2015) ; Ogunbodede et al., (2014) ; Uddin et al., (2019)** ont rapporté des incidences de **3,8%, 1,36%, 2%, 2%** chez les caprins. Les travaux de **Getahun et al., (2021)** ont montré des incidences plus élevées (**39,1%**) et (**37,5%**) chez les bovins et les camelins respectivement.

Concernant l'endométrite chronique, les études de **Garba et al., (2019) ; Beena et al., (2015) ; Uddin et al., (2019)** ont révélés des taux inférieurs (**6,2%, 4,5%, 3,80%, et 2,7%**) chez les caprins à celle noté dans notre étude (**6,50%**). **Getahun et al., (2021)** ont rapporté des fréquences respectives de **30,4%** et **50%** chez les bovins et les camelins. Ces prévalences élevées montrent la prédominance de l'endométrite chronique chez les animaux, ce qui concorde avec les résultats de **Beena et al., (2016)**.

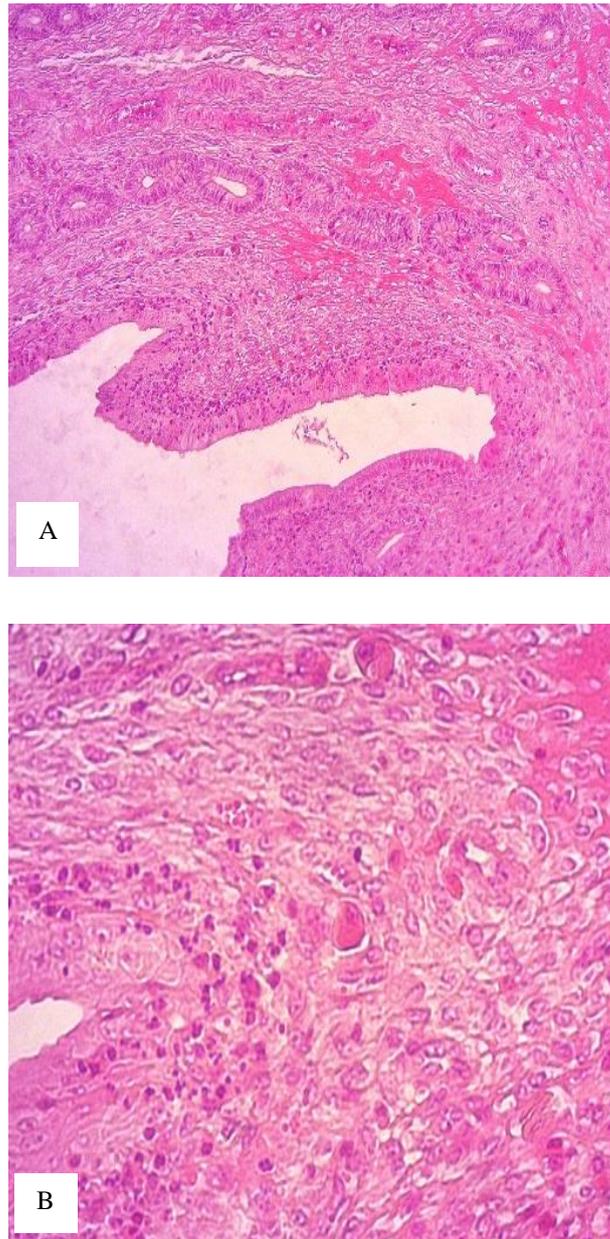


Figure 44. Utérus, chèvre. Endométrite aigue modérée. Notez l'infiltration de la muqueuse par les neutrophiles et l'œdème (H&E×100,× 400) (Photo personnelle).

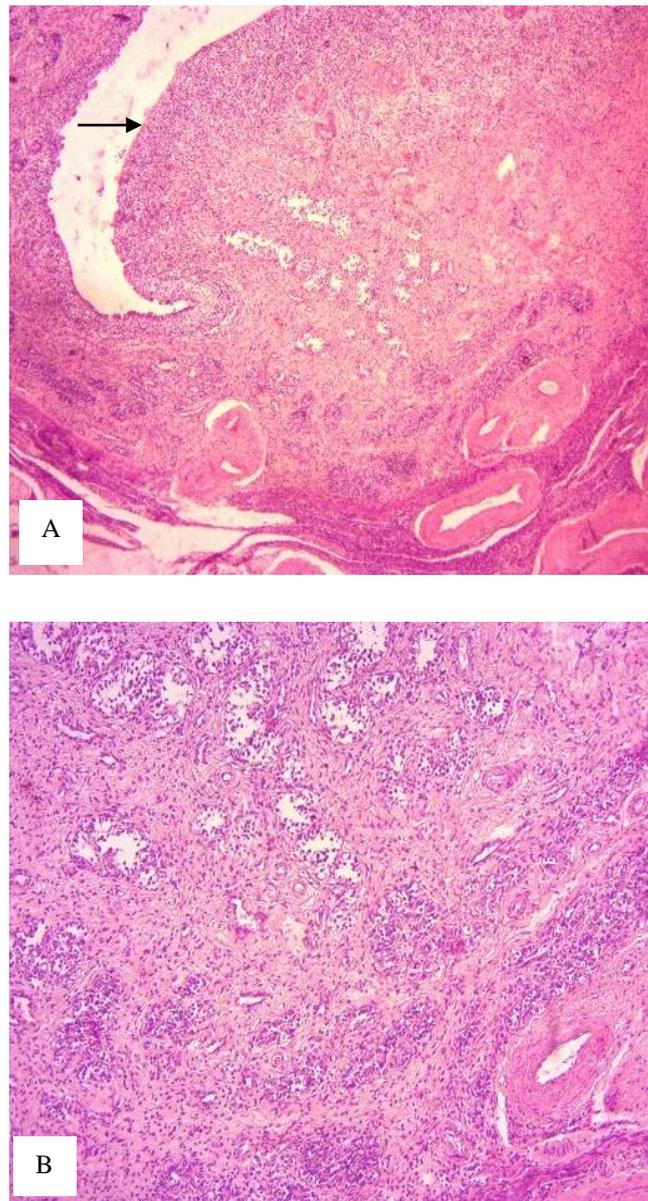


Figure 45. Utérus, chèvre. Endométrite chronique sévère. A, notez la desquamation de l'épithélium endométrial (flèche) (H&E×40). B, des glandes dégénérées et infiltration lympho-plasmocytaire (H&E×100) (Photo personnelle).

L'hydromètre correspond à l'accumulation des liquides dans la cavité utérine, leur étiologie est encore mal connue, en effet, **Kouamo et al., (2020)** rapportent que l'apparition de l'hydromètre est en relation avec la sécrétion de la prolactine. Il a été représenté par un taux de **1,22%**, les travaux de **Hesselink & Elvin, (1996)** ; **Lopes et al., (2004)** ; **Moraes, (2007)** ; **Uddin et al., (2019)** ont rapporté des taux variant entre **2,3-10,4%** chez les caprins. Chez les ovins, **Abou-Rawash et al., (2008)** ; **Sliva et al., (2020)** ont enregistré des incidences de **1,81%** et **2,3%**.

Hesselink & Elvin, (1996) ont observé que l'hydromètre est plus fréquent chez les chèvres âgées de **6-11** ans, et les pluripares. De plus, **Maia et al., (2019)** ont décrit plusieurs facteurs associés à l'hydromètre : persistance du corps jaune, le système d'élevage, la durée de lactation, le nombre de troupeau, la race, la synchronisation hormonale, et la présence des carnivores.

L'hyperplasie endométriale est due à l'augmentation du nombre et du volume des glandes utérines, notre étude a montré une prévalence de **0.41%**, **Mukhtar et al., (2020)** ; **Garba et al., (2019)** ; **Abou-Rawash et al., (2008)** ; **Sliva et al., (2020)** ont enregistré des résultats nettement supérieurs **1.47%**, **1,8%**, **1,00%**, **9%** et **1,4%** chez les caprins et les ovins respectivement.

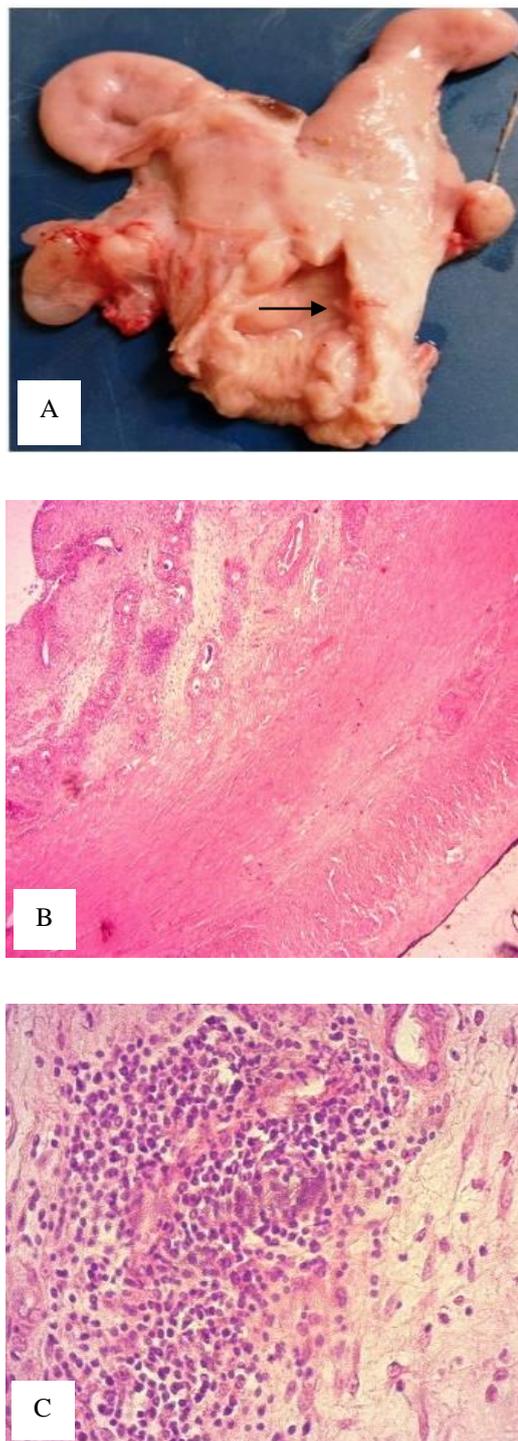


Figure 46. Appareil génital femelle, chèvre. Hydromètre associé à l'hydrosalpinx gauche. A, notez l'hypertrophie de l'utérus qui contient un liquide clair (flèche). B, atrophie de la paroi utérine avec foyers inflammatoires (H&E×40). C, inflammation chronique lymphoplasmocytaire (H&E×400) (Photos personnelles).

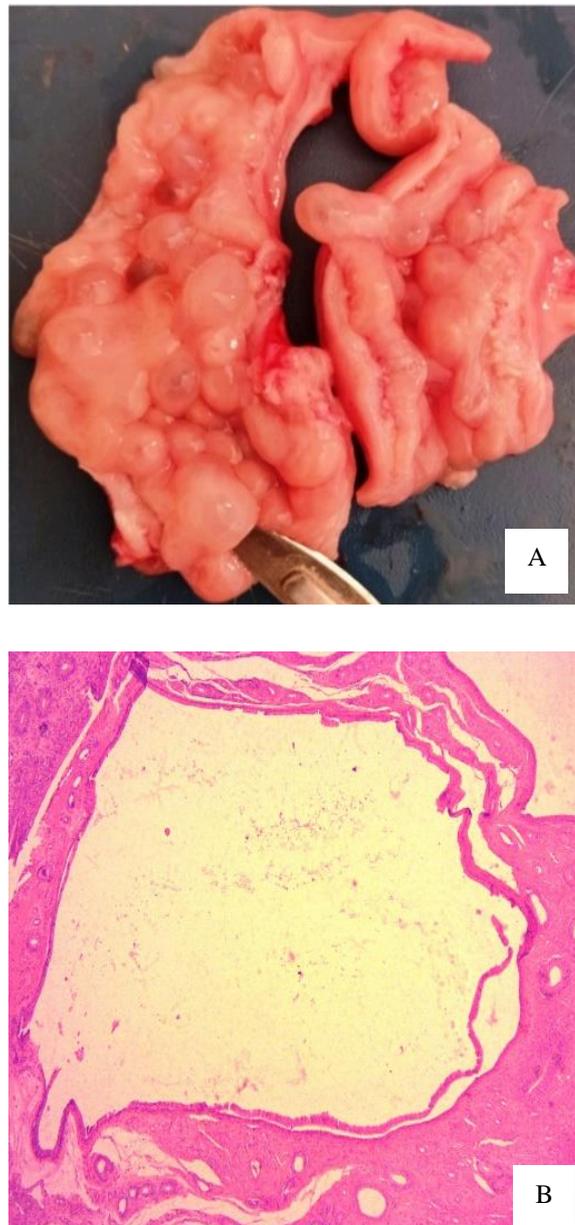


Figure 47. Utérus, chèvre. Hyperplasie endométriale. A, plusieurs kystes de forme et diamètre variables, de paroi transparente, implantés dans la muqueuse endométriale. B, dilatation kystique des glandes avec atrophie de l'épithélium glandulaire (H&E×40) (Photo personnelle).

La cysticerose est causée par *Cysticercus tenuicollis*, et se présente sous deux formes aiguë et chronique. La forme chronique est la plus répandue, diagnostiquée à l'abattoir par la présence de kystes au niveau de l'omentum, le mésentère et le péritoine, parfois au niveau de la plèvre et le péricarde (**Taylor et al., 2015**). La cysticerose utérine a été observée dans l'appareil génital femelle des ruminants avec des kystes calcifiés ou contenant des protoscolex vivants (**Smith et al., 1999**). Leur incidence a été enregistrée à **0.81%** dans notre étude. **Mukhtar et al., (2020)** ; **Garba et al., (2019)** ont retrouvé des taux inférieurs (**0.5%**) (**0,58%**) chez les caprins, tandis que, **Kouamo et al., (2020)** ont noté un taux plus élevé (**6.2%**) chez les petits ruminants. Cette différence peut être liée aux conditions d'élevage et au nombre d'échantillons inclus dans l'étude.

La fréquence de l'adénomyose (**0.41%**) est plus faible de ceux de **Anup Kumar et al., (2015)** (**1,7%**) ; **Rahman et al., (2008)** (**2%**) chez les caprins, **Sliva et al., (2020)** (**1%**) chez les ovins, et **Mahdy, (2010)** (**12%**) chez les bovins.

Selon **Garcia & Isaacson, (2011)**, histologiquement, l'adénomyose est caractérisée par la présence de glandes utérines entre les fibres musculaires du myomètre.



Figure 48. Appareil génital femelle, chèvre Cysticercose dans la face ventrale du corps utérin : C'est un kyste volumineux avec paroi transparente, contient un protoscolex (Photo personnelle).

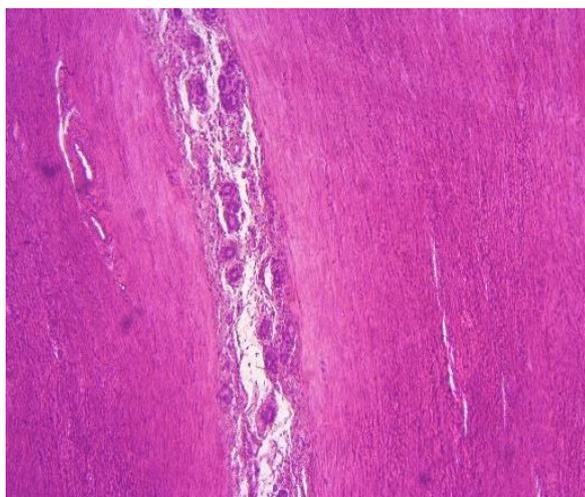


Figure 49. Utérus, chèvre. Adénomyose. Notez la présence des glandes endométriales entre les fibres musculaires du myomètre (H&E×100) (Photo personnelle).

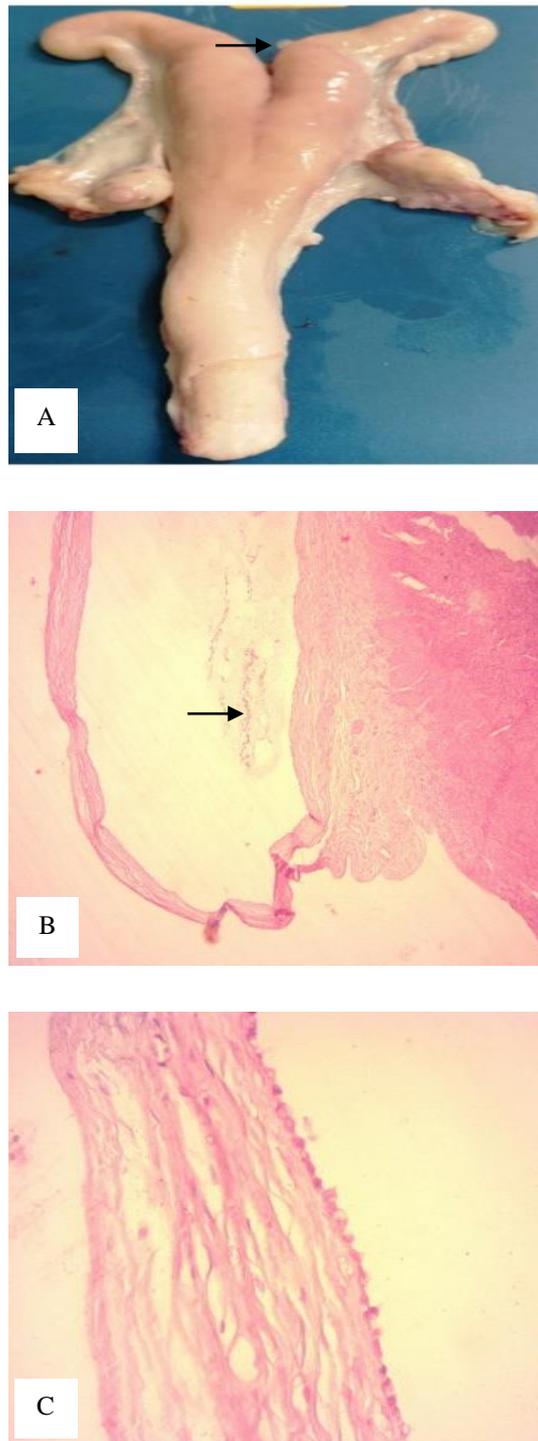


Figure 50. Appareil génital femelle, chèvre. Kystes para-utérins. A, deux petites kystes à la surface de la séreuse de la corne utérine droite, translucides, renfermant un liquide clair (flèche). B, le kyste contient un matériel éosinophile (flèche) (H&E×40). C, la paroi est tapissée d'un épithélium cubique simple entouré des fibres de collagène (H&E×100) (Photo personnelle).



Figure 51. Appareil génital femelle, chèvre. Absence des caroncules et des anneaux cervicaux (Photo personnelle).

➤ Lésions du salpinx

Les lésions des trompes utérines et leurs fréquences ont été enregistré dans la figure suivante :

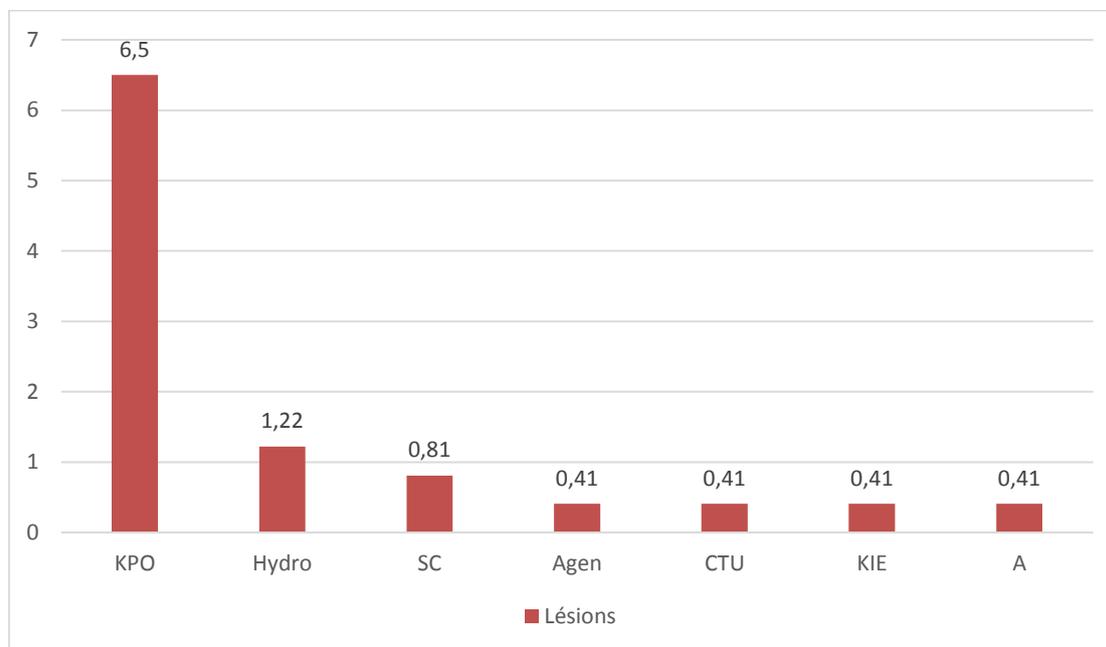


Figure 52. Prévalence des lésions des trompes utérines. KPO : kystes para-oviductes, Hydro : hydrosalpinx, SC : salpingite chronique, Agen : agénésie, CTU : cysticerose des trompes utérines, KIE : kystes intra-épithéliales, A : adénome.

La fréquence des lésions des trompes utérines était de l'ordre de **10,17%**, ce résultat est nettement supérieur à ceux trouvés par **Karim et al., (2020)** ; **Uddin et al., (2019)** ; **Garba et al., (2019)**, qui ont rapporté des prévalences de **3,23%**, **5,9%**, **5,0%**, **6,2%** chez les caprins, **Sliva et al., (2020)** (**5,3%**) chez les ovins, et **Getahun et al., (2021)** (**7,8%**) (**4,2%**) chez les bovins et les camélins respectivement. Tandis que, **Abou-Rawash et al., (2008)** ont enregistré un taux de **12%** chez les ovins.

La lésion la plus fréquente des trompes utérines était les kystes (**6,40%**), qui sont unilatéraux (dix gauches et six droits), suivi par l'hydrosalpinx (**1,22%**), la salpingite chronique, l'agénésie, la cysticerose, les kystes intra-épithéliales, et l'adénome (**0,41%**) (Figure 52).

Dans la présente étude, les kystes para-oviductes ont présenté un taux de **6,50%**. **Anup Kumar et al., (2015)** ; **Karim et al., (2020)** ; **Mohammed, (2021)** ; **Sliva et al., (2020)** ont rapporté des fréquences plus faibles (**0,9%**) (**0,88%**) (**0,7%**) et (**3,3%**) chez les caprins et les ovins. Histologiquement, la lumière du kyste est remplie d'un matériel éosinophile, et

revêtue d'un épithélium cubique simple entouré de fibres de collagène, selon les recherches de **Sliva et al., (2020)**, la paroi kystique est revêtue d'un épithélium cylindrique simple cilié entouré de fibres musculaires lisses. D'après **Azawi et al., (2008)**, ces kystes peuvent exercer une compression sur les trompes provoquant ainsi une infertilité temporaire.

L'incidence de l'hydrosalpinx (**1,22%**) était supérieure à ceux de **Garba et al., (2019)** ; **Uddin et al., (2019)** ; **Karim et al., (2020)** ; chez les caprins, et **Sliva et al., (2020)** chez les ovins, et inférieure à celui de **Kouamo et al., (2020)** chez les petits ruminants. Le stade irréversible des conditions inflammatoires des trompes utérines conduit à l'hydrosalpinx, pouvant entraîner une stérilité (**Palmieri et al., 2011**).

La salpingite chronique a été moins observée, avec une prévalence de **0.81%**. **Uddin et al., (2019)** ; **Karim et al., (2020)** ; **Mushonga et al., (2017)** ; **Abou-Rawash et al., (2008)** ont rapporté des prévalences plus élevées **1,2%**, **1,76%**, **6,5%** chez les caprins, et **3%** chez les ovins. La salpingite est souvent la conséquence des infections utérines ascendantes (**Jubb et al., 2007**).

Un seul cas d'adénome (**0,41%**) a été enregistré dans la présente étude, c'est une masse plus ou moins arrondie, ferme, implantée sur la séreuse de la trompe utérine gauche, il se caractérise par une hyperplasie glandulaire, entourée d'une capsule fibreuse. Notre résultat est comparable à celui rapporté par **Sliva et al., (2020)** (**0,5%**).

Les kystes intra-épithéliales ont été observés dans **0,41%** des cas, **Abou-Rawash et al., (2008)** ont trouvé un taux de **1,66%**, associés aux kystes folliculaires, et l'hyperplasie endométriale, ce qui concorde avec les résultats de **Abou-Rawash et al., (2008)**.



Figure 53. Appareil génital femelle, chèvre. Kyste para-oviducte. A, un petit kyste attaché à la séreuse de la trompe utérine gauche (flèche). B, la paroi est tapissée d'un épithélium cubique simple, entouré de fibres de collagène, la lumière contient un matériel éosinophile (H&E×40) (Photo personnelle).

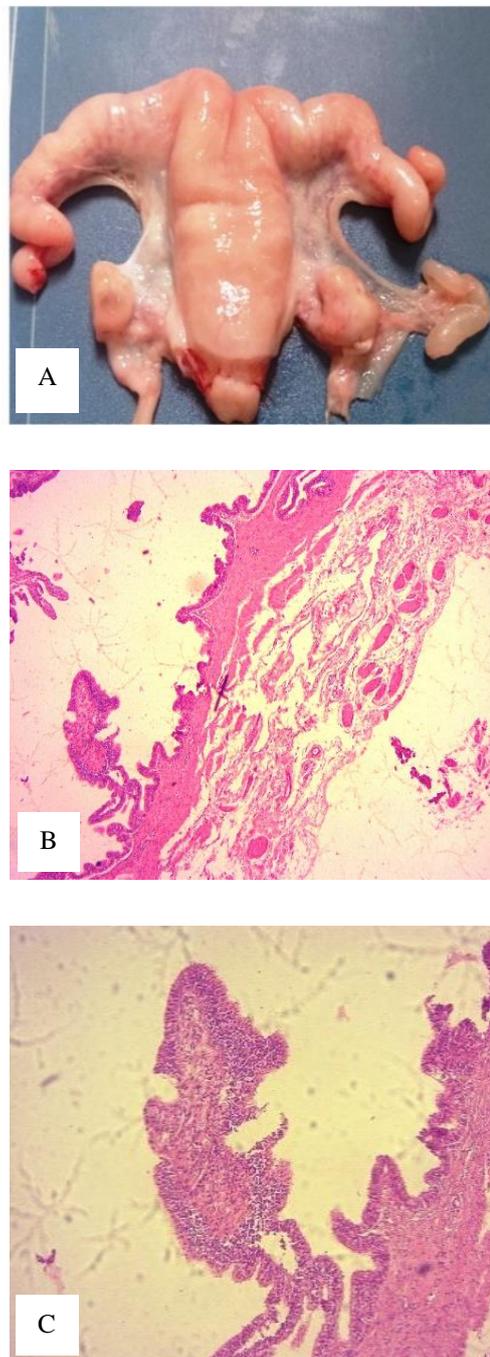


Figure 54. Appareil génital femelle, chèvre. Hydrosalpinx droit. A, hypertrophie partielle de l'oviducte droit par accumulation de liquide. B, atrophie des plis muqueux (H&E×40). C, salpingite chronique associée par infiltration lymphocytaire (H&E×100) (Photo personnelle).

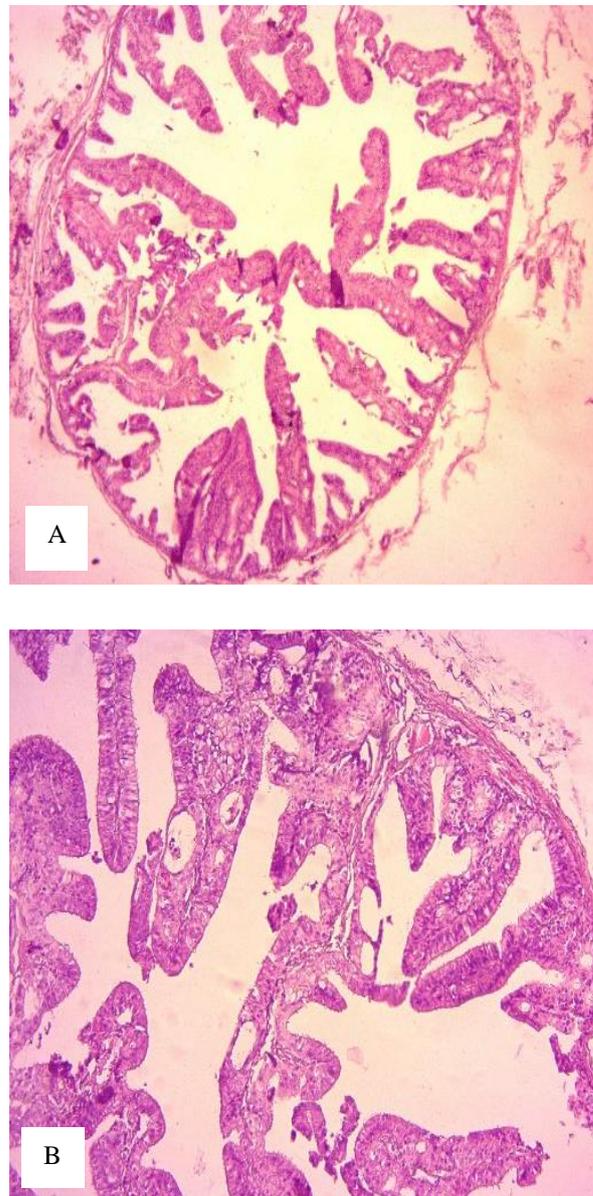


Figure 55. Salpinx, chèvre. Kystes intra-épithéliales. Noter la présence de plusieurs kystes dans les plis muqueux (H&E×40, ×100) (Photo personnelle).

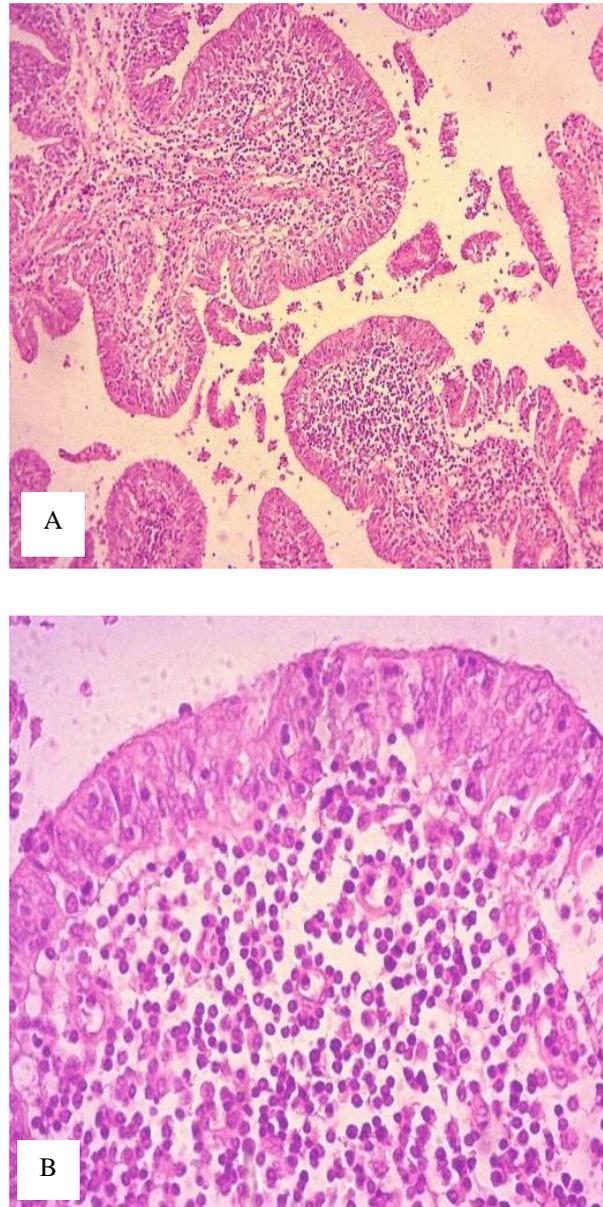


Figure 56. Salpinx, chèvre. Salpingite chronique sévère. A, infiltration massive de la muqueuse par des cellules inflammatoires (H&E×40). B, accumulation de lymphocytes et de plasmocytes (H&E×100) (Photo personnelle).



Figure 57. Appareil génital femelle, chèvre. Adénome. A, une masse arrondie, ferme, attachée à la séreuse de la trompe utérine gauche. B, prolifération glandulaire sans anomalies cellulaires, entourée par une capsule fibreuse (H&E×100) (Photo personnelle).



Figure 58. Appareil génital femelle, chèvre. Cysticercose. Kyste renfermant un protoscolex et du liquide, attaché à la paroi de la trompe utérine droite (Photo personnelle).

➤ **Lésions cervicales**

Le type et la fréquence des lésions cervicales sont illustrées dans le graphe suivant :

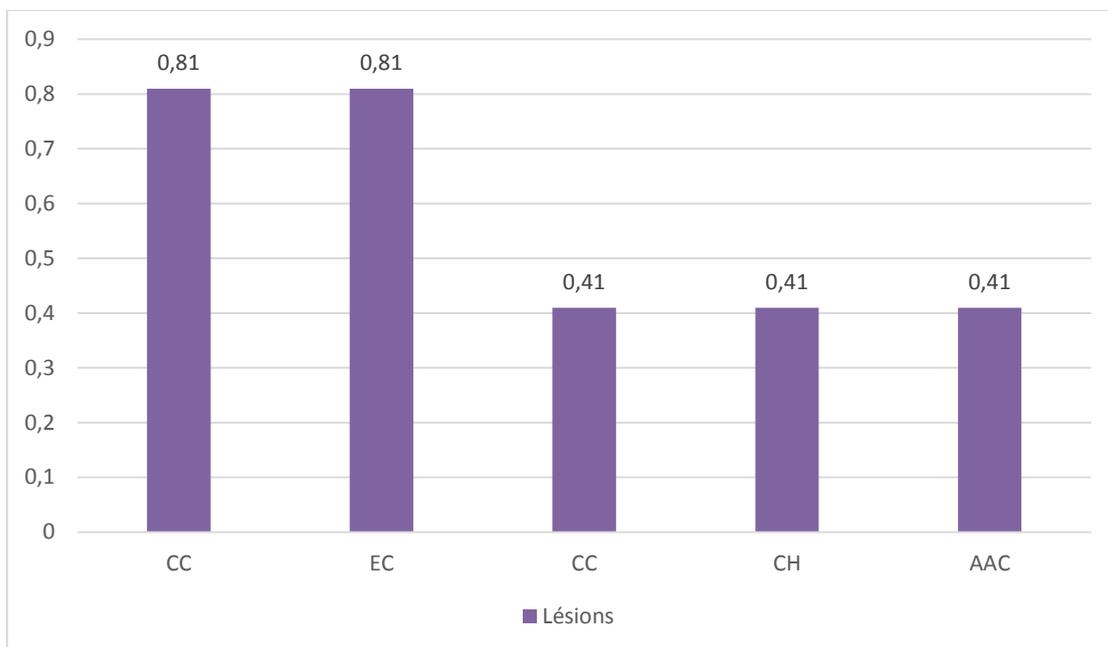


Figure 59. Fréquence des lésions cervicales. CC : cysticerose cervicale, EC : endométriose cervicale, CC : cervicite chronique, CH : cervicite hémorragique, AAC : absence des anneaux cervicaux.

Les lésions cervicales ont été présentées le taux le plus faible des lésions dans cette étude (2,85%). Notre résultat était inférieur à ceux trouvés par **Garba et al., (2019)** ; **Uddin et al., (2019)** (6,6%) (3,7%) chez les caprins, **Abou-Rawash et al., (2008)** (7,3%) chez les ovins, et **Getahun et al., (2021)** (3,9%) (4,2%) chez les bovins et les camélins.

Dans la majorité des cas, les lésions inflammatoires du col sont associées aux lésions inflammatoires de l'utérus (**Abou-Rawash et al., 2008** ; **Getahun et al., 2021**).

(**Garba et al., 2019** ; **Beena et al., 2015** ; **Rahman et al., 2008**) ont enregistré des prévalences de 2.8%, 1.8%, 6.4% et 3.9% de cervicite chez les caprins, qui sont plus élevées en comparaison avec notre résultat. Chez les ovins, **Abou-Rawash et al., (2008)** ont rapporté une fréquence de 4,66%. **Getahun et al., (2021)** ont mentionné des prévalences respectives de 3,9% et 4,2% chez les bovins et les camélins.

L'absence des anneaux cervicaux a été observé dans un seul cas (**0.41%**) en association avec l'absence des caroncules et la congestion utérine. L'absence de certains anneaux cervicaux chez la vache provoque une infection utérine par invasion bactérienne suite à la mal fermeture du canal cervical (**Jubb et al., 2016**).

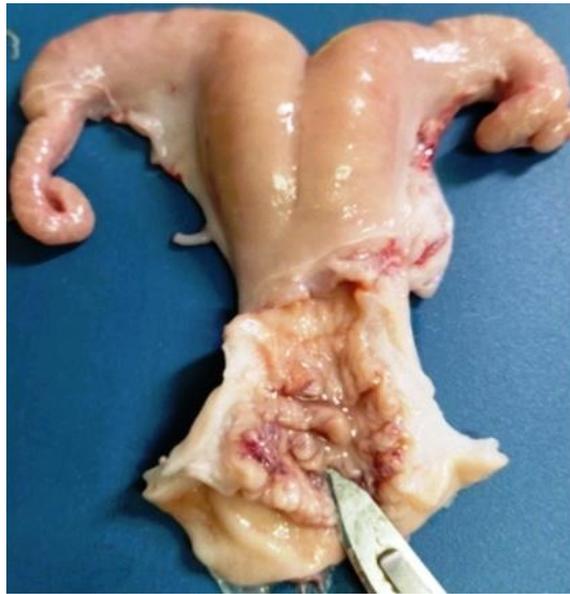


Figure 60. Appareil génital femelle, chèvre. Cervicite hémorragique. Notez la présence de l'œdème et de l'hémorragie au niveau des anneaux cervicaux (Photo personnelle).

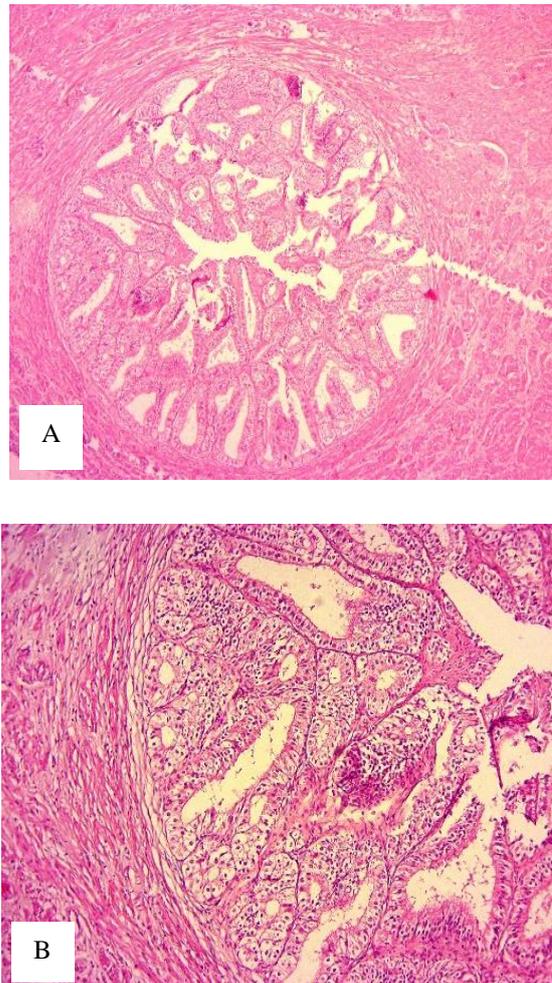


Figure 61. Cervix, chèvre. Endométriose cervicale. Noter la présence de structures glandulaires entre les fibres musculaires (H&E×40, ×100) (Photo personnelle).



Figure 62. Appareil génital femelle, chèvre. Cysticercose cervicale (Photo personnelle).

✓ Cas de gestation

Soixante-six (66) appareils génitaux présentant une gestation à différents stades ont été collectés soit un pourcentage de **21.15%**. Ce résultat était supérieur de ceux obtenus par **Anup Kumar et al., (2015) (15.3%)** chez les chèvres, **Pagamici & Stephan, (2022) (7.6%)** chez les ovins. Alors que **Karim et al., (2020) ; Bokko, (2011) ; Swai et al., (2015)** ont enregistré des taux plus élevés (**37,05%**), (**25.82%**), et (**29.1%**) chez les caprins et les bovins respectivement. Cette différence peut être due à la durée d'étude, la taille de l'échantillonnage, et la saison de reproduction.

La prévalence des lésions rencontrées au cours de la gestation est présentée dans la figure suivante :

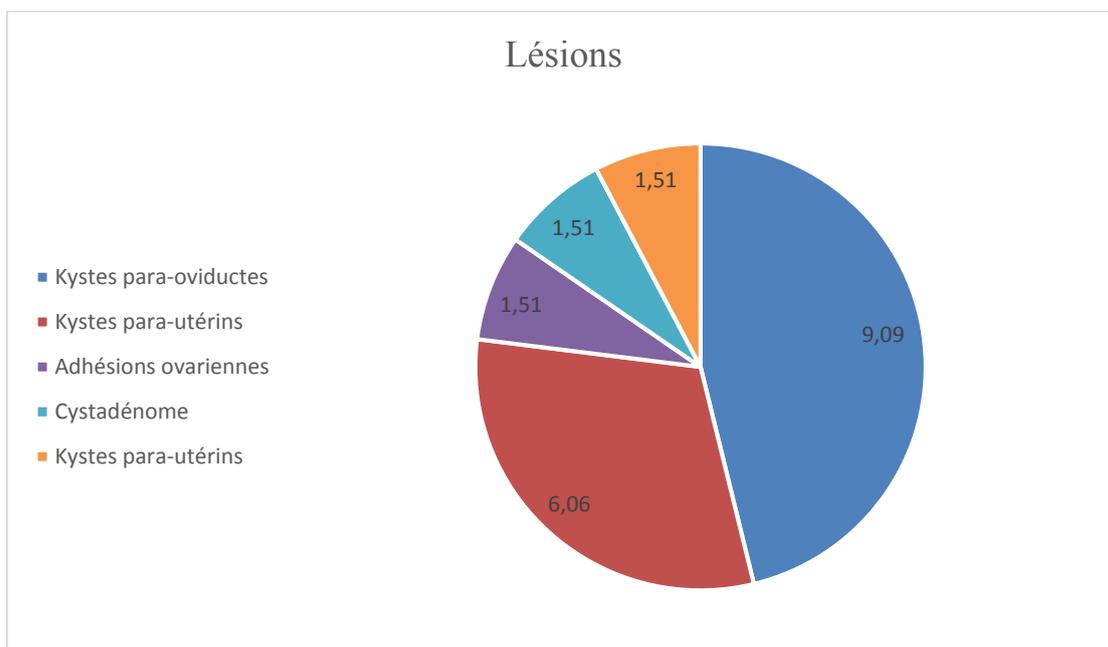


Figure 63. Lésions des appareils génitaux présentant une gestation.

La figure (63) révèle les lésions observées dans les appareils génitaux présentant une gestation (**19.7%**), prédominées par kystes para-oviductes (**9,09%**), suivi par les kystes para-ovariens (**6.06%**).

Un cas de cystadénome a été observé au niveau de l’ovaire gauche (Figure 66), soit une fréquence de **1,51%**. **Antonov et al., (2023)** ont rapporté un cas de cystadénome ovarien unilatéral chez une chienne, âgée de **6** ans.



Figure 64. Appareil génital femelle, chèvre. Kyste para-ovarien droit (Photo personnelle).



Figure 65. Appareil génital femelle, chèvre. Kyste para-oviducte gauche (Photo personnelle).

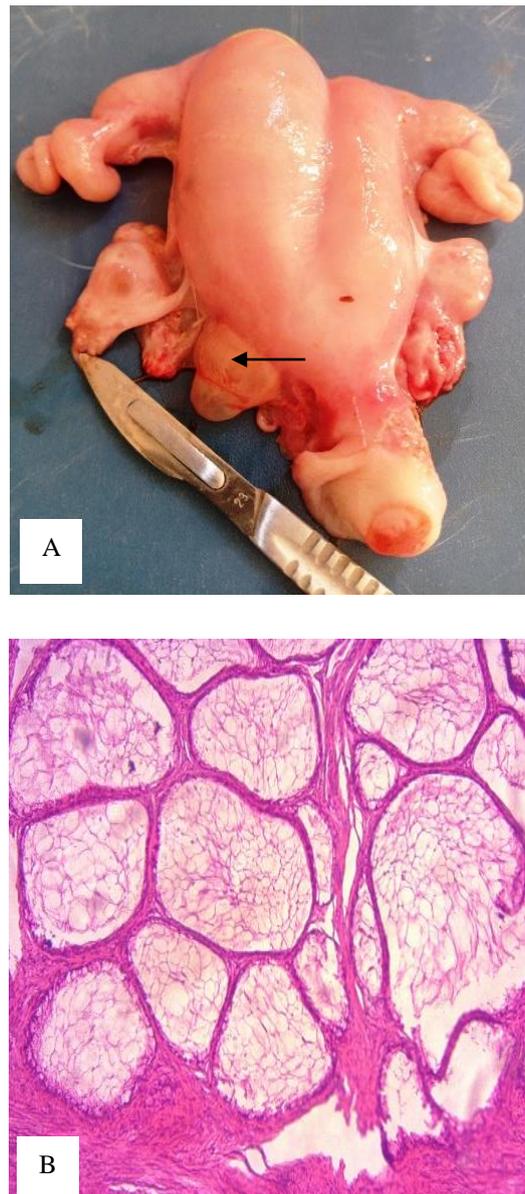


Figure 66. Appareil génital femelle, chèvre. Cystadénome ovarien gauche. A, masse de forme irrégulière, implantée à l'extrémité de l'ovaire gauche, notez la présence du kyste para-utérin (flèche). B, plusieurs kystes revêtus d'un épithélium cubique, renfermant un matériel mucoïde, séparés par du tissu conjonctif (H&E×100) (Photo personnelle).

IV.2.2 Corrélations entre les différentes lésions de l'appareil génital chez la race Arbia et les facteurs de risque (Age et note d'état corporel)

Les résultats de la corrélation entre l'âge, la NEC et les lésions ovariennes sont résumés dans les tableaux 06 & 07.

Tableau 06 : Corrélations entre l'âge et les lésions ovariennes

	Age	KPO	AO	KF	CJK	KS	AOC
Age	1,00						
KPO	0,26 ^b	1,00					
AO	0,07	0,61 ^b	1,00				
KF	0,05	0,64 ^b	0,56 ^b	1,00			
CJK	-0,01	0,48 ^b	0,46 ^b	0,75 ^b	1,00		
KS	-0,05	0,18 ^b	0,25 ^b	0,28 ^b	0,37 ^b	1,00	
AOC	-0,05	0,18 ^b	0,25 ^b	0,28 ^b	0,37 ^b	0,00 ^b	1,00

Tableau 07 : Corrélations entre la NEC et les lésions ovariennes

	NEC	KPO	AO	KF	CJK	KS	AOC
NEC	1,00						
KPO	0,28 ^b	1,00					
AO	0,15 ^a	0,72 ^b	1,00				
KF	0,16 ^a	0,64 ^b	0,57 ^b	1,00			
CJK	0,10	0,48 ^b	0,46 ^b	0,75 ^b	1,00		
KS	-0,05	0,18 ^b	0,25 ^b	0,28 ^b	0,37 ^b	1,00	
AOC	-0,05	0,18 ^b	0,25 ^b	0,28 ^b	0,37 ^b	0,00 ^b	1,00

La corrélation est significative au niveau 0,05 (a) et au niveau 0,01 (b).

KPO : kyste para-ovarien, AO : adhésions ovariennes, KF : kyste folliculaire, CJK : corps jaune kystique, KS : kyste de la séreuse, AOC : adhésion entre l'ovaire droit et la corne droite.

L'âge et la note d'état corporel sont corrélés significativement (**P<0.01**) (**r=0,87**).

Il existe une corrélation positive (**P<0.01**) (**r=0.26**) (**r=0.28**) entre l'âge, la NEC, et les kystes para-ovariens. En conclusion, l'âge et la note d'état corporel sont des facteurs de risque pour l'apparition des kystes para-ovariens.

Il n'existe aucune corrélation entre l'âge et les lésions suivantes : les adhésions ovariennes, et les kystes ovariens (folliculaires, corps jaune kystique, et les kystes de la séreuse). Cependant, **Nielsen et al., (2003)** ont rapporté une influence de l'âge sur la fréquence et le diamètre des kystes ovariens chez le porc.

Il existe une corrélation positive (**P<0,01**) (**r=0,64**) (**r=0,48**) (**r=0,61**) entre les kystes para-ovariens, les kystes ovariens (folliculaires et corps jaune kystiques) et les adhésions ovariennes : les kystes para-ovariens peuvent exercer une pression sur la bourse ovarienne qui va adhérer à l'ovaire.

Les adhésions ovariennes sont corrélées positivement aux kystes folliculaires (**r=0,56**), le corps jaune kystique (**r=0,46**), et les kystes de la séreuse (**r=0,25**) : l'adhésion de l'ovaire à sa bourse peut atteindre les cornes par extension, ce processus peut inhiber l'ovulation.

Il existe une corrélation positive entre les kystes ovariens (folliculaires, corps jaune kystique et de la séreuse).

La NEC était corrélée de manière significative (**P<0.05**) (**r=0.15**) (**r=0.16**) avec les adhérences ovariennes et les kystes folliculaires. L'apparition du kyste folliculaire peut être liée aux troubles métaboliques engendrés par une note d'état corporel élevée (**Charoennam, 2019**).

La corrélation entre l'âge, la NEC et les lésions des trompes utérines est présentée dans les tableaux 08 & 09.

Tableau 08 : Corrélations entre l'âge et les lésions des trompes utérines

	Age	KPO	Hydro	SC	CTU	KIE	A
Age	1,00						
KPO	0,07	1,00					
Hydro	0,07	0,42 ^b	1,00				
SC	-0,08	0,34 ^b	0,40 ^b	1,00			
CTU	-0,05	0,24 ^b	0,57 ^b	0,70 ^b	1,00		
KIE	0,09	0,24 ^b	0,57 ^b	-0,00	-0,00	1,00	
A	-0,05	0,24 ^b	0,57 ^b	0,70 ^b	0,00 ^b	-0,00	1,00

Tableau 09 : Corrélations entre la NEC et les lésions des trompes utérines

	NEC	KPO	Hydro	SC	CTU	KIE	A
NEC	1,00						
KPO	0,06	1,00					
Hydro	0,11	0,42 ^b	1,00				
SC	-0,07	0,34 ^b	0,40 ^b	1,00			
CTU	-0,05	0,24 ^b	0,57 ^b	0,70 ^b	1,00		
KIE	0,12 ^a	0,24 ^b	0,57 ^b	-0,00	-0,00	1,00	
A	-0,05	0,24 ^b	0,57 ^b	0,70 ^b	1,00 ^b	-0,00	1,00

La corrélation est significative au niveau 0,05 (a) et au niveau 0,01 (b).

KPO : kystes para-oviductes, Hydro : hydrosalpinx, SC : salpingite chronique, CTU : cysticercose des trompes utérines, KIE : kystes intra-épithéliales, A : adénome.

Il n'existe aucune corrélation entre l'âge et les lésions du salpinx.

Les kystes para-oviductes étaient corrélés significativement ($P < 0.01$) ($r = 0.42$) avec l'hydrosalpinx, ces kystes peuvent exercer une pression provoquant une sténose des trompes et par conséquent, accumulation des liquides.

Les kystes para-oviductes étaient corrélés positivement ($r = 0,24$) aux kystes intra-épithéliales, qui peuvent être engendrés par les mêmes causes.

L'hydrosalpinx était corrélé positivement à la salpingite chronique ($r = 0,40$). **Jubb et al., (2007)** ont supposé que l'hydrosalpinx soit une complication des lésions inflammatoires des trompes utérines (salpingite).

La NEC est corrélée positivement ($r = 0,12$) ($P < 0,05$) aux kystes intra-épithéliales.

La corrélation entre l'âge, la NEC et les lésions utérines est présentée dans les tableaux
10Tableau 10 : Corrélations entre l'âge et les lésions utérines

	Age	EC	Hyd	C	EA	CU	AC	HE	E	N	HC	KPU
Age	1,00											
EC	0,33 ^b	1,00										
Hyd	0,12	0,40 ^b	1,00									
C	-0,01	0,40 ^b	0,32 ^b	1,00								
EA	0,13 ^a	0,33 ^b	0,81 ^b	-0,01	1,00							
CU	-0,02	0,33 ^b	0,40 ^b	0,81 ^b	-0,08	1,00						
AC	0,08	0,33 ^b	0,81 ^b	0,40 ^b	0,49 ^b	0,49 ^b	1,00					
HE	0,09	0,23 ^b	0,57 ^b	-0,00	0,70 ^b	-0,00	0,70 ^b	1,00				
E	-0,05	0,23 ^b	-0,00	0,57 ^b	-0,00	0,70 ^b	-0,00	-0,00	1,00			
N	0,09	0,23 ^b	0,57 ^b	-0,00	0,70 ^b	-0,00	0,70 ^b	0,00 ^b	-0,00	1,00		
HC	-0,05	0,23 ^b	-0,00	0,57 ^b	-0,00	0,70 ^b	-0,00	-0,00	0,00 ^b	-0,00	1,00	
KPU	0,09	0,23 ^b	0,57 ^b	-0,00	0,70 ^b	-0,00	0,70 ^b	0,00 ^b	-0,00	0,00 ^b	-0,00	1,00

Tableau 11 : Corrélations entre la NEC et les lésions utérines

	NEC	EC	Hyd	C	EA	CU	AC	HE	E	N	HC	KPU
NEC	1,00											
EC	0,31 ^b	1,00										
Hyd	0,11	0,42 ^b	1,00									
C	-0,08	0,12	0,32 ^b	1,00								
EA	0,11	0,34 ^b	0,40 ^b	-0,01	1,00							
CU	-0,00	0,34 ^b	0,40 ^b	0,40 ^b	0,49 ^b	1,00						
AC	0,05	0,34 ^b	0,81 ^b	0,40 ^b	0,49 ^b	0,49 ^b	1,00					
HE	0,12 ^a	0,24 ^b	0,57 ^b	-0,07	0,70 ^b	-0,00	0,70 ^b	1,00				
E	-0,05	0,24 ^b	0,57 ^b	0,57 ^b	-0,00	0,70 ^b	0,70 ^b	-0,00	1,00			
N	0,03	0,24 ^b	-0,00	-0,07	0,70 ^b	0,70 ^b	-0,00	-0,00	-0,00	1,00		
HC	-0,05	0,24 ^b	0,57 ^b	0,57 ^b	-0,00	0,70 ^b	0,70 ^b	-0,00	0,00 ^b	-0,00	1,00	
KPU	0,12 ^a	0,24 ^b	0,57 ^b	-0,00	0,70 ^b	-0,00	0,70 ^b	0,00 ^b	-0,00	-0,00	-0,00	1,00

La corrélation est significative au niveau 0,05 (a) et au niveau 0,01 (b).

EC : endométrite chronique, Hyd : hydromètre, C : congestion, EA : endométrite aigue, CU : cysticerose utérine, AC : absence des caroncules, HE : hyperplasie endométriale, E : endométriose, N : nécrose, HC : hypertrophie des caroncules, KPU : kystes para-utérins.

Il existe une corrélation positive ($P<0.05$) ($r=0,13$), ($P<0,01$) ($r=0,33$) entre l'âge, l'endométrite aiguë et chronique.

L'endométrite chronique, l'hyperplasie endométriale, et les kystes para-utérins étaient corrélés de manière significative ($P<0,01$) ($P<0.05$) ($r=0,31$) ($r=0.12$) avec la NEC.

L'endométrite chronique était corrélée positivement ($P<0,01$) ($r=0,24$) à l'hyperplasie endométriale, **Radi, (2005)** a rapporté une association entre l'hyperplasie endométriale et l'endométrite chez une chèvre âgée de deux ans en Amérique du Nord.

Granson et al., (2011) ont rapporté une association de l'hyperplasie kystique de l'endomètre et l'endométrite chronique chez une chatte nullipare de race Chinchilla Perse âgée de quatre ans. **Pretzer, (2008)** a noté l'association de l'hyperplasie endométriale et le pyomètre chez la chienne. Cependant, **Santana et al., (2020)** ont enregistré une association non significative entre l'hyperplasie endométriale et l'endométrite.

La corrélation entre l'âge, la NEC et les lésions cervicales est présentée dans les tableaux 12 & 13.

Tableau 12 : Corrélation entre l'âge et les lésions cervicales

	Age	CC	CH	EC	CC	AAC
Age	1,00					
CC	-0,02	1,00				
CH	0,01	0,70 ^b	1,00			
EC	-0,08	0,49 ^b	-0,00	1,00		
CC	0,01	0,70 ^b	0,00 ^b	-0,00	1,00	
AAC	0,01	0,70 ^b	0,00 ^b	-0,00	0,00 ^b	1,00

Tableau 13 : Corrélation entre la NEC et les lésions cervicales

	NEC	CC	CH	EC	CC	AAC
NEC	1,00					
CC	-0,00	1,00				
CH	0,03	0,70 ^b	1,00			
EC	-0,07	0,49 ^b	-0,00	1,00		
CC	0,03	0,70 ^b	0,00 ^b	-0,00	1,00	
AAC	-0,05	0,70 ^b	-0,00	0,70 ^b	-0,00	1,00

La corrélation est significative au niveau 0,01 (b).

CC : cysticerose cervicale, EC : endométriose cervicale, CC : cervicite chronique, CH : cervicite hémorragique, AAC : absence des anneaux cervicaux.

Il n'existe aucune corrélation entre les facteurs de risques et les lésions cervicales.

Il y avait une signification ($P < 0.01$) entre l'absence des anneaux cervicaux et la cervicite hémorragique.

IV.2.3 Résultats de l'immunohistochimie

L'expression de TNF α , Bax, IL-6, PCNA, Ki67, et Bcl2 a été évaluée avec la technique d'immunohistochimie.

L'épithélium glandulaire était positif pour Bax avec une légère intensité (Figure 67). Bax (Bcl-2- associated X- protein) provoque l'apoptose des cellules en créant des pores au niveau des mitochondries pour la libération du cytochrome C (**Wei et al., 2000**).

Les cytokines sont des molécules de nature protéique, synthétisées par les cellules immunitaires, de poids moléculaire faible, elles jouent plusieurs rôles dont la défense immunitaire et la réponse aux stimuli (**Dinarello, 2007**).

L'utérus présentait une forte réaction pour IL-6 dans l'épithélium de la muqueuse endométriale et une faible réaction dans l'épithélium glandulaire (Figure 68). L'IL-6 stimule la production des protéines de la phase aigüe par les hépatocytes comme la CRP et le fibrinogène, il stimule aussi le développement des lymphocytes T et la synthèse des anticorps (**Tanaka et al., 2014**).

L'immunoréactivité au TNF α était plus forte dans l'épithélium glandulaire que dans l'épithélium de l'endomètre (Figure 69), car la lumière glandulaire était massivement infiltrée par les neutrophiles. La TNF α est impliquée dans le recrutement des polymorphonucléaires et les réponses inflammatoires (**Johnson et al., 2015**).

Pour le PCNA, l'épithélium glandulaire et endométrial étaient positifs avec une intensité légère à modérée (Figure 70). Il se trouve dans les cellules eucaryotes en phase de multiplication, jouant un rôle très important dans la réplication de l'ADN (**Jing & Jianwei, 2021**).

L'immunocoloration pour Bcl2 était faible dans l'épithélium glandulaire et endométrial. Bcl2 se trouve au niveau de la membrane externe des mitochondries, en inhibant la libération du cytochrome C pour prévenir l'apoptose (**Catz & Johnson, 2003**).

L'immunocoloration pour Ki67 était absente dans l'épithélium glandulaire et endométrial. Il s'implique dans l'interphase du cycle cellulaire (**Menona et al., 2019**).

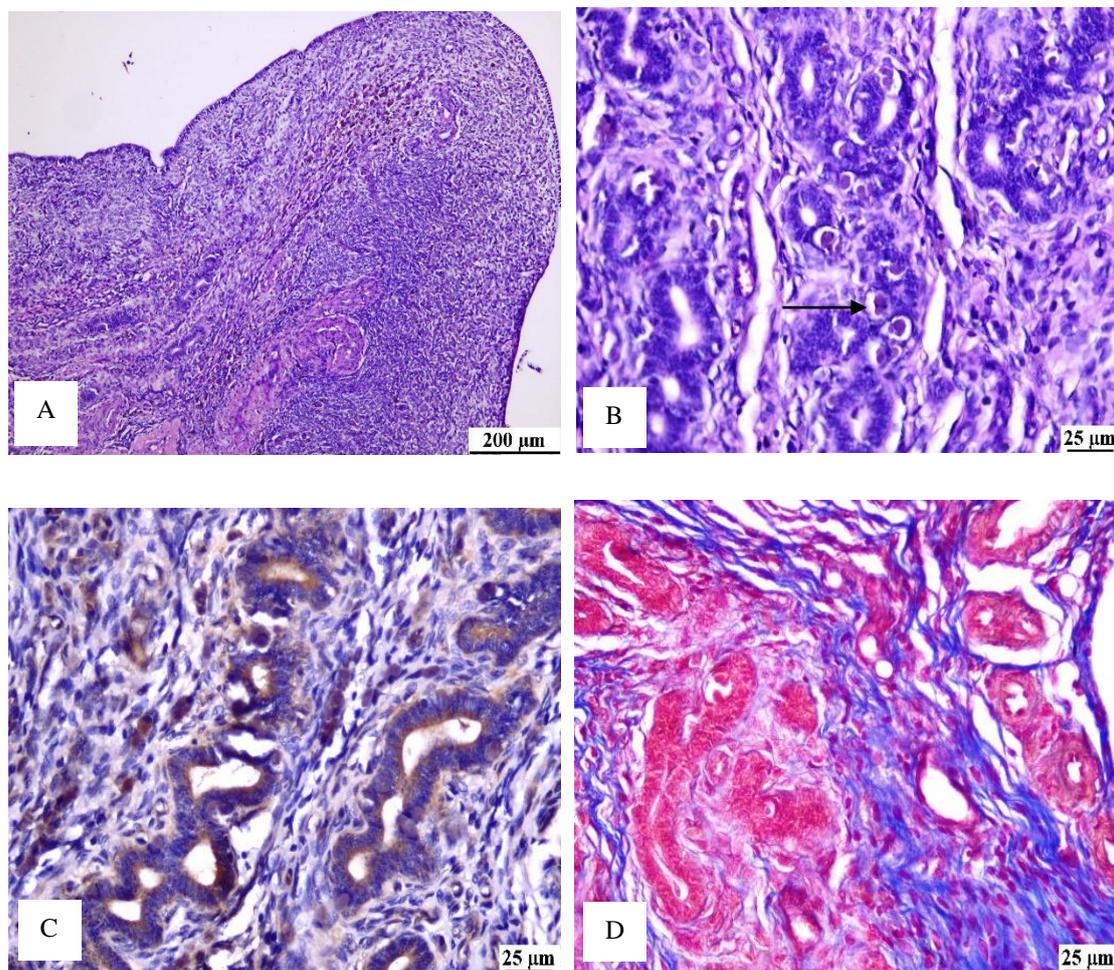


Figure 67. Endomètre, chèvre. A, endométrite chronique, notez l'accumulation de l'hémosidérine (H&E). Bar =200μm. B, apoptose des glandes endométriales (flèche), noter la fibrose péri-glandulaire (H&E). Bar =25μm. C, expression du Bax par l'épithélium glandulaire. Bar =25μm. D, fibrose péri-glandulaire (Trichrome de Masson). Bar =25 μm (Photo personnelle).

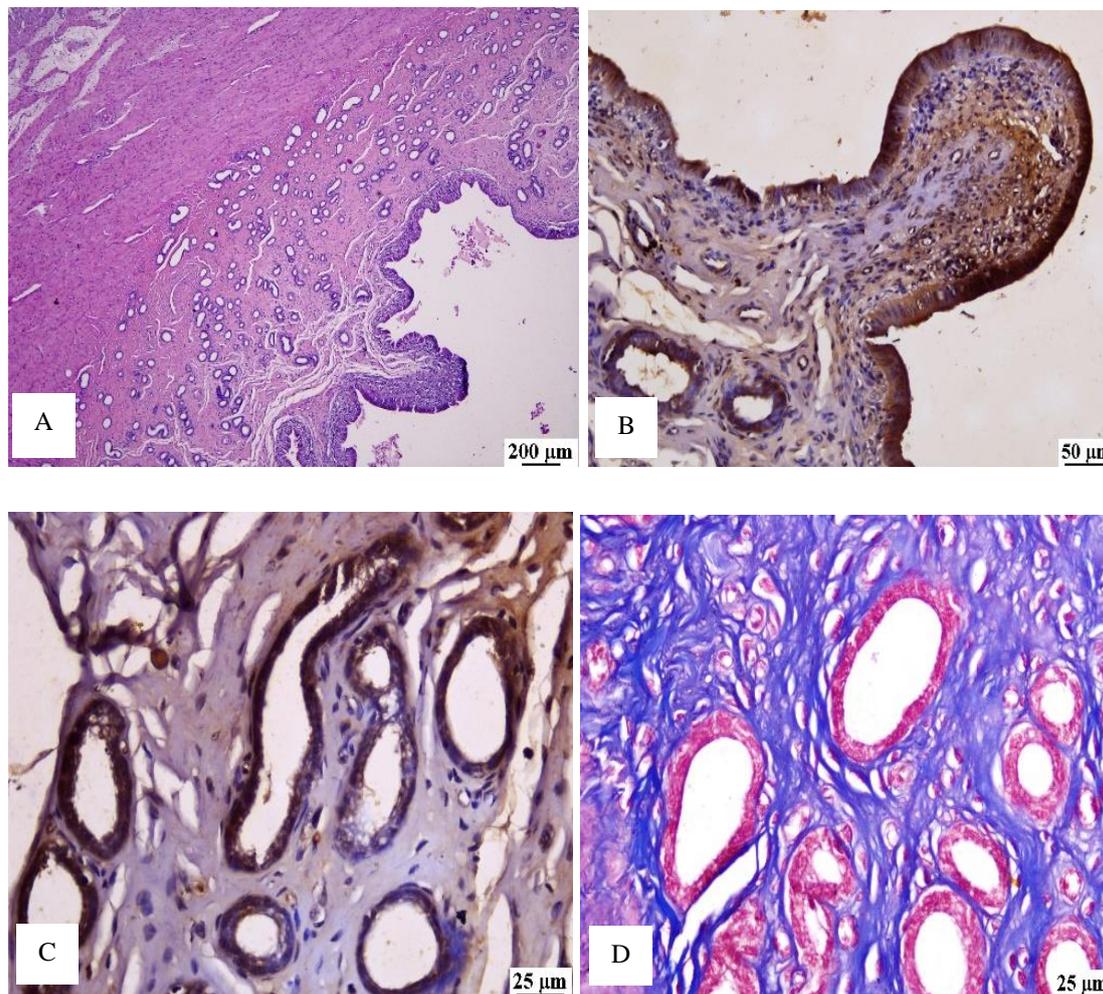


Figure 68. Endomètre, chèvre. A, endométrite chronique, noter les projections papillaires et la dilatation kystique des glandes (H&E). Bar =200μm. B, forte expression de l'IL-6 dans l'épithélium endométrial. Bar =50μm. C, expression modérée de l'IL-6 dans l'épithélium glandulaire. Bar =25μm. D, fibrose péri-glandulaire sévère (Trichrome de Masson). Bar =25μm (Photo personnelle).

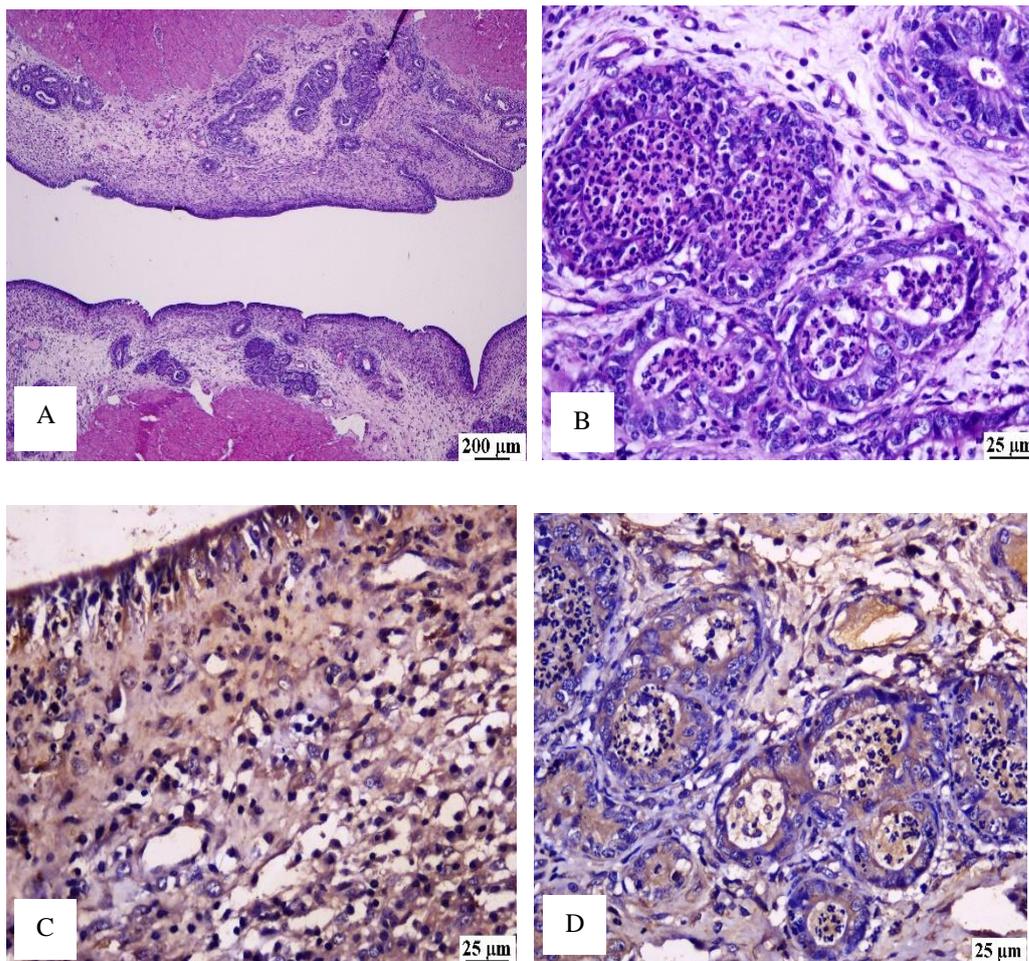


Figure 69. Endomètre, chèvre. A&B, endométrite aiguë, noter l'infiltration de l'épithélium endométrial et des glandes par les neutrophiles (H&E). Bar =200μm, 25μm. C&D, expression du TNFα dans l'épithélium endométrial, ainsi qu'au niveau glandulaire. Bar =25μm (Photo personnelle).

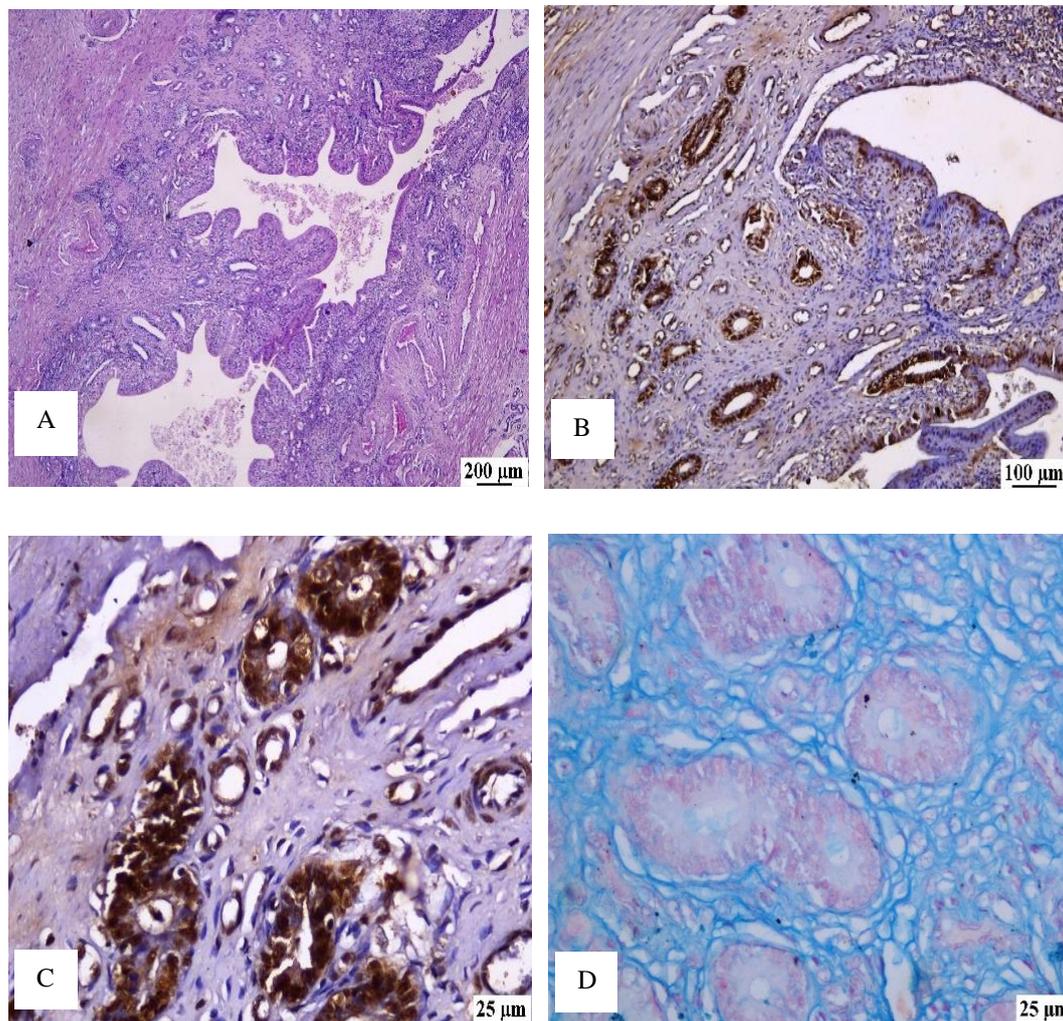


Figure 70. Endomètre, chèvre. A, endométrite chronique, noter la présence des projections papillaires intenses avec atrophie de l'endomètre, et présence de débris dans la lumière utérine (H&E). Bar =200µm. B, expression modérée du PCNA dans l'épithélium endométrial. Bar =100µm. C, une forte réaction du PCNA au niveau glandulaire. Bar =25µm. D, réaction positive au bleu alcian. Bar=25 µm (Photo personnelle).

IV.3 Etude bactériologique

Sur un total de quatre-vingt-quatre (84) prélèvements analysée, cinquante-trois (53) se sont révélés positifs soit un taux de **63,1%** (Figure 71), dont trente-deux (32) (60,4%) utérus ont été infectés par une seule souche, alors que **Rind & Shaikh, (2000)** ont trouvé un taux plus élevé qui est de l'ordre de **80%**, dont soixante-quatre (64) utérus ont été colonisés par une seule souche. **Uddin et al., (2019)** ont observé que tous les utérus montraient une présence de deux ou trois souches. En revanche, **Shallali et al., (2001)** ont rapporté une valeur plus faible (**30.8%**) chez les caprins et (**33.3%**) pour les ovins. **Mshelia et al., (2014)** ont enregistré une incidence de **34%** chez les ovins.

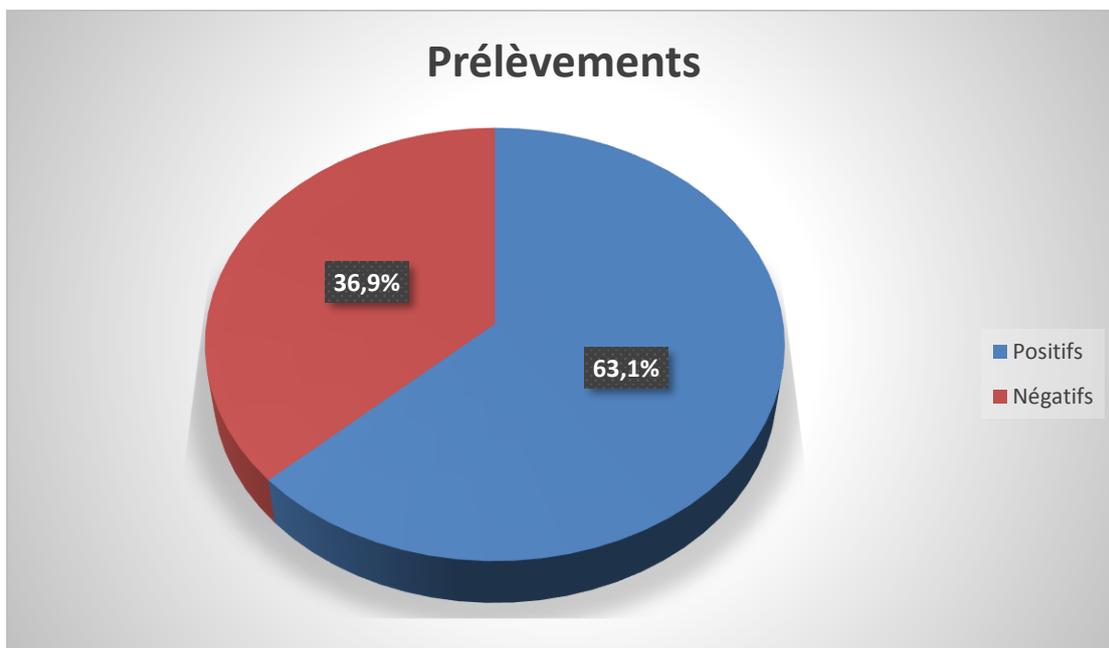


Figure 71. Pourcentage des prélèvements positifs et négatifs à la culture bactériologique.

IV.3.1 Identification des souches

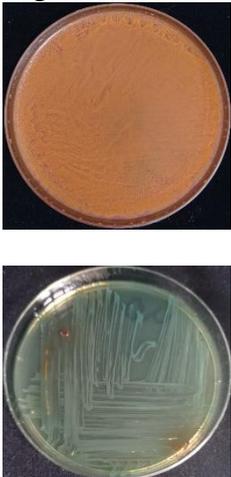
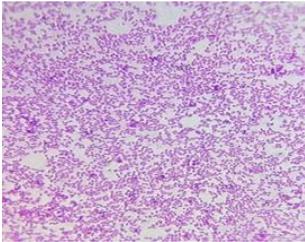
L'identification de l'agent pathogène était orientée par l'examen direct après coloration de Gram, par l'aspect des colonies sur milieux sélectifs et par des tests simples et classiques d'identification biochimique (système API).

Les résultats d'analyse bactériologique sont exprimés dans les tableaux suivants :

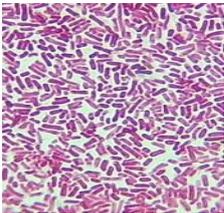
➤ **Identification par les tests classiques**

Tableau 14 : Résultats de pré-identification des bactéries

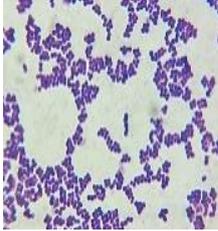
✓ **Entérobactéries**

Genre	Aspect macroscopique	Aspect microscopique	Oxydase
<i>Entérobactériaceae</i>	<p>Colonies jaune (lactose positive) ou vertes (lactose négative)</p> 	<p>Bacilles à Gram-</p> 	Négative

✓ **Pseudomonas**

Genre	Aspect macroscopique	Aspect microscopique	Oxydase
<i>Pseudomonas</i>	<p>Colonies petites, bombés, à bord régulier, de couleur verte</p> 	<p>Bacille à Gram-</p> 	<p>Positive</p> 

✓ **Staphylococcus**

Genre	Aspect macroscopique	Aspect microscopique	Catalase Coagulase DNase
<i>Staphylococcus</i>	<p>Colonies jaune doré (mannitol positif) ou blanches (mannitol négatif).</p>  	<p>Coques à Gram+, en grappe de raisin.</p> 	  

➤ Identification par galeries (API Staph, et API 20E)

Tableau 15 : Espèces bactériennes identifiées

Famille	Espèce	Nombre	Prévalence
<i>Entérobactériaceae</i>	<i>Escherichia coli</i>	20	25%
	<i>Raoultella ornithinolytica</i>	3	3,75%
	<i>Kluyevera spp</i>	2	2,5%
	<i>Enterobacter cloacae</i>	2	2,5%
	<i>Salmonalla spp</i>	2	2,5%
	<i>Proteus mirabilis</i>	1	1,25%
	<i>Aeromonas hydrophila</i>	1	1,25%
	<i>Citrobacter koseri</i>	1	1,25%
<i>Staphylococcaceae</i>	<i>Staphylococcus xylosus</i>	19	23,75%
	<i>Staphylococcus aureus</i>	5	6,25%
	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	5	6,25%
	<i>Staphylococcus hyicus</i>	3	3,75%
	<i>Staphylococcus chromogenes</i>	2	2,5%
	<i>Staphylococcus hominis</i>	2	2,5%
	<i>Staphylococcus lentus</i>	1	1,25%
<i>Pseudomonaceae</i>	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	2	2,5%
	<i>Pseudomonas spp</i>	9	11,25%
Total		80	100%

Sur l'ensemble de quatre-vingt-quatre (84) échantillons prélevés et analysés, quatre-vingt (80) souches ont été isolées de l'utérus, avec une prédominance d'*E. coli* (25%), suivi par *S. xylosum* (23,75%), puis *Pseudomonas* spp (11,25%).

Nos résultats sont différents de ceux de **Rind & Shaikh, (2000)** qui ont rapporté dans leur étude, l'identification d'onze (11) espèces impliquées dans l'infection utérine avec une prédominance de *Micrococcus citreus* (26,25%).

Garba et al., (2020) ont enregistré soixante-dix-neuf (79) isolats avec une prédominance d'*E. coli*.

Dans cette étude, la prédominance d'*E. coli* a été observée à 25%, ce résultat est inférieur à ceux de **Garba et al., (2020)** ; **Mekibib et al., (2024)** ; **Mshelia et al., (2014b)**, qui ont trouvé des fréquences respectives de 46 %, 45%, 42,1%, et 53,8% chez les caprins, bovins et camelins, respectivement. Cependant, **Al-Sary et al., (2014)** ont rapporté une prédominance de *S. aureus* (30,25%) suivi par *E. coli* (26,89%) chez les chèvres.

Les études de **Rind & Shaikh, (2000)** ; **Mshelia et al., (2014a)** ont révélées des taux de 13,75% et 21,3% chez les caprins et les ovins, respectivement.

Dans la présente étude, les souches de *S. xylosum* sont prédominantes du genre *staphylococcus* (23,75%), l'étude de **Flores-Hernandez et al., (2020)** en 2020 a montré la présence de *S. xylosum* dans le vagin des chèvres Creole avec un taux de 3,1%.

Bukar et al., (2007) ont signalé que les souches *E. coli* et du genre *Staphylococcus* appartiennent à la flore normale du vagin.

Ces bactéries peuvent être présentes de manière opportuniste au niveau de l'utérus à la suite d'infections ascendantes (**Tibary & Anouassi, 2001**).

Nos résultats pour *S. aureus* (6,25%) sont inférieurs à ceux rapportés par **Rind & Shaikh, (2000)** ; **Mshelia et al., (2014a)** ; **Mshelia et al., (2014b)** qui ont trouvé des fréquences de 15% pour les caprins, 34% pour les ovins, et 11,3% pour les bovins et les camelins, respectivement.

L'isolement de *P. aeruginosa* dans cette étude a été enregistré à 2,5%, **Rind & Shaikh, (2000)** ont rapporté dans leur étude un taux d'incidence de 5% chez les caprins.

Les bactéries responsables d'avortement sont nombreuses à savoir *Salmonella* spp (Sargison et al., 2001).

Atwa & Flourage, (2007) ont rapporté que *S. dublin* et *S.typhimirium* causent l'avortement chez les caprins avec des prévalences de 4% et 8%. Tandis que la prévalence de *Salmonella* spp dans notre étude était de 3.70%. Safana et al., (2019) ont trouvé une prévalence de 5% dans le vagin des chèvres non gestantes.

IV.3.2 Association bactéries-lésions

L'examen bactériologique des échantillons prélevés chez les caprins a été réalisé afin d'étudier la fréquence et la répartition des agents pathogènes (bactéries) et éventuellement l'association des infections utérines aux pathologies diagnostiquées à l'examen histopathologique.

Le tableau suivant montre cette éventuelle association :

Tableau 16 : Bactéries isolées des différentes lésions de l'appareil génital

Lésions	Bactéries isolées
Nécrose + hémorragie	<i>S.aureus</i> <i>S.xylosus</i> <i>E.coli</i>
Congestion	<i>S.xylosus</i> <i>E.coli</i>
Endométrite chronique	<i>S.xylosus</i> <i>E.coli</i> <i>S.hyicus</i> <i>S.epidermidis</i> <i>Pseudomonas</i> spp <i>Aeromonas hydrophila</i>
Endométriose	<i>S.epidermidis</i>
Hydromètre	<i>E.coli</i>

Les souches d'*E.coli* ont été isolées en association de différentes lésions : la nécrose, la congestion, l'endométrite chronique, et l'hydromètre.

Dans les prélèvements présentant une endométrite chronique, plusieurs espèces bactériennes ont été impliquées, à savoir : *S. xylosus*, *E. coli*, *S. hyicus*, *S. epidermidis*, *Pseudomonas* spp, et *Aeromonas hydrophila*.

Seulement les souches de *E. coli* ont été isolées dans le cas de l'hydromètre.

E. coli et le genre *Staphylococcus* sont associées avec des lésions d'endométrite, même résultat rapporté par **Garba et al., (2020)** chez les caprins et **Adams, (1975)** chez les ovins. **Takamtha et al., (2013)** ; **Mekibib et al., (2024)** ont isolé *E. coli* et *Staphylococcus* spp à partir des vaches allaitantes présentant une endométrite.

La congestion utérine était associée avec une infection par *S. xylosus* et *E. coli*, tandis que **Garba et al., (2020)** ont rapporté une infection par *P. mirabilis*, *E. coli* et *Staphylococcus* dans le même type de lésion.

Dans le cadre de notre étude, nous avons mis en évidence des cultures positives à l'examen bactériologique dans **53** prélèvements provenant des organes génitaux sans lésions à l'examen histo-pathologique.

Nos résultats montrent qu'il y a cinquante-quatre (**53**) isolats des appareils génitaux sains alors que vingt-sept (**27**) isolats des appareils génitaux présentant des lésions, avec une prédominance de *E. coli* dans les deux cas. Cette prédominance a été rapportée par plusieurs chercheurs chez les caprins (**Garba et al., 2020** ; **Saad, 2014** ; **Ogunbodede et al., 2014**).

S. xylosus, *E. coli*, *Pseudomonas* spp, *S. hyicus*, et *S. epidermidis* ont été isolées des utérus sains et avec lésions (Figure 72).

Il a été constaté que les animaux (mammifères, oiseaux, et reptiles) étaient tous porteurs de *S. aureus* (**Espinosa-Gongora & Chrobak, 2012**), qui ont été rapporté chez les animaux sains et malades (**Lozano et al., 2016**).

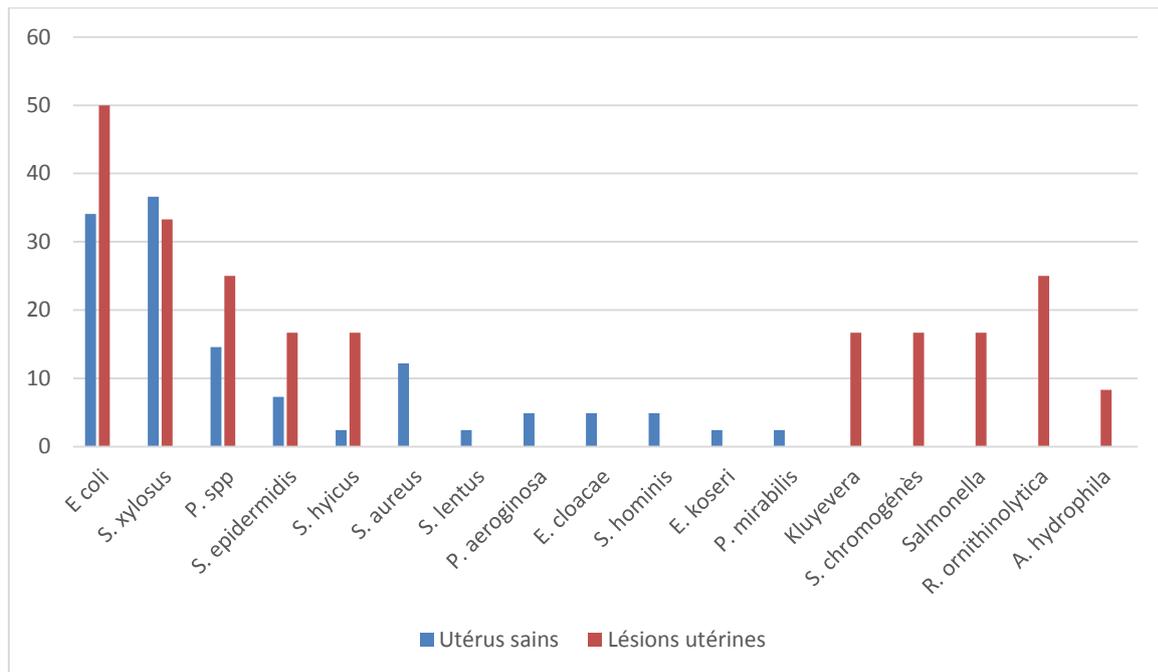


Figure 72. Type et fréquence des bactéries isolées à partir des utérus sains et avec lésions

IV.3.3 Antibiogramme

Tableau 17 : Sensibilité des entérobactéries aux antibiotiques

ATB	<i>Escherichia coli</i>	<i>Raoultella ornithinolytica</i>	<i>Kluyvera spp</i>	<i>Enterobacter cloacae</i>	<i>Proteus mirabilis</i>	<i>Aeromonas hydrophila</i>	<i>Citrobacter koseri</i>	<i>Salmonella</i>
AMC	8(40%)	0(0%)	0(0%)	0(0%)	1(100%)	1(100%)	0(0%)	0(0%)
AML	4(20%)	0(0%)	0(0%)	0(0%)	1(100%)	0(0%)	0(0%)	0(0%)
AM	1(5%)	0(0%)	0(0%)	0(0%)	1(100%)	0(0%)	0(0%)	0(0%)
CL	1(5%)	0(0%)	1(50%)	0(0%)	0(0%)	0(0%)	0(0%)	0(0%)
GEN	20(100%)	3(100%)	2(100%)	2(100%)	1(100%)	1(100%)	0(0%)	2(100%)
S	10(50%)	1(33%)	2(100%)	2(100%)	1(100%)	1(100%)	0(0%)	2(100%)
NA	20(100%)	1(33%)	2(100%)	2(100%)	0(0%)	1(100%)	0(0%)	1(50%)
CIP	20(100%)	3(100%)	2(100%)	2(100%)	1(100%)	1(100%)	0(0%)	2(100%)
PF	20(100%)	3(100%)	2(100%)	2(100%)	1(100%)	1(100%)	0(0%)	2(100%)
NOR	20(100%)	3(100%)	2(100%)	2(100%)	1(100%)	1(100%)	0(0%)	2(100%)

L'analyse des antibiogrammes a mis en évidence une sensibilité des entérobactériacae à (84-96%) envers gentamycine, acide nalidixique, et les quinolones 2^{ème} G. Une sensibilité réduite à (6-31%) envers les B-lactamines et céphalexine (Tableau 17).

Chez les animaux, l'augmentation de la résistance aux antibiotiques rend difficile leur sélection pour le traitement des infections (Mshelia et al., 2014).

Les souches d'*E. coli* présentaient une sensibilité totale (100%) envers les quinolones (1^{ère} et 2^{ème} G), et gentamycine. Ce résultat a été rapporté par Garba et al., (2020) chez les chèvres, et Mshelia et al., (2014b) chez les bovins et les camelins. Takamtha et al., (2013) ; Mekibib et al., (2024) ont trouvé que la gentamycine est la molécule la plus active contre les bactéries Gram- et Gram+, alors que ces bactéries sont résistantes à l'oxytetracycline.

Ces souches montrent une sensibilité moyenne (50%) envers streptomycine, le même résultat a été observé par Garba et al., (2020) chez les caprins. En revanche, une sensibilité de 96% d'*E. coli* vis-à-vis streptomycine chez les bovins et les camelins dans l'étude de Mshelia et al., (2014b).

Les souches de *E. coli* ont présenté une résistance envers les B-lactamines et la céphalexine, et une sensibilité vis-à-vis la gentamicine et les quinolones première et deuxième génération, comme la souche de référence *E. coli* ATCC8739 (Annexe XI).

Citrobacter Koseri a montré une multi résistance envers toutes les antibiotiques testés, cela du au développement d'une résistance des espèces du genre *Citrobacter* vis-à-vis

plusieurs antibiotiques grâce à des gènes à médiation plasmidique codés par les chromosomes (gènes *ampc* b-lactamase) (**Deveci & Coban, 2014**).

Tableau 18: Sensibilité des staphylocoques aux antibiotiques testés

ATB	<i>S. xylosus</i>	<i>S. aureus</i> (n=5)	<i>S. epidermidis</i> (n=5)	<i>S. hyicus</i> (n=3)	<i>S. chromogenes</i> (n=2)	<i>S. hominis</i> (n=2)	<i>S. lentus</i> (n=1)	Total n=37
AMC	17(89%)	5(100%)	5(100%)	3(100%)	2(100%)	1(50%)	1(100%)	34(92%)
AML	4(21%)	2(40%)	1(20%)	3(100%)	2(100%)	0	0(0%)	12(32%)
S	8(42%)	4(80%)	5(100%)	3(100%)	2(100%)	2(100%)	1(100%)	25(68%)
GEN	14(73%)	5(100%)	5(100%)	3(100%)	2(100%)	2(100%)	1(100%)	32(86%)
E	8(42%)	5(100%)	5(100%)	2(66%)	2(100%)	1(50%)	0	23(62%)
NA	1(5%)	0(0%)	0(0%)	0(0%)	0(0%)	0	0	1(3%)
TE	0(0%)	1(20%)	1(20%)	1(33%)	2(100%)	0	0(0%)	5(14%)
CIP	17(89%)	5(100%)	5(100%)	3(100%)	2(100%)	2(100%)	1(100%)	35(95%)
PF	15(78%)	5(100%)	5(100%)	3(100%)	2(100%)	2(100%)	1(100%)	33(89%)
NOR	19(100%)	5(100%)	5(100%)	2(66%)	2(100%)	2(100%)	1(100%)	36(97%)

S. xylosus étaient sensible envers norfloxacine, une sensibilité de **89%** a été enregistrée envers ciprofloxacine et amoxicilline-acide clavulanique, elle diminue contre erythromycine, amoxicilline, l'acide nalidixique, et tetracycline (**0-42%**) (Tableau 18).

Par contre, les macrolides sont fréquemment utilisés pour le traitement des mammites sub-cliniques. *S. xylosus* est une espèce à coagulase négative, impliquée dans les mammites sub-cliniques chez les vaches. Récemment, les staphylocoques à coagulase négative présentent une fréquence élevée dans le développement des maladies opportunistes, deux facteurs sont impliqués dans leurs résistances : leurs caractéristiques intrinsèques et l'utilisation abusive des antibiotiques (**Egyir et al., 2022**).

S.aureus ont montré une sensibilité totale (**100%**) envers amoxicilline-acide clavulanique, gentamycine, erythromycine, et quinolones deuxième génération, le même résultat a été rapporté par **Mshelia et al., (2014a)** chez les ovins, et **Mshelia et al., (2014b)** chez les bovins et les camélins. L'amoxicilline, l'acide nalidixique, et tetracycline (**0-40%**) sont moins efficaces contre les souches de *S. aureus*. L'acide nalidixique n'a exercé aucune activité sur la croissance des souches de *S. aureus*, par contre, **Mshelia et al., (2014a)** ont observé une sensibilité totale (**100%**), cette différence peut être due à la diversité génétique de ces souches (sérotypes). L'efficacité de l'amoxicilline est à peu près identique à celle trouvée par **Mshelia et al., (2014a)** chez les ovins, et différente à celle rapportée par **Garba et al., (2020)** chez les chèvres.

Les souches de *S. aureus* ont montré une sensibilité envers toutes les antibiotiques testés sauf l'acide nalidixique, alors que la souche de référence *S. aureus* ATCC6538 a présenté une sensibilité vis-à-vis de tous les antibiotiques testés sauf la gentamicine.

Tableau 19: Sensibilité de Pseudomonas aux antibiotiques testés

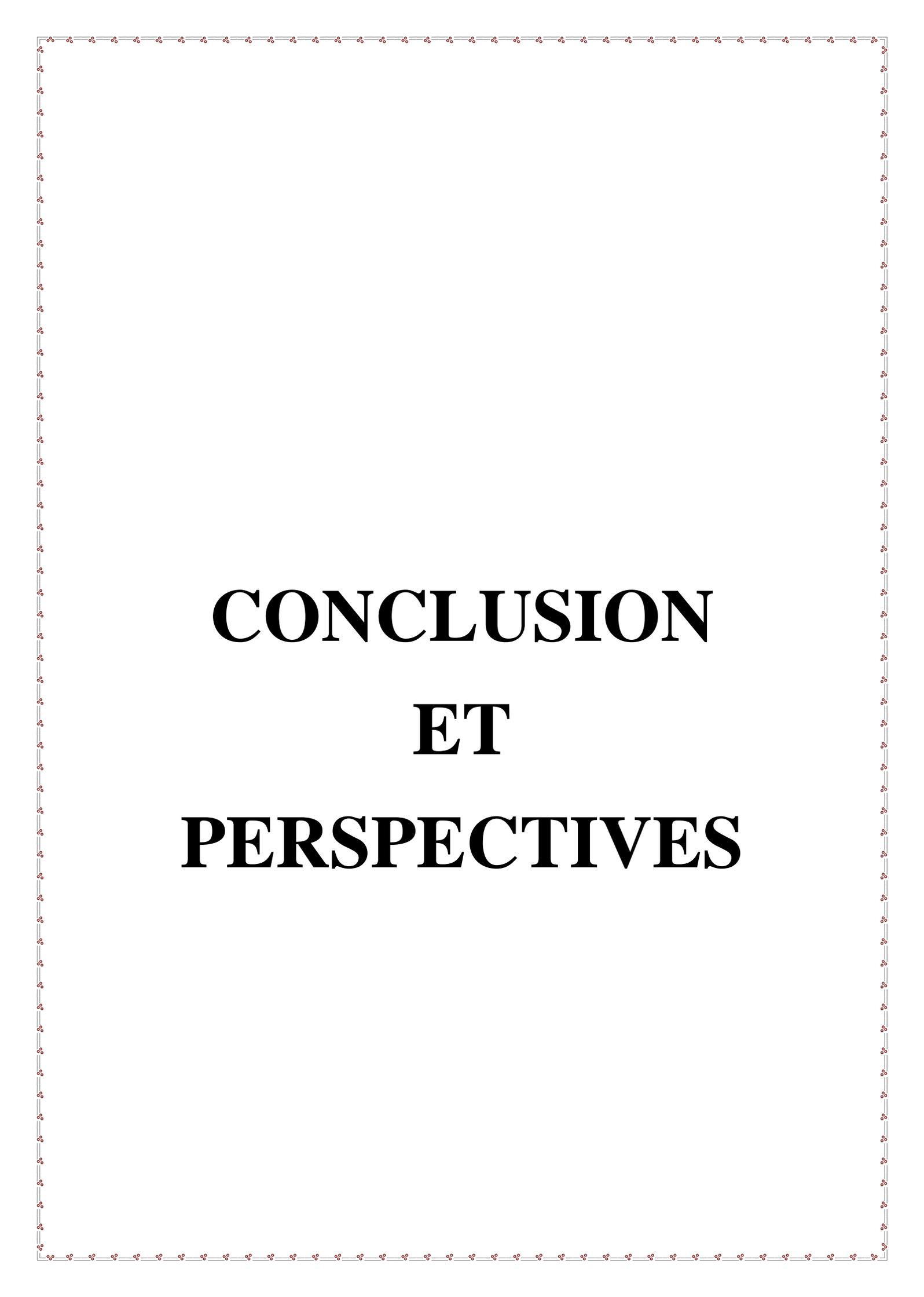
ATB	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> (n=2)	<i>Pseudomonas spp</i> (n=9)	Total (n=11)
AMC	0(0%)	8(89%)	8(78%)
AML	0(0%)	0(0%)	0(0%)
AMP	0(0%)	0(0%)	0(0%)
CL	0(0%)	0(0%)	0(0%)
GEN	2(100%)	7(78%)	9(82%)
S	2(100%)	7(78%)	9(82%)
NA	0(0%)	7(78%)	7(64%)
CIP	2(100%)	9(100%)	11(100%)

Pseudomonas spp ont été sensibles vis-à-vis ciprofloxacine, l'amoxicilline-acide clavulanique, gentamicine, et streptomycine (**78-100%**), ces résultats sont en accord avec ceux obtenus par **Garba et al., (2020)** chez les chèvres. Une résistance totale a été observée vis-à-vis l'amoxicilline, l'ampicilline, et céphalexine (Tableau 19).

Les souches de *P. aeruginosa* ont présenté une sensibilité envers l'amoxicilline-acide clavulanique, la gentamicine, streptomycine, et les quinolones, tandis que la souche de référence *P. aeruginosa* ATCC9027 a montré une sensibilité vis-à-vis les quinolones deuxième génération seulement.

Les quinolones deuxième génération étaient les plus efficaces contre tous les isolats (excepté *Citrobacter koseri*) dans cette étude.

L'ampicilline et la céphalexine étaient les moins efficaces contre les entérobactéries, et l'acide nalidixique contre les souches de *Staphylococcus*.



CONCLUSION
ET
PERSPECTIVES

Conclusion et perspectives

La morphométrie de l'appareil génital de la chèvre Arbia montre une augmentation de toutes les mesures avec l'âge, la note d'état corporel, et les stades de gestation, l'ovaire droit est plus actif que le gauche.

Les producteurs et les éleveurs doivent donc prendre en compte ces résultats et veiller à bien nourrir leurs troupeaux pour une meilleure productivité, parce qu'un bon indice d'embonpoint a des effets directs sur l'activité hypothalamique et la sécrétion de la GnRH.

Les anomalies congénitales ou acquises de l'appareil génital femelle perturbent considérablement la reproduction, et par conséquent, la production. A travers cette recherche, les ovaires présentent une fréquence élevée de lésions dont les kystes para-ovariens, les adhésions, et les kystes folliculaires, qui interfèrent avec la production ou la libération de l'ovocyte. L'endométrite chronique, une lésion utérine dominante, constitue une cause majeure d'infertilité par ses effets négatifs sur la vie embryonnaire. La présence de la cysticercose dans les différentes parties de l'appareil génital (les trompes utérines, l'utérus, et le col), suscite l'application de moyens de lutte efficaces.

Chez la race Arbia, l'âge et l'état corporel sont des facteurs de risque pour le développement des lésions génitales.

Il existe plusieurs espèces bactériennes qui colonisent l'utérus, à savoir par prédominance *E. coli*, *S. xylosus* et *Pseudomonas. spp. S. xylosus*, espèce à coagulase négative est impliqué dans plusieurs maladies comme les mammites, est considéré aujourd'hui pathogènes comme les espèces à coagulase positive. Les bactéries présentent différents niveaux de résistance vis-vis les antibiotiques testés, donc cette recherche met en évidence l'importance d'une utilisation raisonnée des antibiotiques afin de prévenir l'apparition de la résistance chez les animaux et l'être humain.

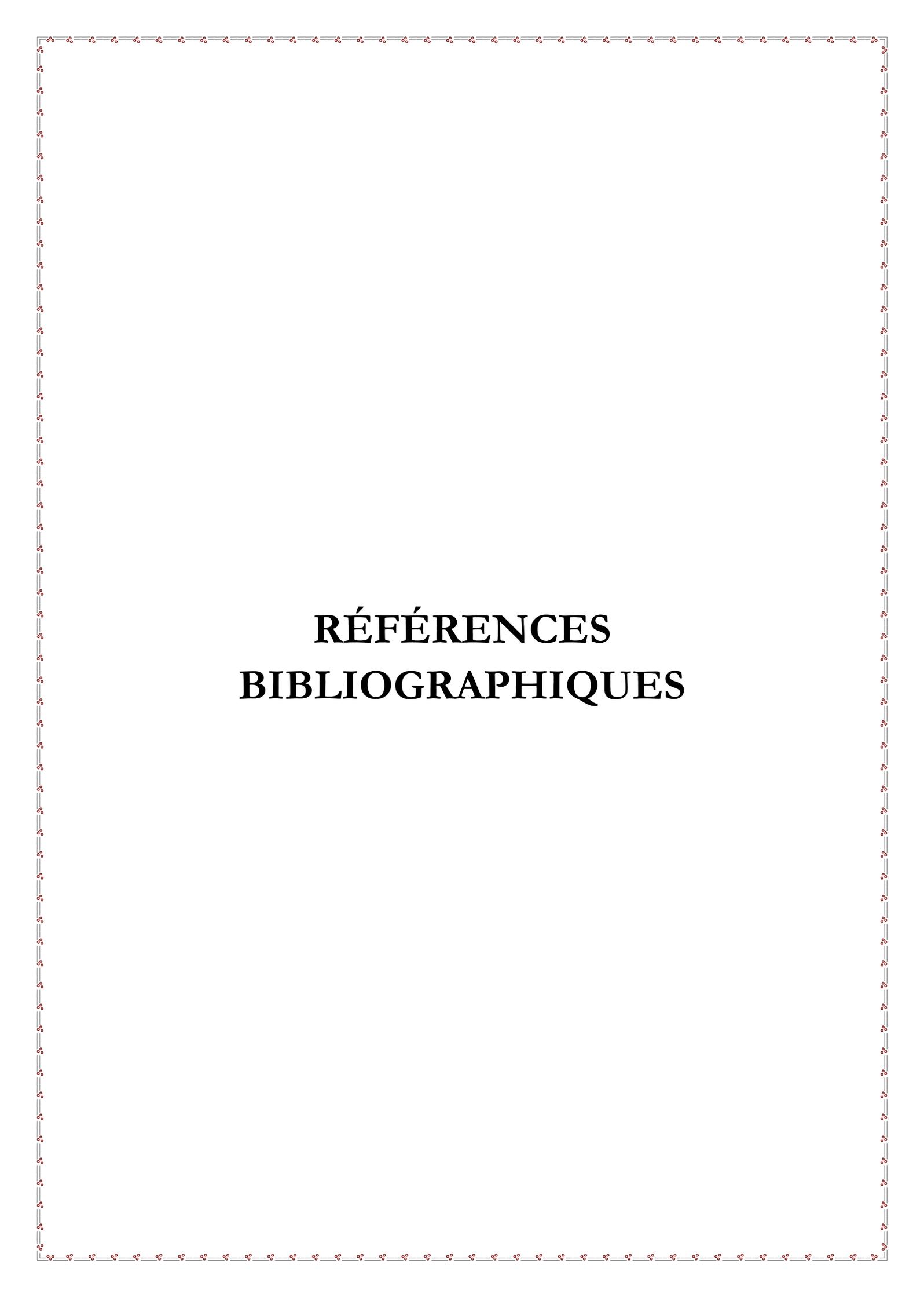
Ces résultats peuvent fournir une base utile concernant la prévalence et la nature des lésions génitales, ce qui suscite l'exploration des maladies génitales à la ferme pour des mesures thérapeutiques et préventives.

D'autres investigations plus approfondies dans d'autres régions d'Algérie seraient nécessaires pour déterminer la fréquence d'autres types de lésions génitales chez la race Arbia.

Des investigations chez le male devrait être faite, parce que ce dernier peut être la cause d'infections chez la femelle

L'évaluation des facteurs de virulence des bactéries isolées afin de déterminer leur degré de pathogénicité, et leur impact sur la fertilité.

L'élevage caprin revêt une grande importance à plusieurs niveaux, qu'il s'agit d'aspects économiques, sociaux, environnementaux, ou nutritionnels. Il est donc crucial de promouvoir l'élevage caprin en Algérie par de bonnes pratiques de gestion pour en maximiser les bénéfices.



RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Références Bibliographiques

Abdul, S., & Khan, M. (1998). Incidence and pathology of ovarian diseases of goats. *Pakistan Veterinary Journal*, 8, 18-21.

Abiaezute, C., & Nwaogu, I. (2015). Postnatal development of the vagina in West African dwarf goat (*Capra hircus*). *Journal of Cell and Animal Biology*, 9(4), 31-37.

Abiaezute, C., Innocent, C., & Okoye, C. (2017). Morphological features of the uterus during postnatal development in the West African Dwarf goat (*Capra hircus*). *Animal Reproduction*, 14(14), 1062-1071. Doi:10.21451/1984-3143-AR886.

Abiaezute, C., Ugwuoke, W., & Nwaogu, I. (2021). Age related morphological changes in the cervix of the West African Dwarf goat (*Capra hircus*). *Journal of Advanced Veterinary Research*, 11(3), 174-179.

Abilo, T., & Meseret, A. (2006). Medical bacteriology. Ethiopia: USAID.

Abou-Rawash , A., Elsawak, A., & Abdo, W. (2008). Abattoir survey of acquired reproductive abnormalities in ewes in Egypt. *Kafrelsheikh Veterinary Medicine Journal*, 6(2), 70-112.

Achir, M., & Hellal, B. (2016). Réflexions sur les variations pluviométriques de la région de Tiaret (Algérie occidentale) durant la période 1984-2015. *European scientific journal*, 12(11), 498-508. Doi:10.19044/esj.2016.v12n11p498

Adams, N. (1975). A pathological and bacteriological abattoir survey of the reproductive tracts of Merino Ewes in Western Australia. *Australian Veterinary Journal*, 51, 351-354. Doi:10.1111/j.1751-0813.1975.tb15945.x

Adigwe, P., & Fayemi, O. (2005). A biometric study of the reproductive tract of the red sokoto (Maradi) goats of Nigeria. *Pakistan Veterinary Journal*, 25(13), 149-50.

Agarwal, S., Singh , S., & Rajkumar. (2005). Reproductive disorders and their management in cattle and buffalo: A review. *Indian Journal of Animal Sciences*, 75, 858-873.

Ali, R., Reza, M., Jabbar, A., & Rasool, M. (2006). Pathological studies on reproductive organs of zebu cow. *Journal of Agriculture and Social Sciences*, 2(2), 91-95.

- Ali, S., Degefa, T., & Lemma, L. (2021). Morphometrical study of the reproductive tract in Boran (*Bos indicus*) heifers in Ethiopia. *Ethiopian Veterinary Journal*, 25(2), 1-13. doi:10.4314/evj.v25i2.1.
- Aliyu, A., Peter, I., Zakariah, M., Maina, V., Malgwi, K., & Bitrus, A. (2016). Biometry of the ovary in Balami, Yankassa Sheep and Sahel Goat. *Nigerian Veterinary Journal*, 37(14), 223-229.
- Alpak, H., Onar, V., & Mustus, R. (2009). The relationship between morphometric and long bone measurements of the Moraramansheep. *Turkish Journal of Veterinary and Animal Sciences*, 33(13), 199-207. Doi:10.3906/vet-0709-23.
- An, X., Hou, J., Li, G., Peng, J., Liu, X., Liu, H., Xiao, W.P., Wang, X.Y., & Cao, B. (2012). Analysis of different expressed genes of ovaries of polytocous versus monotocous dairy goats using suppressive subtractive hybridization. *Reproduction in Domestic Animals*, 47, 498-503.
- Antonov, A., Atanasov, A., & Simeonov, R. (2023). A rare case of an asymptomatic ovarian cystadenoma in a Labrador retriever. *Vlaams Diergeneeskundig Tijdschrift*, 92, 1-4.
- Annie, V., Lucy, K., Ashok, N., & Maya, S. (2022). Structural defects of the oviduct causing infertility in crossbred dairy cows. *Journal of Indian Veterinary Association*, 20(1), 33-38. Doi:10.55296/JIVA/20.1.2022.33-38.
- Anup Kumar Talukder, M., Aatur Rahman, M., Taimur, I., Abu Nasar, M., & Rahman, A. (2015). Biometry of genitalia, incidence of gynecological disorders and pregnancy loss in Black Bengale goats: an abattoir study. *Journal of Embryo Transfer*, 30(1), 51-57. Doi:10.12750/JET.2015.30.1.51.
- Archana, S., Vijay, M., Anita, B., & Indu, V. (2013). Pathological study on occurrence of Various Reproductive Diseases in Goats at Rajasthan. *Journal of Immunology and Immunopathology*, 15, 134.
- Arrighi, S., Bosi, G., Frattini, S., Coizet, B., Groppetti, D., & Pecile, A. (2016). Morphology and aquaporin immunohistochemistry of the uterine tube of Saanen Goats (*Capra hircus*): Comparison throughout the reproductive cycle. *Reproduction in Domestic Animals*, 360–369.
- Arthur, G., Noakes, D., & Pearson, H. (1989). *Veterinary reproduction and obstetrics* (éd. 6). Bailliere Tindal.

- Assey, R., Kessy, B., Matovelo, J., & Minga, U. (1998). Incidence of gross reproductive abnormalities in Small East African Zebu cattle. *Tropical Animal Health and Production*, 30, 361-368. Doi:10.1023/A:1005144721298.
- Atwa, E., & Flourage, M. (2007). Bacteria and fungi associated with abortion in sheep and goat in Menoufeya Governorate. *Assiut Veterinary Medical Journal*, 53(113), 1-23. Doi:10.21608/AVMJ.2007.176310.
- Azab, A., Essmail, M., Hamouda, M., & Sakr, E. (2006). Histopathological study on ovaries and fallopian tubes of buffalo-cows. *Assiut Veterinary Medicine Journal*, 52(109), 331-342.
- Azawi, O., AL-Abidy, H., & Ali, A. (2010). Pathological and bacteriological studies of hydrosalpinx in buffaloes. *Reproduction in Domestic Animals*, 45(3), 416-420.
- Azawi, O., Ali, A., & Lazim, E. (2008). Pathological and anatomical abnormalities affecting buffalo cows reproductive tracts in Mosul. *Iraqi Journal of Veterinary Sciences*, 22(2), 59-67.
- Bagade, P., Mugale, R., Thakur, P., & Kapadnis, P. (2018). Histological study of uterus in Osmanabadi goat. *International Journal of Science, Environment*, 1311-1315.
- Balouiri, M., Sadiki, M., & Ibsouda, S. (2016). Methods for in vitro evaluating antimicrobial activity: a review. *Journal of Pharmaceutical Analysis*, 6, 71-79.
- Barone, R. (1978). Anatomie comparée des mammifères domestiques. Tome 4. Splanchnologie II. Paris : Vigot.
- Beena, V., Pawaiya, D., Singh, N., Gangwar, N., Shivasharanappa, N., & Gururaj, K. (2016). A case of composite neoplasm of ovary in a goat having histological features of thecoma and metastatic adenocarcinoma. *Indian Journal Veterinary Pathology*, 40(2), 177-180. Doi:10.5958/0973-970X.2016.00040.7
- Beena, V., Pawaiya, R., Shivasharanappa, N., Gururaj, K., Gupta, V., Gangwar, D. D., Singh, M., Karikalan, A. K., Sharma, A.K., Harendra, K., Kumar, A., & Singh, R. (2015). Occurrence of pathological conditions in the Female Genitalia of Goats. *Indian Journal of Veterinary Pathology*, 39(3), 197-201. Doi:10.5958/0973-970X.2015.00049.8
- Beena, V. (2018). A Brief note on pathology of uterine abnormalities in goats. *Journal of Veterinary Science and Technology*, 7(2), 20-23.

- Beena, V., Pawaiya, R., Gururaj, K., Shivasharanappa, N., Singh, D., Gangwar, N., Gautam, T. K., Gupta, V. K, Singh, R., Sharma, A. K., & Kumar, A. (2016). Pathological studies of female reproductive tract in goats. *Indian Journal of Veterinary Pathology*, 41(1), 27-34. Doi:10.5958/0973-970X.2016.00005.5
- Beena, V., Pawaiya, R., Gururaj, K., Singh, D., Mishra, A., Gangwar, N., Gautam, T. K., Gupta, V. K, Singh, R., Sharma, A. K., & Kumar, A. (2017). Molecular ethiopathology of naturally occurring reproductive diseases in female goats. *Veterinary world*, 10(8), 964-972. Doi:10.14202/vetworld.2017.964-972
- Bharti, K., Gurdial, S., Pawan, K., & Gahlot, P. (2015). Histomorphological studies on the oviduct of goat (CAPRA HIRCUS) during follicular and luteal phases. *Haryana Veterinary*, 36-38.
- Bhat, F., Bhattacharyya, H., & Khanf, M. (2011). Biometry of female genitalia and in vitro tubal patency tests in local sheep of Kashmir Valley. *Indian Journal of Small Ruminants*, 17(12), 170-173.
- Bokko, P. (2011). Pregnancy wastage in sheep and goat in the Sahel region of Nigeria. *Nigerian Veterinary Journal*, 32, 120-126. Doi:10.4314/NVJ.V3212
- Bone, J. (1988). *Animal anatomy and physiology*. United States of America: Evalyn Schoppet.
- Bukar-Kolo, Y., Amin, J., & Zaria, L. (2007). Bacteria flora of the anterior genitalia of the Sahelian doe in MAIDUGURI-BORNO State, Nigeria. *Nigerian Veterinary Journal*, 28(2), 60-62.
- Catz, S., & Johnson, J. (2003). BCL-2 in prostate cancer: A minireview. *Apoptosis*, 8(1), 29-37.
- Charoennam, P., Luengektrakoon, P., Chinsuthiprapa, P., Suebkhampet, A., & Chaikhum-Marcou, T. (2019). Ovarian cyst in milking swamp buffalo: a case study. *Buffalo Bulletin*, 38(1), 179-184.
- Chethan, S., Singh, S., Karikalan, M., Kharayat, N., Behera, B., Narayanan, K., & Kumar, H. (2017). Congenital anomalies of the uterus in RIVERINE BUFFALO (BUBALUS BUBALIS). *Buffalo Bulletin*, 36(4), 581-587.
- Clarisse, P. (2012). *La reproduction des caprins : maitrise et mise en œuvre dans les élevages*.

- CLSI. (2015). Clinical and Laboratory Standards Institute: performance standards for antimicrobial susceptibility testing.
- Coico, R. (2005). Gram staining. *Current Protocols in Microbiology*, 3(1), 1-2. Doi:10.1002/9780471729259.mca03cs00
- Cowan, S., & Steel, K. (1993). Manual of Identification of Medical Bacteria. Cambridge: Cambridge University Press.
- Coy, P., Garcia-Vazquez , F., Visconti, P., & Aviles , M. (2012). Roles of the oviduct in mammalian fertilization. *Reproduction*, 144, 649–660.
- Crookham, J., & Dapson, R. (1991). Hazardous chemicals in the histopathology laboratory. Anathec: Anathec.
- Deveci, A., & Coban, A. (2014). Optimum management of Citrobacter koseri infection. *Expert Reviews*, 12(9), 1137–1142. Doi:10.1586/14787210.2014.944505
- Dharani , P., Kumar , R., Nair, M., Lakkawar , A., Murugavel , K., & Varshney KC, K. (2019). Pathomorphological studies of the ovaries in goats. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 7(2), 322-325.
- Dinarelo, C. (2007). Historical insights into cytokines. *European Journal of Immunology*, 37, 34-45. Doi: 10.1002/eji.200737772
- Djouza , L., & Chehma, A. (2018). Production characteristics of Arabia goats in Biskra wilayah, Algeria. *Livestock Research for Rural Development*, 30(7), 1-9.
- Djouza, L., & Chehma, A. (2019). Reproductive performance of Arbia (Arabia) goat and breeding management in South-Eastern zone of Algeria. *Revue des Bio-Ressources*, 9(1), 70-81.
- Dockweiler, J., Cossic, B., McDonough, S., Fubini, S., Kayla , M., Donnelly, C., Gilbert, R. O., & Cheong, S. (2017). Tumor collision of uterine adenocarcinoma and leiomyosarcoma in a goat. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, 29(5), 696–699. Doi:10.1177/1040638717705
- DSA. (2023). Direction des services agricoles. Tiaret.
- Egyir, B., Dsani, E., Owusu Nyantakyi, C., Amuasi, G., Owusu, F., Allegye Cudjoe, E., & Addo, K. (2022). Antimicrobial resistance and genomic analysis of staphylococci

- isolated from livestock and farm attendants in Northern Ghana. *BMC Microbiology*, 22(180), 1-10. Doi:10.1186/s12866-022-02589-9
- El-Nesr, K., Awadin, W., & Abd El-Wahed, O. (2017). Correlation between abnormal ovarian structures and uterine histopathological alterations in she-donkeys. *Mansoura Veterinary Medicine Journal*, 10(1), 143-153.
- Emara, S., Hassanin, A., & Hanaa, Y. (2019). Histological and Histochemical Changes of the Ovary of Goat During Autumn and Summer Seasons. *Journal of Current Veterinary Research*, 2, 47-54.
- Escareño, L., Salinas-González, H., Wurzinger, M., Iniguez, L., Solkner, J., & Meza-Herrera, C. (2013). Dairy goat production systems: status quo, perspectives and challenges. *Tropical Animal Health Production*, 45(1), 17-34. Doi:10.1007/s11250-012-0246-6
- Espinosa-Gongora, C., & Chrobak, D. (2012). Occurrence and distribution of *Staphylococcus aureus* lineages among zoo animals. *Veterinary Microbiology*, 158, 228–231. Doi:10.1016/j.vetmic.2012.01.027
- Eurell, J., & Frappier, B. (2006). Textbook of veterinary histology. USA: Blackwell publishing.
- Fabio, L. (2022). Endometritis in production animals. USA: Merck & co.
- FAOSTAT. (2018). Statistics of Food and Agriculture Organization of the United Nations.
- Fathalla, M. (2008). Pregnancy in a cow with uterus didelphys. *Australian Veterinary World*, 78(9), 616. Doi:10.1111/j.1751-0813.2000.tb11934.x
- Fernandez, H., Freitas, D., Grillo, G., Silenciato, L., Camargo Filho, S., & Joaquim, E. (2020). Influence of age and weight of Girolando heifers on uterine and ovarian development. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 49(1e20200028), 1-15. Doi:10.37496/rbz4920200028
- Flores-Hernandez, W., Luna-Castro, G., Pena-Avelino, L., Barrios-Garcia, H., & Alva-Pérez, J. (2020). Vaginal microbiota and antimicrobial susceptibility in Creole goats. *Abanivo Veterinario*, 10. Doi:10.21929/abavet2020.37
- Garba, I., Dawuda, P., Ate, I., & Abenga, J. (2019). Genital tract morphopathology of Red Sokoto and West African Dwarf does in Makurdi. *Open Journal of Veterinary Medicine*, 9, 21-44. Doi: 10.4236/ojvm.2019.93003

- Garba, I., Garba, P., Ate, I., Awai, D., Rayyanu, U., Olanrewaju, I. E., Nwamo, A. C., Attah, U. C., Abasiama, S. M., & Abenga, J. N. (2020). Genital infection and associated pathology in Red Sokoto and West African Dwarf does in Makurdi. *Open Journal of Veterinary Medicine*, 10, 39-54. Doi:10.4236/ojvm.2020.104004
- Garcia, L., & Isaacson, K. (2011). Adenomyosis: review of the literature. *Journal of Minimally Invasive Gynecology*, 18(428), 37.
- Getahun, A., Hunderra, G., Gebrezihar, T., Boru, B., Desta, N., & Ayana, T. (2021). Comparative study on lesions of reproductive disorders of cows and female dromedary camels slaughtered at Addis Ababa, Adama and Akaki abattoirs with bacterial isolation and characterization. *BMC Veterinary Research*, 17(134), 1-15. Doi:10.1186/s12917-021-02822-z
- Ghosh, C., Datta, S., Mandal, D., Das, A., Roy, D., & Tudu, N. (2019). Body condition scoring in goat: Impact and significance. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 7(12), 554-560.
- Granson, H., Carr, A., Parker, D., & Davies, J. (2011). Cystic endometrial hyperplasia and chronic endometritis in a chinchilla. *Scientific Reports*, 239(2), 233-236.
- Gülseren Kırbaş , D., kuru, M., Bakir, B., & Karadağ Sari, E. (2020). Anatomical and histological structure of cervix uteri, corpus uteri and cornu uteri of the Anatolian wild goat. *Turkish Journal of Veterinary Research*, 4(12), 63-68.
- Gupta, M., Akter, M., Gupta, A., & Das, A. (2011). Biometry of female genital organs of Black Bangle goat. *International Journal of Natural Sciences*, 1(11), 12-16.
- Hananeh, W., Ismail, Z., & Daradka, M. (2019). Tumors of the reproductive tract of sheep and goats: A review of the current literature and a report of vaginal fibroma in an Awassi ewe. *Veterinary World*, 12(6), 778-782. Doi:10.14202/vetworld.2019.778-782
- Haque, Z., Haque, A., Parvez, M., & Quasem, M. (2016). Gross and histo-morphology of the ovary of Black Bengal goat (*Capra hircus*). *Malaysian Journal of Veterinary Research*, 7(11), 37-42.
- Hatipoglu, F., Kiran, M., Ortatli, M., Erer, H., & ÇİFTÇİ, M. (2002). An abattoir study of genital pathology in cows I. Ovary and oviduct. *Revue de Médecine Vétérinaire*, 153(1), 29-33.

- Hesselink , J., & Elvin, L. (1996). Pedigree analysis in a herd of dairy goats with respect to the incidence of hydrometra. *Veterinary Quarterly*, 18, 24-25.
- Holm, D., Nielen, M., Jorritsma, R., Irons, P., & Thompson, P. (2016). Ultrasonographic reproductive tract measures and pelvis measures as predictors of pregnancy failure and anestrus in restricted bred beef heifers. *Theriogenology*, 85, 495-501. Doi:10.1016/j.theriogenology.2015.09.031
- Homer, H., Rice , G., & Salomon, C. (2017). Review: embryon and endometrium -derived exosomes and their potential role in assisted reproductive treatments- liquid biopsies for endometrial receptivity. *Placenta*, 54, 89-94. Doi:10.1016/j.placenta.2016.12.011
- Hyacinth, A., Terzungwe, A., Daniel, O., & Oluwabamise, N. (2016). Biometrical study of Kano brown goats and Yankasa sheep. *International Journal for Agro Veterinary and Medical Sciences*, 10, 3-8.
- Ijapure , K., Singh, B., & Chauhan , R. (2002). Incidence of pathological affections of genitalia in she goats. *Indian Veterinary Journal*, 79, 298-299.
- Ivanović, S., Pavlović, I., & Pisinov, B. (2016). The quality of goat meat and it's impact on human health. *Biotechnology in Animal Husbandry*, 32(2), 111-122. Doi: 10.2298/BAH1602111I
- Jaji, A., Akanmu, A., Buduwara, R., Elelu, N., Kigir, E., & Mahre, M. (2013). Pregnancy related biometrical changes in the ovaries and uterus of the Balami Sheep. *Global Journal of Medical Research Veterinary Science and Veterinary Medicine*, 13(12), 1-6.
- Jaji, A., Boyi, N., Gambo, B., Mahre, M., Luka, J., & Kachamai, W. (2012). Pregnancy related biometrical changes in the ovaries and uterus of the Red Bororo cattle in Maiduguri, Nigeria. *Nigerian Veterinary Journal*, 33(13), 592-599.
- Jaji, A., Buduwara, R., Akanmu, A., Zachariah, M., Luka, J., & Gombo, B. (2012). Pregnancy related biometric changes in the ovaries and uterus of the sahelian goat. *Sokoto Journal of Veterinary Sciences*, 10(11), 17-21.
- Jaji, A., Kwari, H., Ribadu, A., Sivachelvan, M., & Salisu, T. (2010). Pregnancy related biometrical and histological changes in the dromedary ovaries and uterus. *Nigerian Journal of Experimental and Applied Biology*, 11(2), 237-245.
- Jennings, R., & Premanandan, C. (2017). *Veterinary histology*. Pressbooks.

- Jing, P., & Jianwei, Z. (2021). Research progress of PCNA in reproductive system diseases. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, 1-8. Doi:10.1155/2021/2391917
- Johnson, H., Torres, F., Carvalho, M., Duchens, & Peralta, O. (2015). Endometrial expression of selected transcripts in postpartum of primiparous holstein cows with clinical and subclinical endometritis. *Animal Reproduction Science*, 156, 34-39. Doi:10.1016/j.anireprosci.2015.02.007
- Jordan, T., & Anita, E. (2021). Reproductive anatomy and physiology of the cow. Columbia: Extension University of Missouri.
- Jubb, K., Kennedy, P., & Palmer, N. (2007). Pathology of Domestic Animals (éd. 5th Edition). Philadelphia: Saunders Elsevier.
- Jubb, K., Kennedy, P., & Palmer, N. (2016). Pathology of domestic animals (Vol. 3). china: Elsevier.
- Karim , M., Faraidoon , A., & Muhammad , S. (2017). Gross and Histopathological Study of the Genitalia in Goats: 1. Ovaries. *Journal of Veterinary Science and Medicine*, 5(1), 1-5.
- Karim, M., Faraidoon, A., & Muhammad, S. (2020). Gross and histopathological study of the genitalia in goats: 2. Tubular genital organs (uterine tubes and uterus). *Al-ANBAR Journal of Veterinary Sciences*, 13(2), 72-90. Doi:10.37940/AJVS.2020.13.2.7
- Kassim, F., Abdul-Kareem, A., Al-Mayah, A., & Kaiser, K. (2007). Abnormalities of reproductive organs in ewes: A prospective histopathological study. *Basrah Journal of Veterinary Research*, 6, 97-109.
- Kennedy, P., & Miller, R. (1993). Pathology of domestic animals. USA: Academic Press.
- Khodakaram-Tafti, A., Motaghypisheh , M., & Shiria, S. (2013). Pathological study of naturally occurring vulvar and vaginal squamous cell carcinoma (SCC) in cattle. *Comparative Clinical Pathology*, 22, 713-716. Doi:10.1007/s00580-012-1471-0
- Kirbaş Doğan, G., kuru , M., Bakir, B., & Karadağ Sari, E. (2019). Anatomical and histological analysis of the salpinx and ovary in Anatolian wild goat (*Capra aegargrus aegargrus*). *Folia Morphologica*, 78(14), 827-832. Doi:10.5603/FM.a2019.0032

- Kouamo, J., & Asongafec, T. (2020). Prevalence and associated risk factors of genital abnormalities of does and ewes in the West region of Cameroon. *BSM Veterinary Research*, 5(3), 81-96.
- Kouamo, J., Tidjou, S., Zoli, A., & Mfopit, Y. (2015). Effect of nutritional status on the ovarian follicular population, yield and quality of oocytes in the Ngaoundere Gudali zebu (*Bos indicus*). *Veterinary World*, 8(14), 502-507. Doi:10.14202/vetworld.2015.502-507
- Laouadi, M., Tennah, S., Moula, N., Antoine-Moussiaux, N., & Kafdi, N. (2020). Morphological characterization of indigenous goats in the region of Laghouat in Algeria. *Archivos de Zootecnia*, 69(1267), 272-279. Doi:10.1186/s13570-018-0131-7
- Lopes, J., Cruz, J., Teixeira, D., Limaverde, J., Paula, N., Rondina, D., & Freitas, V. (2004). Pseudopregnancy in Saneen goats (*Capra hircus*) raised in North East Brazil. *Veterinary Research Communications*, 28, 119. Doi:10.1023/b:verc.0000012112.79820.e0
- Lozano, C., Gharsa, H., Ben Slama, K., Zarazaga, M., & Torres, C. (2016). Staphylococcus aureus in Animals and Food: Methicillin Resistance, Prevalence and Population Structure. A Review in the African Continent. *Microorganisms*, 4(2), 2-19. Doi:10.3390/microorganisms4010012
- MacLachlan, N. (1987). Ovarian disorders in domestic animals. *Environmental Health Perspectives*, 73, 27-33.
- Mahdy, E. (2010). Pathological studies on fallopian tube in relation to uterine lesions and ovarian abnormalities. *Beni-Suef Veterinary Medical Journal*, 20(1), 69-75. Doi:10.21608/JVMR.2020.77582
- Maia, A., Silvab, M., Brandão, F., Souza-Fabjana, J., Fariac, L., Côrtes, L., Facó, O., Fonseca, J. (2019). Epidemiological survey and risk factors associated with hydrometra in dairy goat herds. *Small Ruminant Research*, 178(2019), 79-84. Doi:10.1016/j.smallrumres.2019.08.006
- Martinez, M., Bosch, P., & Bosh, R. (1998). Determination of early pregnancy and embryonic growth goats by transrectal ultrasound scanning. *Theriogenology*, 49(8), 1555-1565. Doi:10.1016/s0093-691x(98)00101-0

- Mekibib, B., Belachew, M., Asrade, B., Badada, G., & Abebe, R. (2024). Incidence of uterine infection, major bacteria and antimicrobial resistance in postpartum dairy cows in Southern Ethiopia. *BMS Microbiology*, 24(1). Doi:10.1186/s12866-023-03160-w
- Menona, S., Guruvayoor, C., Sakthivel, K., & Rasmi, R. (2019). Ki-67 protein as a tumour proliferation marker. *Clinica Chimica Acta*, 491, 39–45. Doi:10.1016/j.cca.2019.01.011
- Microbiologie clinique. (2022). Récupéré sur <http://microbiologie-clinique.com>
- Moghaddam , A., & Gooraninejad, S. (2007). Abattoir survey of gross abnormalities of the ovine genital tracts in Iran. *Small Ruminant Research*, 73, 259-261.
- Mohammadpour, A. (2007). Comparative histo-morphological study of ovary and ovarian follicles in Iranian Lori-Bakhtiari Sheep and Native goat. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, 10(14), 673-675. Doi:10.3923/pjbs.2007.673.675
- Mohammed, Z. (2021). A study of pathological abnormalities of genitalia in ewes in Duhok, Iraq. *Iraqi Journal of Veterinary Sciences*, 35(3), 421-427. Doi:10.33899/ijvs.2020.126939.1421
- Moraes, E. (2007). Hydrometra and mucometra in goats diagnosed by ul-trasound and treated with PGF2. *Medicina Veterinaria*, 1, 33-39.
- Mshelia, G., Bilal, V., Maina, V., Okon, K., Mamza, S., Peter, I., & Egwu, G. (2014a). Microbiological studies on genital infections in slaughtered ewes from tropical arid zone of Nigeria. *Sokoto Journal of Veterinary Sciences*, 12(1), 18-22. Doi:10.4314/sokjvs.v12i1.3
- Mshelia, G., Okpaje, G., Voltaire, Y., & Egwu, G. (2014b). Comparative studies on genital infections and antimicrobial susceptibility patterns of isolates from camels (*Camelus dromedarius*) and cows (*Bos indicus*) in Maiduguri, north-eastern Nigeria. *Springer Open Journal*, 3(91), 1-7.
- Mukhtar, R., Faraidoon , A., Sattar , M., & Mardin, O. (2020). Gross and histopathological study of the genitalia in goats: 2. Tubular genital organs (uterine tubes and uterus). *AL-ANBAR Journal of Veterinary Sciences*, 13(2), 72-90. Doi:10.37940/AJVS.2020.13.2.7
- Mushonga, B., Twiyizeyimna, S., Habarugira, G., Kandiwa, E., Chinyoka, S., Samkange, A., & Bishi, A. (2017). Study of incidence of gross urogenital lesions and abnormalities on does slaughtered at Nyagatare slaughterhouse, Eastern Province, Rwanda. *Journal of Veterinary Medicine*, 1-7. Doi:10.1155/2017/7564019

- Nayik, G., Jagdale, Y., Gaikwad, S., Devkate, A., Dar, A., & Dezmirean, D. (2021). Recent insights into processing approaches and potential health benefits of goat milk and its products: a review. *Frontiers in Nutrition*, 8(789117), 1-16. Doi:10.3389/fnut.2021.789117
- Ngou, J., Kimaroa, W., & Luziga, C. (2023). Histomorphological and immunohistochemical studies of the ovary during dry and rainy seasons in Small East African goats (*Capra hircus*). *Applied Veterinary Research*, 2(e2023013), 1-7. Doi:10.31893/avr.2023013
- Nielsen, T., Holt, S., Ruelokke, M., & McEvoy, F. (2003). Ovarian cysts in guinea pigs: influence of age and reproductive status on prevalence and size. *Journal of Small Animal Practice*, 44(6), 257-260. Doi:10.1111/j.1748-5827.2003.tb00152.x
- Ogunbodede, M., Oladele, G., Ode, O., & Ubah, S. (2014). Survey of gross abnormalities and microbial load on the female reproductive tract of Maradi Goats slaughtered at Bodija Abattoir, Nigeria. *Advanced Journal of Agricultural Research*, 2, 001-007.
- Ouchene Khelif, N., Ouchene, N., & Lafri, M. (2021). Characterization and typology of goat production systems in Algeria based on producers survey. *Bulletin of the National Research Center*, 45(122), 1-11. Doi:10.1186/s42269-020-00480-z
- Pagamici, C., & Stephan, R. (2022). Pregnancy in slaughtered lambs and sheep—A cross-sectional study in three abattoirs in Switzerland. *Animals*, 12(1328), 1-9. Doi:10.3390/ani12101328
- Palmieri, C., Schiavi, E., & Salda, L. (2011). Congenital and acquired pathology of ovary and tubular genital organs in ewes: A review. *Theriogenology*, 75, 393-410.
- Pineda, M. (2003). Female reproductive system. USA: Iowa State University Press.
- Pretzer, S. (2008). Clinical presentation of canine pyometra and mucometra: a review. *Theriogenology*, 70, 359–363.
- Pugh, D., & Baird, A. (2012). Sheep and goat medicine. Maryland Heights, Missouri: Elsevier.
- Purohit, G. (2014). Ovarian and oviductal pathologies in the buffalo: Occurrence, diagnostic and therapeutic approaches. *Asian Pacific Journal of Reproduction*, 3(2), 156-168. Doi:10.1016/S2305-0500(14)60020-8

- Radi, Z. (2005). Endometritis and cystic endometrial hyperplasia in a goat. *Journal of Veterinary Diagnosis Investigation*, 17, 393–395.
- Rahman , M., Chowdhury, E., Shaha , S., Islam , A., & Alam, M. (2008). Abattoir study of reproductive diseases in goat. *Bangladesh Vetetrnary Journal*, 25, 88-91.
- Reazul, I., Khaton, R., Hemayatul, I., Niyamat, U., Akter Nishi, S., & Sarder, J. (2018). Biometry of ovary in different ruminant animals. *Bangladesh Livestock Journal*, 1, 44-48.
- Reddy, K., Reddy, V., & Rao, A. (1997). Studies on the incidence of reproductive abnormalities in local non-descript female goats. *Indian Journal of Animal Reproduction*, 18(1), 51-53.
- Regassa, F., Mengeshaa, D., Dargiea, M., & Tolosa, T. (2009). Abattoir evidence on association between uterine and ovarian abnormalities in Ethiopian Highland in ewes. *Journal of Animal Science*, 111, 384-390. Doi:10.1016/j.anireprosci.2008.03.020
- Rhind, S., McMillen, S., McKelvey, W., Rodriguer Herrejon, F., & Mcneilly, A. (1989). Effect of the body condition of ewes on the secretion of LH and FSH and the petuitary response to gonadotropin-releasing hormone. *Journal of Endocrinology*, 120(13), 497-502. Doi:10.1677/joe.0.1200497
- Rind, R., & Shaikh, S. (2000). Bacteriological studies on the uteri of slaughtered goats. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, 3(11), 1944-1947.
- Saad, M. (2014). Isolation and identification of some aerobic bacterial flora from female genitalia in goats in Babylon City. *Journal of Agriculture and Veterinary Science*, 7, 19-22. Doi:10.9790/2380-071021922
- Safana , A., Al-Maaly , N., & Al-Rubaie, E. (2019). Isolaton and identfcaton of pathogenic bacteria from vaginal cavity of sheep and goats in Iraq. *Journal of Pure and Applied Microbiology*, 13(4), 2295-2299. Doi:10.22207/JPAM.13.4.44
- Sahu, S., Das, R., Sathapathy, S., Mishra, U., & Dash, S. (2017). Gross, histological, and histochemical studies on the ovary and oviduct of Kendrapada sheep (*Ovis aries*) at different age groups. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 5(16), 2319-2324.
- Saleem, R., Suri, S., & Mohd, K. (2022). Histological and histochemical studies on uterus of adult Bakerwali Goat in different phases of estrous cycle. *Animal Research*, 401-406.

- Saleem, R., Suri, S., & Sarma, K. (2017). Gross and biometrical study on internal female genitalia of adult Bakerwali goat in different phases of estrus cycle. *Indian Journal of Veterinary Anatomy*, 229, 23-25.
- Santana, C., Santos, D., Trindade, L., Moreira, L., Paixao, T., & Santos, R. (2020). Association of pseudoplacental endometrial hyperplasia and pyometra in dogs. *Journal of Comparative pathology*, 180, 79-85. Doi:10.1016/j.jcpa.2020.09.002
- Sargison, N., Howie, F., Thomson, J., Dun, K., & Penny, C. (2001). Ovine placentitis and abortion associated with a verotoxigenic strains of Escherichia coli. *The Veterinary Record*, 149(23), 711-712.
- Shah, M., Shah, I., Chhibber, S., Pande, N., Sharma, U., & Malik, M. (2015). Biometrical changes in reproductive organs of Bakharwal goats with age. *Journal of Animal Research*, 5(11), 81-83. Doi:10.5958/2277-940X.2015.00013.3
- Shalini, S., Sarma, K., & Tagger, R. (2013). Biometry of the internal female genital Organs of different age groups of Bakerwali goat (Kaghani Goat). *Indian Journal of Veterinary Anatomy*, 25(11), 41-42.
- Shallali, A., Hussein, A., Salih, M., & Dafalla, E. (2001). A preliminary report on bacteria isolated from the female genital tract of Sudanese Sheep and Goats. *The Sudan Journal of Veterinary Research*, 17, 55-63.
- Silva, R., Macêdo, J., Lacerda, M., Azevedo, J., Ferreira Júnior, J., Cerqueira, R., & Pedrosa, P. (2020). Lesions of the sheep reproductive system found in a slaughterhouse in the state of Bahia, Brazil. *Brazilien Journal of Veterinary Research*, 40(12), 955-962. Doi: 10.1590/1678-5150-PVB-6675
- Sivachelvan, M., Ghali, A., & Chibuzo, G. (1996). Foetal age estimation in sheep and goats. *Small Ruminant Research*, 19, 69-76.
- Smith, C., Parkinson, T., & Long, S. (1999). Abattoir survey of acquired reproductive abnormalities in ewes. *Veterinary Research*, 144(18), 491-496. Doi:10.1136/vr.144.18.491
- Sue, K. (2010). Coagulase test protocol. USA: American society for microbiology.
- Suvarna, S., Layton, C., & Bancroft, J. (2012). Bancroft's theory and practice of histological techniques. China: Churchill Livingstone.

- Švara, T., Gombač, M., Juntos, P., & Pogačnik, M. (2009). Malignant ovarian granulosa cell tumour in a ewe. *Acta Veterinaria Brno*, 78, 281-285. Doi:10.2754/avb200978020281
- Swai, E., Hayghaimo, A., Hassan, A., & Mhina, B. (2015). The slaughter of increased numbers of pregnant cows in Tanga abattoir, Tanzania: A cause for concern? *Onderstepoort Journal of Veterinary Research*, 82(11), 1-5. Doi:10.4102/ojvr.v82i1.947
- Takamtha, A., Phanaratkitti, V., Adirekkiet, O., Panyapornwitaya, V., Boonyayatra, S., & Kraeusukol, K. (2013). Prevalence of isolated bacteria from clinical endometritis uterine and antimicrobial susceptibility in postpartum dairy cows. *Chaing Mai Veterinary Journal*, 11(3), 237-245.
- Tanaka, T., Narazaki, M., & Kishimoto, T. (2014). IL-6 in inflammation, immunity, and disease. *Cold Spring Harbor Perspectives in Biology*, 1-16. Doi:10.1101/cshperspect.a016295
- Taylor, M., Coop, R., & Wall, R. (2015). *Veterinary parasitology*. Oxford: John Wiley & Sons.
- Tefiel, H., Nezih, A., Chahbar, M., Benyarou, M., Fantaz, I., & Yilmaz, O. (2018). Genetic characterization of four Algerian goat breeds assessed by microsatellite markers. *Small Ruminants Research*, 160(1), 65-71. Doi:10.1016/j.smallrumres.2018.01.021
- Tibary, A., & Anouassi, A. (2001). Uterine infections in Camelidae. *Veterinary Science Tomorrow*, 1, 1-12.
- Uddin, A., Akter, T., Siddiqui, T., Nooruzzaman, M., Khan, M., & Hossain, M. (2021). Biometry and histomorphometry of female reproductive system of Black Bengal goats of Bangladesh. *Bangladesh Journal of Veterinary Medicine*, 19(11), 21-30. Doi:10.33109/bjvmjj21fam1
- Uddin, A., Nooruzzaman, M., Akter, T., Khan, M., & Hossain, M. (2019). Abattoir study of genital diseases of female Black Bengal goats. *The Bangladesh Veterinarian*, 36(1), 8-19. Doi:10.3329/bvet.v36i1-2.55745
- Uddin, A., Nooruzzaman, M., Akter, T., Khan, M., & Hossain, M. (2019). Bacteriological investigation of pyometra of Black Bengal goats obtained at slaughter. *The Bangladesh Veterinarian*, 36(1), 1-7. Doi:10.3329/bvet.v36i1-2.55744

- Vijay , G., Sushant , S., Rajesh , K., Rabinder , K., Vibha , Y., & Pushkar , S. (2021). Prevalence of fallopian tubes pathologies in buffaloes (BUBALUS BUBALIS). *Bufalo Bulletin*, 40(2), 247-258.
- Walle, Y., & Gashaw , M. (2021). Study on abattoir and clinical investigations on small ruminant reproductive disorders in Jigjiga, Ethiopia. *International Journal of Veterinary Sciences Research*, 7(1), 005-0012. Doi:10.17352/ijvsr.000074
- Wei, M., Lindsten, T., Mootha, V., Weiler, S., Gross, A., Ashiya, M., Thompson, C.B., & Korsmeyer, S. (2000). tBID, a membrane-targeted death ligand, oligomerizes BAK to release cytochrome c. *Genes & Development*, 14, 2060–2071. Doi:10.1101/gad.14.16.2060
- William, J., Bacha, J., & Bacha, L. (2013). Color atlas of veterinary histology. Singapore: Marcono print media.
- Wodajo, H., Gameda, B., Kinati, W., Mulem, A., Eerdewijk, A., & Wieland, B. (2020). Contribution of small ruminants to food security for Ethiopian small holders farmers. *Small Ruminants Research*, 184(106064), 1-10. Doi:10.1016/j.smallrumres.2020.106064
- Zachary, J. (2017). Pathologic basis of veterinary disease. China: Elsevier.

ANNEXES

Annexe I : Colorations spécifiques

Coloration de trichrome de Masson

Hématoxyline de Weigert : solution A (25ml) + solution B (25ml)

Solution A

Hématoxyline.....	5g
Ethanol.....	500ml

Solution B

Chlorure ferrique 29%.....	20ml
Acide chlorhydrique.....	5ml
Eau distillée.....	475ml

Biebrich Scarlet

Biebrich Scarlet.....	2,7g
Fuchsine acide.....	0,3g
Acide acétique glacial.....	3ml
Eau distillée.....	300ml

Acide phosphotungstique-phosphomolybdique

Acide phosphotungstique.....	25g
Acide phosphomolybdique.....	25g
Eau distillée.....	1000ml

Bleu d'aniline

Bleu d'aniline.....	2,5g
Acide acétique glacial.....	1ml
Eau distillée.....	100ml

Acide acétique

Acide acétique glacial.....	10ml
Eau distillée.....	1000ml

Coloration de bleu alcian

Bleu alcian

Acide acétique glacial 3%.....	100ml
Bleu alcian.....	1g

Rouge nucléaire

Sulfate d'aluminium.....	25g
Rouge nucléaire.....	0,5g
Eau distillée.....	500ml
pH.....	2,5

Annexe II : Solutions utilisées dans la technique d'immunohistochimie

Tris-buffered saline (TBS)

Trizma base.....	6,1g
Nacl.....	9g
Eau distillée.....	1000ml
PH.....	8,4

Heat-induced epitope retrieval (HIER)

Tris.....	1,21g
EDTA.....	0,37g
Eau distillée.....	1L
Tween 20.....	0,5ml

Hématoxyline de Mayer

Sulfate d'aluminium et de potassium.....	50g
Hématoxyline.....	1g
Iodate de sodium.....	0,2g
Acide acétique glacial.....	20ml

Annexe III : Matériel et produits utilisés dans la partie microbiologique

Appareils/verreries	Milieux de culture	Réactifs/produits
-Etuve -Four Pasteur -Autoclave -Spectrophotomètre -Cuves -Microscope optique -Lames et lamelles -Bain marie -Balance de précision -Vortex -Portoir de tubes à essai -Tubes à essai -Boîtes de Pétri -Anse de platine -Pipette Pasteur -Micropipettes -Pinces -Ecouvillons -Béchers -Plaque chauffante -Barreau magnétique -Tubes secs	-Bouillon nutritif -Gélose nutritive -Milieu de Chapman -Milieu de Hektoen/MacConkey -Cétrimide -Mueller-Hinton	-Eau distillée -Eau physiologique -Eau oxygénée -Réactif de Kovac's -Réactifs Zym A, Zym B -Réactifs VP1, VP 2 -Réactifs Nit 1, Nit 2 -Disques d'oxydase -Disques d'antibiotiques -Ethanol 70° -Lugol -Violet de Gentiane - Fuschine -Huile à immersion

Annexe IV : Composition des milieux de culture

Gélose nutritive (g/L)

Peptone de gélatine.....	05
Extrait de viande.....	03
Extrait de levure.....	03
Chlorure de sodium.....	05
Agar.....	18
pH.....	7,3

Gélose Chapman (g/L)

Peptone.....	10
Extrait de viande.....	01
Mannitol.....	10
Chlorure de sodium.....	75
Rouge de phénol.....	0.025
Agar.....	15
pH.....	7,3

Gélose Hektoen (g/L)

Protéose-peptone.....	12
Extrait de levure.....	3
Lactose.....	12
Saccharose.....	12
Salicine.....	2
Citrate de fer III et d'ammonium.....	1,5
Sels biliaires.....	9
Fuchsine acide.....	0,1
Bleu de bromothymol.....	0,065
Chlorure de sodium.....	5
Thiosulfate de sodium.....	5
Agar.....	14
pH.....	7,6

Gélose MacConkey (g/L)

Hydrolysats pancréatique de gélatine.....	20g
Lactose monohydraté bovine.....	20g
Bile déshydraté.....	5g
Pourpre de bromocrésol.....	0,01g

Gélose Cetrimide (g/L)

Peptone.....	20
Chlorure de magnésium.....	1,4
Sulfate de potassium.....	10
N-Cetyl-N,N,N-triméthylammoniumbromide (Cetrimide).....	0,3
Glycerol.....	10ml
Agar.....	13,6

Gélose Mueller-Hinton (g/L)

Infusion de viande de bœuf.....	300g
Hydrolysate de caséine.....	17,5g
Amidon.....	1,5g
Agar.....	17g
pH.....	7,4

Annexe V : Coloration de Gram (Coico, 2005)

- Préparation d'une suspension bactérienne par le mélange d'une colonie bactérienne sur une lame propre dans une goutte d'eau distillée
- Etalement de la suspension sur la lame
- Séchage par la flamme du bec bunsen
- Recouvrir la lame par le violet de gentiane pendant une minute
- Eliminer l'excès de violet de gentiane puis verser le lugol pendant une minute
- Rincer à l'eau distillée
- Décolorer par l'alcool puis rincer à l'eau
- Recouvrir la lame par la fuchsine, puis rincer à l'eau, et sécher à l'air
- Ajouter une goutte d'huile à immersion et observer à l'objectif $\times 100$

Annexe VI : Tableau de lecture de la galerie API 20E

TESTS	COMPOSANTS ACTIFS	QTE (mg/cup.)	REACTIONS/ENZYMES	RESULTATS	
				NEGATIF	POSITIF
ONPG	2-nitrophényl-βD-galactopyranoside	0,223	β-galactosidase (Ortho NitroPhényl-βD-Galactopyranosidase)	incolore	jaune (1)
ADH	L-arginine	1,9	Arginine DiHydrolase	jaune	rouge / orangé (2)
LDC	L-lysine	1,9	Lysine DéCarboxylase	jaune	rouge / orangé (2)
ODC	L-ornithine	1,9	Ornithine DéCarboxylase	jaune	rouge / orangé (2)
CIT	trisodium citrate	0,756	utilisation du CITrate	vert pâle / jaune	bleu-vert / bleu (3)
H ₂ S	sodium thiosulfate	0,075	production d'H ₂ S	incolore / grisâtre	dépôt noir / fin liseré
URE	urée	0,76	UREase	jaune	rouge / orangé (2)
TDA	L-tryptophane	0,38	Tryptophane DésAminase	<u>TDA / immédiat</u>	
				jaune	marron-rougeâtre
IND	L-tryptophane	0,19	production d'INDole	<u>JAMES / immédiat</u>	
				incolore vert pâle / jaune	rose
VP	sodium pyruvate	1,9	production d'acétoïne (Voges Proskauer)	<u>VP 1 + VP 2 / 10 min</u>	
				incolore / rose pâle	rose / rouge (5)
GEL	gélatine (origine bovine)	0,6	Gélatinase (GELatine)	non diffusion	diffusion du pigment noir
GLU	D-glucose	1,9	fermentation / oxydation (GLUcose) (4)	bleu / bleu-vert	jaune / jaune gris
MAN	D-mannitol	1,9	fermentation / oxydation (MANnitol) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
INO	inositol	1,9	fermentation / oxydation (INOsitol) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
SOR	D-sorbitol	1,9	fermentation / oxydation (SORbitol) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
RHA	L-rhamnose	1,9	fermentation / oxydation (RHAMnose) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
SAC	D-saccharose	1,9	fermentation / oxydation (SACcharose) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
MEL	D-melibiose	1,9	fermentation / oxydation (MELibiose) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
AMY	amygdaline	0,57	fermentation / oxydation (AMYgdaline) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
ARA	L-arabinose	1,9	fermentation / oxydation (ARABinose) (4)	bleu / bleu-vert	jaune
OX	(voir notice du test oxydase)		cytochrome-OXYdase	(voir notice du test oxydase)	

Annexe VII : Tableau de lecture de la galerie API Staph

TESTS	COMPOSANTS ACTIFS	QTE (mg/cup.)	REACTIONS / ENZYMES	RESULTAT	
				NEGATIF	POSITIF
0	Aucun		Témoin négatif	rouge	—
GLU	D-glucose	1,56	(Témoin positif) (D-GLUCose)	rouge *	jaune
FRU	D-fructose	1,4	acidification (D-FRUCtose)		
MNE	D-mannose	1,4	acidification (D-ManNosE)		
MAL	D-maltose	1,4	acidification (MALtose)		
LAC	D-lactose (origine bovine)	1,4	acidification (LACTose)		
TRE	D-tréhalose	1,32	acidification (D-TREhalose)		
MAN	D-mannitol	1,36	acidification (D-MANnitol)		
XLT	xylitol	1,4	acidification (XyLITol)		
MEL	D-mélibiose	1,32	acidification (D-MELibiose)		
NIT	nitrate de potassium	0,08	Réduction des NITrates en nitrites		
PAL	β -naphtyl phosphate	0,0244	Phosphatase ALcaline	<u>ZYM A + ZYM B / 10 min</u> jaune	violet
VP	sodium pyruvate	1,904	production d'acétyl méthyl-carbinol (Voges Proskauer)	<u>VP 1 + VP 2 / 10 min</u> incolore-rose pâle	violet-rose
RAF	D-raffinose	1,56	acidification (RAFFinose)	rouge	jaune
XYL	D-xylose	1,4	acidification (XYLose)		
SAC	D-saccharose	1,32	acidification (SACcharose)		
MDG	méthyl- α D- glucopyranoside	1,28	acidification (Méthyl- α D- Glucopyranoside)		
NAG	N-acétyl-glucosamine	1,28	acidification (N-Acétyl-Glucosamine)		
ADH	L-arginine	1,904	Arginine DiHydrolase		
URE	urée	0,76	UREase	jaune	rouge-violet

Annexe VIII : Tableau de lecture de l'antibiogramme (CLSI, 2015)

Antibiotiques	Genre	Résistant	Intermédiaire	Sensible
Amoxicilline- acide clavulanique (AMC 30 µg)	<i>Staphylococcus</i>	≤ 19	-	≥ 20
	Autres bactéries	≤ 13	14-17	≥ 18
Amoxicilline (AML 10µg)	<i>Staphylococcus</i>	≤ 20	21-28	≥ 29
	Entérobactéries	≤ 11	12-13	≥ 14
	Non- entérobactéries	≤ 21	22-29	≥ 30
Amppicilline (AM 10 µg)	Entérobactéries	≤ 13	14-16	≥ 17
Cephalexine (CL 30 µg)		≤ 14	15-17	≥ 18
Gentamicine (CN 10 µg)	L'ensemble des bactéries	≤ 12	13-14	≥ 15
Streptomycine (S 10 µg)		≤ 11	12-14	≥ 15
Erythromycine (E 15 µg)		≤ 13	14-17	≥ 18
Tetracycline (TE 30 µg)		≤ 14	15-18	≥ 19
Acide nalidixique (NA 30 µg)		≤ 13	14-18	≥ 19
Ciprofloxacine (CIP 5 µg)		≤ 15	16-20	≥ 21
Pefloxacine (PEF 5 µg)		≤ 15	16-21	≥ 22
Norfloxacine (NOR 10 µg)		≤ 12	13-16	≥ 17

Annexe IX : Profils biochimiques de certaines bactéries isolées



Profil biochimique d'*E. coli*



Profil biochimique de *R. ornithinolytica*



Profil biochimique de *S. aureus*



Profil biochimique de *S. xylosus*



Profil biochimique de *S. chromogènes*



Profil biochimique de *S. epidermidis*

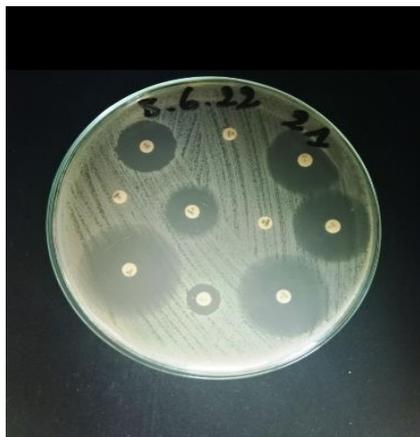


Profil biochimique de *S. hyicus*



Profil biochimique de *S. hominis*

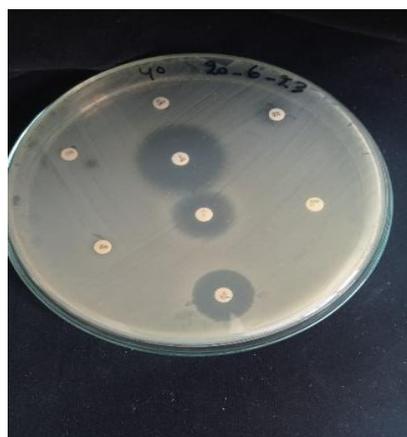
Annexe X : Sensibilité de certaines bactéries aux antibiotiques testés



Sensibilité de *E. coli*.



Sensibilité de *S. xylosus*.



Sensibilité de *P. aeruginosa*.

Annexe XI : Sensibilité des souches de références aux antibiotiques testés

Classe	ATB	<i>E. coli</i> ATCC8739	<i>S. aureus</i> ATCC6538	<i>P. aeruginosa</i> ATCC9027
B-lactamines	AMC	R	S	I
	AML	R	S	R
	AM	R	/	R
Amino-glycosides	S	S	S	R
	CN	S	R	I
Macrolides	E	/	S	/
Quinolones 1G	NA	S	S	R
Tetracyclines	TE	/	S	/
Quinolones 2G	CIP	S	S	S
Céphalosporines 1G	CL	R	/	R

Original Article

Biometrical Changes in Reproductive Tract of Arbia Goats According to Age, Body Condition, and Pregnancy

Khedidja Rennak^{1,2} , Mira Chikhaoui^{1,2*} , Fatima Mahouz^{1,2} 

1. Institute of Veterinary Sciences, Ibn-Khaldoun University, Taret, Algeria.

2. Laboratory of Research on Local Animal Products, Ibn-Khaldoun University, Taret, Algeria.



How to Cite This Article Rennak, Kh., Chikhaoui, M., & Mahouz, F. (2024). Biometrical Changes in Reproductive Tract of Arbia Goats According to Age, Body Condition, and Pregnancy. *Iranian Journal of Veterinary Medicine*, 18(3), 345-358. <http://dx.doi.org/10.32598/ijvm.18.3.1005386>

 <http://dx.doi.org/10.32598/ijvm.18.3.1005386>

**ABSTRACT**

Background: Improved reproduction requires understanding the biometry of goats' female reproductive system.

Objectives: The present study was conducted to record the biometry of the female genital organs of the Arabia (Arbia) goats in Algeria according to age, body condition score, and pregnancy.

Methods: A total of 149 reproductive tracts (from 80.54% non-pregnant and 19.46% pregnant goats) from three slaughterhouses were collected and measured. Each organ's length, width, thickness, and weight were measured using slide calipers and an electric weighing balance. The ages of the fetuses in pregnant goats were determined by measuring their crown-rump length. Analysis was carried out using SPSS software, version 21.

Results: The reproductive tract dimensions increase with age, body condition score, and stages of pregnancy. The left ovary's weight, length, and width showed very significant ($P < 0.001$) increases across age. The measurements of the uterine horn (except thickness) increased significantly ($P < 0.001$) with age. The fallopian tube, the uterine body, and the cervix measures showed significant increases ($P < 0.001$) between the first and third age groups. The ovary and the uterine body dimensions showed highly significant ($P < 0.001$) increases across body condition scores. Pregnancy had no significant effect on the ovary and cervix dimensions. The uterine horn measurements showed significant increases ($P < 0.05$) throughout gestation, and those of the uterine body showed highly significant increases ($P < 0.001$) along the pregnancy stages.

Conclusion: This study will provide baseline information on the morphology of the female Arbia breed reproductive system.

Keywords: Age, Arbia, Goat, Morphometry, Pregnancy

Article info:

Received: 6 Nov 2023

Accepted: 14 Dec 2023

Publish: 01 Jul 2024

*** Corresponding Author:**

Mira Chikhaoui, Associate Professor.

Address: Institute of Veterinary Sciences, Ibn-Khaldoun University, Taret, Algeria.

Phone: +21 (37) 76568734

E-mail: zaouraomar@yahoo.fr

Introduction

According to Food and Agriculture Organization (FAO) 2017 statistics, Algeria had about 5 million head of goats (FAOSTAT, 2018). Small ruminants are essential for food security for livestock-keeping households (Wodajo et al., 2020). Goats provide milk, meat, fiber, and skin. It offers rural residents both animal protein and a source of income, especially in developing countries (Escareño et al., 2013). Additionally, goat milk is a potential source of various macro- and micro-nutrients that help promote nutritional and desirable health benefits (Nayik et al., 2021).

To meet the growing demand for meat and milk, goat breeds adapted to specific regions should be examined for their reproductive performances and maturity level.

Currently, four local breeds in Algeria have been identified phenotypically and genetically: Arbia, Mekatia, Naine de Kabyle, and M'zabite (Tefiel et al., 2018).

The Arabia (Arbia) goat is the dominant breed, located especially in the steppe regions and high plateau (Ouchene-Khelif et al., 2021); subject to extensive breeding conditions, the Arbia breed is characterized phenotypically by a multicolored coat, long hair, and a low waist of 50-70 cm, a head devoid of horns with pendulous ears (Laouadi et al., 2020). It is raised for its meat, the quality and quantity of its hair (Ouchene-Khelif et al., 2021), and acceptable milk production capacity (Djouza & Chehma, 2018). Additionally, this native goat is very good at adapting to environmental changes.

To maintain excellent reproductive performance and serve as an economic resource, it is important to have a firm understanding of the breed's reproductive anatomy. The female animals' genitalia anatomy provides information about their general health. Also, for pregnancy diagnosis, treatment, and dealing with issues related to infertility, knowledge of the biometrical status of the female genital tract is necessary (Bhat et al., 2011). In addition, modern methods of population growth like artificial insemination (AI) and in vitro fertilization (IVF) require a thorough understanding of female reproductive biometry. Compared to cattle, buffaloes, ewes, and pigs, the reproductive anatomy of these animals is poorly known; the description of a goat's reproductive organ is usually made as if it is identical to sheep (Smith & Saunders, 1986).

Animal morphology shows considerable variation with respect to breed, age, sex, nutritional condition, pregnancy, and environmental factors, among others (Alpak et al., 2009). Thus, measurements are essential tools for comparison. To achieve a more objective assessment, numerous metrical measurements need to be carried out (Brombin et al., 2009).

To our knowledge, biometric parameters of different segments of the reproductive tract of the Arbia goat have never been reported. Therefore, this is the first study undertaken to determine the biometry of the female genital organs of the Arbia goat kept in Algeria according to age, BCS and pregnancy. Small ruminants' reproductive biology and biotechnology will significantly benefit from the insights gained from the current study.

Materials and Methods

Study area and sample collection

This investigation was conducted at the Laboratory of Veterinary Sciences, Ibn-Khaldoun University, from June 2021 to November 2022. One hundred and forty-eight genital tracts from 80.54% non-pregnant and 19.46% pregnant Arbia goat were collected from three slaughterhouses located in the Tiaret region of Algeria. Tiaret is a major agricultural center on the Sersou Plateau, dealing in wheat and livestock. According to the Köppen classification, the climate in the Tiaret region is CWa, characterized as a hot, summer Mediterranean climate. The average rainfall is 472 mm/y and the mean temperature is 15.5°C.

Study animals

Non-pregnant goats were grouped according to age (based on the dental pattern, 6-12, 12-36, and >36 months) and the BCS (emaciated, thin, average), as reported by Ghosh et al. (2019).

Crown-rump length measurements of the fetus were used to estimate the fetus age in pregnant goats, which were grouped according to the stage of gestation (first trimester: 21-49 days [n=18], second trimester: 42-77 days [n=10]), as described by Sivachelvan et al. (1996) and Martinez et al. (1998).

Sample collection

After slaughter, the genital tract was removed from the pelvic viscera and transferred immediately in a plastic bag to the laboratory of the Institute of Veterinary Sciences of Tiaret.

Measurements

To examine the organs better, extra fat was first carefully removed through dissection, and the organs were washed and positioned normally on a table. Different segments' length, width, and thickness were measured by a measuring scale and recorded in mm (Figure 1). The weight of each organ was determined using an electric balance (Ohaus®; USA), recorded in g (Figure 2).

Statistical analysis

The data obtained was recorded in Microsoft Excel software, version 2016. The descriptive analysis was performed with IBM SPSS, version 21, and the results were expressed as Mean±SE. Before analyzing the data based on age, body condition score (BCS), and pregnancy groups, the normality of the data was tested using the Kolmogorov-Smirnov test. The Kruskal-Wallis test and one-way analysis of variance test were used. The Mann-Whitney and Tukey tests were used to determine the significance between groups. The data from the pregnancy samples were subjected to t-test and Mann-Whitney test. The level of significance was set at 5%.

Results

The genital tract of the Arbia goat is composed of a pair of ovaries, a pair of fallopian tubes, a pair of uterine horns, the body of the uterus, the cervix, the vagina and the vulva (Figures 3 and 4). A comparison of the size of the Arbia goat's reproductive tract based on age is presented in Table 1.

Compared to the left ovary, the right ovary was heavier and longer. In contrast, the left side of the fallopian tube and the uterine horn were heavier and longer than the right ones.

There was no significant difference ($P>0.05$) in dimensions between the left and right ovaries in the first and second groups. Still, there was a very significant difference ($P<0.001$) in weight and length of the ovary across ages.

The length and weight between left and right fallopian tubes in each age group show no significant differences ($P>0.05$), while there was a very highly significant difference ($P<0.001$) in weight across ages.

In terms of uterine horns, the length, width, and thickness of the right and left horns differ significantly in the first and second groups, while the measurements

(weight, length, and width) of the uterine horns differ highly significantly across ages ($P<0.001$).

The uterine body weight, width, and thickness revealed significant differences between age groups ($P<0.001$).

There were no significant differences ($P>0.05$) between the second and third groups in the cervical weight, length, and thickness. The dimensions of the ovary, uterine body, and cervix showed a statistically significant difference ($P<0.001$) between the first and third groups. Biometry of the reproductive tract according to BCS is indicated in Table 2.

All ovarian measurements showed highly significant differences ($P<0.001$) between groups for the body condition score. Except for weight, there were differences between the left and right ovaries in terms of their length, width, and thickness.

There were no appreciable changes in length or weight between the left and the right fallopian tubes in the second and third groups ($P>0.05$). However, the length of the fallopian tube varied significantly ($P<0.001$) between the first and third groups across the BCS.

Right and left uterine horns in the first and second groups differed significantly ($P<0.05$) in length, width, and thickness, while there were highly significant differences ($P<0.001$) in weight, length, and width of uterine horns across the BCS. There were significant differences ($P<0.001$) in the measurements and weight of the uterine body between all BCS groups.

Cervical measures and weight varied significantly ($P<0.001$) between the first and second groups and between the first and third groups. The reproductive tract's biometry according to gestation stages is presented in Table 3.

There was no significant difference ($P>0.05$) in measurements between the left and right of the ovaries, oviducts, and uterine horns in the first and second trimesters of pregnancy.

The length of the fallopian tube showed no significant increases throughout pregnancy, while the weight showed highly significant increases ($P<0.001$) along the stages of gestation.

There were very significant differences ($P<0.001$) in all measurements and weights of the uterine horn and the uterine body along the stages of pregnancy.

Table 1. Arbia goat's reproductive tract measurements according to age (n=40)

Organ	Side	Parameter	Mean±SE		
			Months		
			6-12	12-36	>36
Ovary	Right	Weight (g)	0.79±0.05 ^a	1.03±0.07 ^b	1.68±0.12 ^c
		Length (mm)	15.50±0.47 ^a	17.20±0.41 ^b	20.08±0.49 ^c
		Width (mm)	10.98±0.29 ^a	11.83±0.40 ^{bc}	13.65±0.52 ^{ac}
		Thickness (mm)	6.78±0.24 ^a	8.18±0.31 ^{ab}	8.98±0.38 ^{ac}
	Left	Weight (g)	0.75±0.03 ^a	1.06±0.11 ^b	1.60±0.10 ^c
		Length (mm)	15.35±0.33 ^a	16.40±0.38 ^b	19.08±0.39 ^c
		Width (mm)	10.73±0.28 ^a	12.18±0.47 ^b	13.88±0.36 ^c
		Thickness (mm)	7.10±0.23 ^a	8.10±0.31 ^{ab}	8.80±0.35 ^{ac}
Oviduct	Right	Weight (g)	0.36±0.01 ^a	0.45±0.02 ^b	0.56±0.03 ^c
		Length (mm)	165.55±4.35 ^a	170.80±4.38 ^a	175.85±4.51 ^a
	Left	Weight (g)	0.40±0.02 ^a	0.46±0.02 ^b	0.60±0.03 ^c
		Length (mm)	176.88±4.35 ^a	178.70±4.18 ^b	190.65±4.02 ^c
Uterine horn	Right	Weight (g)	2.38±0.21 ^a	4.41±0.35 ^b	6.52±0.51 ^c
		Length (mm)	62.05±1.88 ^a	79.70±2.85 ^b	93.28±4.43 ^c
		Width (mm)	9.63±0.41 ^a	11.35±0.38 ^b	13.58±0.53 ^c
		Thickness (mm)	7.13±0.29 ^a	8.80±0.35 ^{ab}	9.73±0.40 ^{bc}
	Left	Weight (g)	2.44±0.17 ^a	4.67±0.34 ^b	6.82±0.53 ^c
		Length (mm)	66.80±2.00 ^a	84.83±2.76 ^b	101.70±4.45 ^c
		Width (mm)	9.25±0.39 ^a	11.30±0.43 ^b	12.68±0.48 ^c
		Thickness (mm)	6.80±0.31 ^a	8.25±0.32 ^{ab}	9.13±0.33 ^{ac}
Body of uterus	Weight (g)	5.51±0.65 ^a	8.84±0.95 ^b	14.41±1.11 ^c	
	Length (mm)	32.83±1.53 ^a	39.35±1.51 ^{ab}	43.25±1.68 ^{ac}	
	Width (mm)	19.30±0.70 ^a	22.30±0.89 ^b	27.88±1.02 ^c	
	Thickness (mm)	7.55±0.32 ^a	10.03±0.43 ^b	11.73±0.41 ^c	
Cervix	Weight (g)	2.99±0.30 ^a	5.76±0.46 ^{ab}	5.76±0.46 ^{ab}	
	Length (mm)	25.50±1.90 ^a	35.30±1.53 ^{ab}	35.30±1.53 ^{ab}	
	Width (mm)	13.63±0.59 ^a	16.85±0.61 ^b	16.85±0.61 ^b	
	Thickness (mm)	8.20±0.49 ^a	11.03±0.42 ^{ab}	11.03±0.42 ^{ab}	

a, b, c, ab, ac, bc Significant differences (P<0.001).

Table 2. Arbia goat's reproductive tract measurements according to body condition score

Organ	Side	Parameter	Mean±SE		
			Body Condition		
			Emaciated (n=50)	Thin (n=47)	Average (n=23)
Ovary	Right	Weight (g)	0.76±0.03 ^a	1.25±0.08 ^b	1.90±0.17 ^c
		Length (mm)	15.72±0.40 ^a	18.23±0.42 ^b	20.74±0.65 ^c
		Width (mm)	10.62±0.24 ^a	12.60±0.35 ^b	14.65±0.74 ^c
		Thickness (mm)	6.70±0.21 ^a	8.38±0.26 ^b	9.96±0.50 ^c
	Left	Weight (g)	0.78±0.03 ^a	1.26±0.10 ^b	1.66±0.16 ^c
		Length (mm)	15.62±0.30 ^a	17.34±0.40 ^b	19.09±0.56 ^c
		Width (mm)	10.80±0.23 ^a	13.04±0.42 ^b	13.87±0.56 ^c
		Thickness (mm)	7.08±0.21 ^a	8.19±0.27 ^b	9.57±0.49 ^c
Oviduct	Right	Weight (g)	0.37±0.01 ^a	0.46±0.01 ^{ab}	0.64±0.05 ^{ac}
		Length (mm)	162.96±3.76 ^a	170.64±3.92 ^b	188.00±5.46 ^{ac, bc}
	Left	Weight (g)	0.40±0.02 ^a	0.51±0.02 ^{ab}	0.62±0.05 ^{ac}
		Length (mm)	174.84±3.67 ^a	181.87±3.73	196.57±5.87 ^{ac}
Uterine horn	Right	Weight (g)	2.40±0.19 ^a	5.19±0.41 ^b	7.34±0.50 ^c
		Length (mm)	63.94±1.77 ^a	85.21±3.89 ^b	95.61±4.11 ^c
		Width (mm)	9.46±0.32 ^a	12.17±0.37 ^b	14.74±0.63 ^c
		Thickness (mm)	7.08±0.28 ^a	9.28±0.29 ^{ab}	10.26±0.51 ^{ac}
	Left	Weight (g)	2.51±0.17 ^a	5.34±0.38 ^b	7.86±0.60 ^c
		Length (mm)	69.26±1.87 ^a	90.94±3.90 ^b	104.17±4.31 ^c
		Width (mm)	9.18±0.35 ^a	11.98±0.39 ^{ab}	13.35±0.58 ^{ac}
		Thickness (mm)	6.84±0.30 ^a	8.66±0.25 ^{ab}	9.52±0.41 ^{ac}
Body of uterus	Weight (g)	5.33±0.56 ^a	10.27±0.85 ^b	17.44±1.37 ^c	
	Length (mm)	31.66±1.21 ^a	41.13±1.26 ^b	47.43±2.17 ^c	
	Width (mm)	19.32±0.67 ^a	23.87±0.69 ^b	30.52±1.30 ^c	
	Thickness (mm)	7.66±0.31 ^a	10.87±0.43 ^b	12.04±0.48 ^c	
Cervix	Weight (g)	2.93±0.29 ^a	6.51±0.39 ^{ab}	9.21±0.99 ^{ac}	
	Length (mm)	24.38±1.61 ^a	37.66±1.20 ^{ab}	38.87±2.54 ^{ac}	
	Width (mm)	14.06±0.62 ^a	17.81±0.51 ^c	20.48±0.75 ^b	
	Thickness (mm)	8.18±0.40 ^a	11.38±0.28 ^{ab}	11.48±0.45 ^{ac}	

^{a, b, c, ac, bc}Significant differences (P<0.001).

Table 3. Arbia goat reproductive tract measurements according to stages of gestation

Organ	Side	Parameter	Mean±SE	
			Days	
			21-29 (n=18)	42-77 (n=10)
Ovary	Right	Weight (g)	1.44±0.11 ^a	1.57±0.15 ^a
		Length (mm)	17.83±0.50 ^a	19.80±1.17 ^a
		Width (mm)	13.56±0.58 ^a	15.50±0.98 ^a
		Thickness (mm)	10.00±0.55 ^a	9.90±0.45 ^a
	Left	Weight (g)	1.31±0.11 ^a	1.54±0.42 ^a
		Length (mm)	17.00±0.65 ^a	19.50±1.63 ^a
		Width (mm)	14.11±0.67 ^a	13.30±1.28 ^a
		Thickness (mm)	9.17±0.32 ^a	8.80±0.77 ^a
Oviduct	Right	Weight (g)	0.39±0.03 ^a	0.53±0.03 ^b
		Length (mm)	162.17±4.93 ^a	178.80±10.22 ^a
	Left	Weight (g)	0.41±0.03 ^a	0.54±0.03 ^b
		Length (mm)	167.83±5.30 ^a	190.70±12.99 ^a
Uterine horn	Right	Length (mm)	109.44±7.20 ^a	163.50±16.19 ^b
		Width (mm)	21.83±2.29 ^a	39.40±6.24 ^b
		Thickness (mm)	16.44±1.47 ^a	22.70±1.82 ^b
	Left	Length (mm)	110.44±7.72 ^a	173.50±9.57 ^b
		Width (mm)	20.11±1.90 ^a	41.00±3.22 ^b
		Thickness (mm)	15.33±1.22 ^a	23.50±1.67 ^b
Body of uterus	Length (mm)	77.56±4.81 ^a	155.00±8.94 ^b	
	Width (mm)	48.39±4.17 ^a	121.00±7.70 ^b	
	Thickness (mm)	22.83±1.11 ^a	34.40±2.29 ^b	
Cervix	Weight (g)	5.71±0.60 ^a	8.37±1.21 ^b	
	Length (mm)	32.22±2.16 ^a	40.40±5.66 ^a	
	Width (mm)	16.72±0.74 ^a	17.40±1.16 ^a	
	Thickness (mm)	12.39±0.70 ^a	13.90±1.14 ^a	

^{a, b}Significant differences ($P < 0.05$).

Table 4. Number and age fetal wastage of the slaughtered Arbia goat

Number of Pregnant Slaughtered Goats	Number of Fetal Loss	Crown-rump Length (mm)	Estimated Age (d)
6	8	7-11	21-28
8	10	15-20	29-33
4	4	24-52	33-49
8	9	65-135	42-56
2	2	131-320	63-77

A total of 33 fetal losses occurred as a result of the 18.9% (28/148) slaughter of pregnant goats. The first trimester of pregnancy showed the highest prevalence (64.3%), followed by the second trimester (35.7%) (Table 4).

Discussion

The biometrical measurements were conducted on 149 reproductive tracts (80.54% non-pregnant and 19.46% pregnant). The Mean±SE of length, width, thickness, and

weight of different segments are presented according to age in Table 1 and body condition scores in Table 2.

In the present study, the mean weight, length, and width of the right ovary in Arbia goat at 6-12 months were 0.79 ± 0.05 g, 15.50 ± 0.47 mm, and 10.98 ± 0.29 mm, respectively, and those of the left were 0.75 ± 0.03 g, 15.35 ± 0.33 mm, and 10.73 ± 0.28 mm, respectively. The mean values for the weight of the right and left ovaries were lower than those given by Uddin et al. (2021) at

**Figure 1.** Measuring the length of right salpinx



Figure 2. Measuring the weight of ovary

7-12 months, but the mean length and width of the right and left ovaries were higher than those reported by [Uddin et al. \(2021\)](#) at 7-12 months in Black Bangle goats.

The average measures (weight, length, width, and thickness) of the right and left ovary at 12-36 m in this study were higher than the results of [Kirbas Dogan et al. \(2019\)](#) in the Anatolian wild goat and those of [Haque et al. \(2016\)](#) in the black Bengal goat. However, these results were lower than those in Iranian native goats ([Mohammadpour, 2007](#)).

The weight and width between left and right ovaries in this study did not reveal a significant difference; these findings were similar to those reported by [Aliyu et al. \(2016\)](#) in the Sahel breed of Nigeria.

There was a very significant difference ($P < 0.001$) regarding the weight of the ovary across ages. However, [Aliyu et al. \(2016\)](#) reported no significant difference. The weight of the ovary is influenced by the number and size of follicles and the corpus luteum it contains. [Kouamo et al. \(2015\)](#) stated that a good nutritional status positively influenced the follicular population. Moreover, the animal's age impacts the ovary's weight, which increases during the pubertal stage and more so during the post-

pubertal stage than during the pre-pubertal stage, according to [Sahu et al. \(2017\)](#).

Based on our results, the right ovary was heavier than the left one according to age, body condition score, and pregnancy, indicating that the right ovary is more active than the left, as supported by previous studies ([Gupta et al., 2011](#); [Reasul et al., 2018](#); [Kirbas Dogan et al., 2019](#)).

In this study, the lengths of the right and left fallopian tubes at 6-12 months were 165.55 ± 4.35 mm and 176.88 ± 4.35 mm, respectively. These findings were significantly higher than the results of [Uddin et al. \(2021\)](#), which were 93 ± 0.57 mm and 90 ± 0.54 mm, respectively, at 7-12 months in black Bengal goats.

The mean lengths of the right and left fallopian tubes in Arbia goat at 12-36 months were 170.80 ± 4.38 mm and 178.70 ± 4.18 mm, respectively, which were longer compared to the salpinx's length in red Sokoto goat, black Bengal goat and Anatolian goat, reported by [Adigwe & Fayemi \(2005\)](#), [Gupta et al. \(2011\)](#), and [Kirbas Dogan et al. \(2019\)](#).

The mean weights of the right and left fallopian tubes at 12-36 months were 0.45 ± 0.02 and 0.46 ± 0.02 g, re-

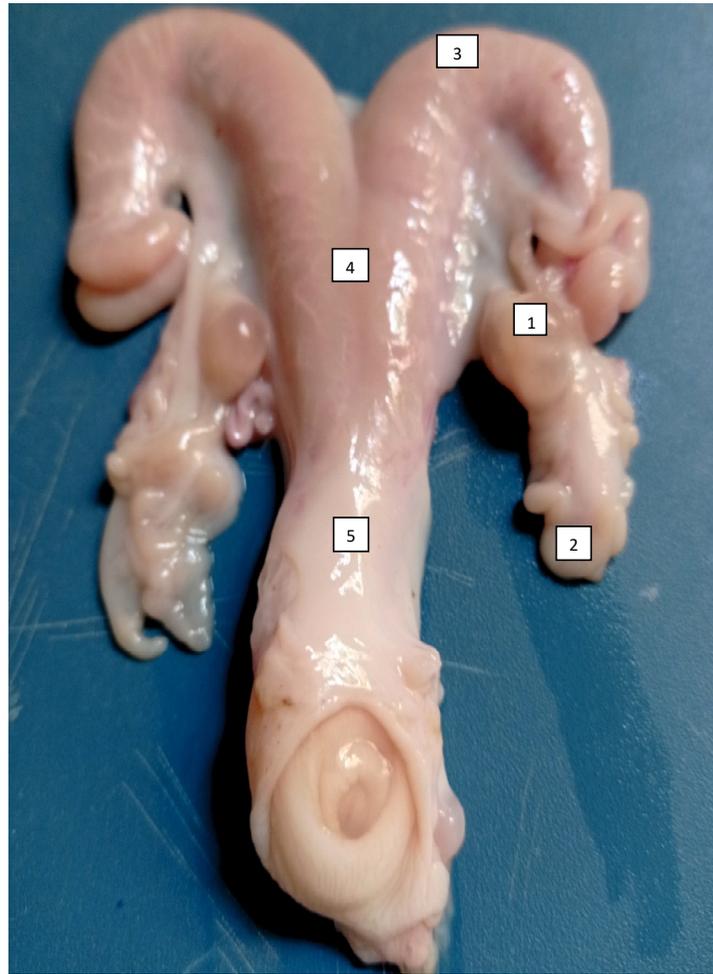


Figure 3. The reproductive system of the female Arbia goat

1) Ovary, 2) Oviduct, 3) Uterine horn, 4) The body of the uterus, 5) Cervix

spectively; these results were higher than those recorded in Anatolian goat by [Kirbas Dogan et al. \(2019\)](#). The salpinx of the Arbia goat is longer than that of other breeds; this may be related to the breed of goat studied.

At 6–12 months, the right uterine horn's length and width were 62.05 ± 1.88 mm and 9.63 ± 0.41 mm, respectively. The left uterine horn's length and width were 66.80 ± 2.00 mm and 9.25 ± 0.39 mm, respectively. However, [Uddin et al. \(2021\)](#) reported greater length and width for both the right and left uterine horns of black Bengal goats at 7–12 months.

The right and left uterine horns measured 79.70 ± 2.85 and 84.83 ± 2.76 mm in length, respectively, at 12–36 months. Comparatively, [Adigwe & Fayemi \(2005\)](#) and [Gupta et al. \(2011\)](#) reported relatively longer lengths for red Sokoto goats and black Bengal goats. However, [Kirbas Dogan et al. \(2020\)](#) found a shorter length for Anatolian goats.

The width of the right and left uterine horns at 12–36 months in this study was less than that measured in red Sokoto, black Bengal, and Anatolian goats by [Adigwe & Fayemi \(2005\)](#), [Gupta et al. \(2011\)](#), and [Kirbas Dogan et al. \(2020\)](#), respectively.

In this study, the average measures (weight, thickness) for the uterine horn at 12–36 months were higher than those mentioned by [Kirbas Dogan et al. \(2020\)](#).

There was a significant difference in weight and length of the uterine horn across ages, which agrees with the results of [Abiaezute et al. \(2017\)](#) in the West African dwarf goat of Nigeria.

The mean length of the body of the uterus was 32.83 ± 1.53 mm at 6–12 months; comparatively, a lower length was obtained in black Bengal goats at 7–12 months (22.7 ± 0.16 mm) ([Uddin et al., 2021](#)). The increase in the length of the body of the uterus may be due to repeated cycles ([Shalini et al., 2013](#)). On the other



Figure 4. Early pregnancy in the left uterine horn

Note: The presence of the corpus luteum in the right ovary (arrow)

hand, a higher width was recorded in the black Bengal goat (29.5 ± 0.31 mm) at 7–12 months of age (Uddin et al., 2021) compared to the current study.

The mean values for weight, length, width, and thickness of the body of the uterus at 12–36 months were higher than those given by Kirbas Dogan et al. (2020) in the Anatolian wild goat. However, Adigwe & Fayemi (2005) reported a higher length of the body of the uterus in the red Sokoto goat.

There was a significant difference in the weight of the uterine body across ages, which is in accordance with the report of Abiaezute et al. (2017).

The cervix length in this study at 6–12 months was 25.50 ± 1.80 mm, whereas it was 27.8 ± 0.31 mm in black Bengal goats reported by Uddin et al. (2021) at 7–12 months. The length of the cervix is influenced by factors

including age, species, physiological conditions, and the number of births (Abiaezute et al., 2017).

The width of the cervix in Arbia goats at 6–12 months (13.63 ± 0.59 mm) was slightly higher than that obtained by Uddin et al. (2021) in black Bengal goats at 7–12 months.

The average size (weight, length, width, and thickness) of the cervix at 12–36 m was higher than those reported by Adigwe & Fayemi (2005) and Kirbas Dogan et al. (2020).

The reproductive tract measurements of the Arbia goat increased with age; this finding is consistent with the findings of Shah et al. (2015), Fernandez et al. (2020), and Uddin et al. (2021). According to Holm et al. (2016), both age and live weight impact the reproductive system's development.

In the current study, the biometry of all reproductive tract organs increased with BCS, and the third group (2.5–3) had the highest values. Therefore, breeders and producers must consider these results and feed their herds well for better productivity because a good BCS directly affects hypothalamic activity and GnRH secretion (Rhind et al., 1989).

The difference between the results of the current study and those of other researchers may be explained by differences in breed, age, height, and weight of the animals in the study. These differences may also be due to climatic effects, as young goats in the tropics have to contend with the impact of the first dry season, when growth may be seriously retarded.

In the present study, the prevalence of slaughtered pregnant goats was 18.9%. This finding was higher than Anup Kumar et al. (2015) and Pagamici & Stephan (2022), which were 15.3% in goats and 7.6% in sheep, respectively. However, higher incidences of 25.82% and 29.1% were reported in the Sahel goats of Nigeria (Bokko, 2011) and in cows of Tanzania (Swai et al., 2015), respectively.

The highest pregnancy loss rate was in the first trimester; this finding agrees with those reported by Anup Kumar et al. (2015) and Bokko (2011) in goats. On the contrary, Swai et al. (2015) found that the most wasted fetuses in cows occurred in the second trimester of pregnancy. Less practiced pregnancy diagnosis could be the cause of this high percentage.

In this study, pregnancy did not significantly impact the measurements and weight of both the left and right ovaries (Jaji et al., 2012).

The dimensions of the uterine horns and body of the uterus increase significantly during pregnancy, which is consistent with the findings of Jaji et al. in goats (Jaji et al., 2012), sheep (Jaji et al., 2012), and cows (Jaji et al., 2012). These increases may be linked to fetal growth and the accompanying fluids and membranes during pregnancy (Jaji et al., 2012).

In conclusion, according to the results of the current study, measurements of the different parts of female genitalia in Algerian Arbia goats are either distinct from or less comparable to those in earlier reports for goats of other breeds.

Conclusion

These findings have established the baseline measurements of the female reproductive tract in Arbia goats according to age, BCS and stages of gestation, all of which impact the biometry of the female genital organ. This knowledge will facilitate the identification of various organ anomalies and serve as a manual for AI procedures and pregnancy detection in this animal species.

Ethical Considerations

Compliance with ethical guidelines

The European Communities Council directive (2010/63/EU) for animal experiments was followed in this study. The genitals that were the subject of the research came from animals slaughtered at the slaughterhouses and were destined for incineration.

Funding

This research contributes to the project, funded by the Directorate-General for Scientific Research and Technological Development DGRSDT-MERRS-Algeria (Code: PRFU D01N01UN140120220003).

Authors' contributions

Conceptualization and supervision: Mira Chikhaoui and Khedidja Rennak; Methodology and data collection: Khedidja Rennak; Data analysis: Fatima Mahouz; Writing the original draft: All authors; Review and editing: Mira Chikhaoui and Khedidja Rennak.

Conflict of interest

The authors declared no conflict of interest.

Acknowledgments

The authors are thankful to Hamri Mokhtar and the employees at the slaughterhouses for their assistance.

References

- Abiaezute, C. N., Innocent, C. N., & Okoye, C. N. (2017). Morphological features of the uterus during postnatal development in the West African Dwarf goat (*Capra hircus*). *Animal Reproduction*, 14(14), 1062-1071. [DOI:10.21451/1984-3143-AR886]

- Adigwe, P.I., & Fayemi, O. (2005). A biometric study of the reproductive tract of the red sokoto (Maradi) goats of Nigeria. *Pakistan Veterinary Journal*, 25(13), 149-50. [Link]
- Aliyu, A., Peter, I. D., Zakariah, M., Maina, V. A., Malgwi, K. D., & Bitrus, A. A. (2016). Biometry of the ovary in Balami, Yankassa sheep and Sahel goat. *Nigerian Veterinary Journal*, 37(4), 223-229. [Link]
- Alpak, H., Onar, V., & Mustus, R. (2009). The relationship between morphometric and long bone measurements of the Morkaraman sheep. *Turkish Journal of Veterinary and Animal Sciences*, 33(3), 199-207. [DOI:10.3906/vet-0709-23]
- Anup Kumar, T., Ataur, R., Taimur, I., & Aminoor, R. (2015). Biometry of genitalia, incidence of gynecological disorders and pregnancy. *Journal of Embryo Transfer*, 30(11), 51-57. [DOI:10.12750/JET.2015.30.1.51]
- Saeed, B., Yousief, M. Y., Abdulrda, A. J., & Ayied, A. Y. (2023). Study of local black Iraqi goats genotypes for the cytb gene. *Archives of Razi Institute*, 78(3), 915-921. [DOI:10.22092/ARI.2022.359888.2499]
- Bhat, F. A., Bhattacharyya, H. K., & Khan, M. Z. (2011). Biometry of female genitalia and in vitro tubal patency tests in local sheep of Kashmir valley. *Indian Journal of Small Ruminants (The)*, 17(2), 170-173. [Link]
- Bokko, P. B. (2011). Pregnancy wastage in sheep and goat in the Sahel region of Nigeria. *Nigerian Veterinary Journal*, 32(2), 120-126. [Link]
- Brombin, C., Mo, G., Zotti, A., Giuriso, M., Salmaso, L., & Cozzi, B. (2009). A landmark analysis-based approach to age and sex classification of the skull of the mediterranean monk seal (*Monachus monachus*). *Anatomia, Histologia, Embryologia*, 38(5), 382-386. [DOI:10.1111/j.1439-0264.2009.00958.x] [PMID]
- Djouza, L., & Chehma, A. (2018). Production characteristics of Arabia goats in Biskra wilayah, Algeria. *Livestock Research for Rural Development*, 30(17), 1-9. [Link]
- Escareño, L., Salinas-Gonzalez, H., Wurzinger, M., Iñiguez, L., Sölkner, J., & Meza-Herrera, C. (2013). Dairy goat production systems: status quo, perspectives and challenges. *Tropical Animal Health and Production*, 45(1), 17-34. [DOI:10.1007/s11250-012-0246-6] [PMID]
- FAO/STAT. (2018). *Statistics of Food and Agriculture organization of the United Nations*.
- Fernandez, H., Freitas, D. C. R., Grillo, G. F., Silenciato, L. N., Camargo Filho, S., & Joaquim, E. F., et al. (2020). Influence of age and weight of Girolando heifers on uterine and ovarian development. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 49(1e20200028), 1-15. [DOI:10.37496/rbz4920200028]
- Ghosh, C. P., Datta, S., Mandal, D., Das, A. K., Roy, D. C., & Roy, A., et al. (2019). Body condition scoring in goat: Impact and significance. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 7(2), 554-560. [Link]
- Gupta, M., Akter, M., Gupta, A., & Das, A. (2011). Biometry of female genital organs of Black Bangle goat. *International Journal of Natural Sciences*, 1(11), 12-16. [Link]
- Haque, Z., Haque, A., Parvez, M., & Quasem, M. (2016). Gross and histomorphology of the ovary of Black Bengal goat (*Capra hircus*). *Malaysian Journal of Veterinary research*, 7(11), 37-42. [Link]
- Holm, D. E., Nielen, M., Jorritsma, R., Irons, P. C., & Thompson, P. N. (2016). Ultrasonographic reproductive tract measures and pelvis measures as predictors of pregnancy failure and anestrus in restricted bred beef heifers. *Theriogenology*, 85(3), 495-501. [DOI:10.1016/j.theriogenology.2015.09.031] [PMID]
- Jaji, A., Boyi, N., Gambo, B., Mahre, M. B., Luka, J., & Kachamai, W. (2012). Pregnancy related biometrical changes in the ovaries and uterus of the Red Bororo Cattle in Maiduguri, Nigeria. *Nigerian Veterinary Journal*, 33(3), 592-599. [Link]
- Jaji, Z., Buduwara, R., Akanmu, A., Zachariah, M., Luka, J., & Gombo, B. (2012). Pregnancy related biometric changes in the ovaries and uterus of the sahelian goat. *Sokoto Journal of Veterinary Sciences*, 10(11), 17-21. [DOI:10.4314/sokjvs.v10i1.4]
- Jaji, Z., Buduwara, R., Akanmu, A., Elelu, N., Kigir, E., & Mahre, M. B. (2013). Pregnancy related biometrical changes in the ovaries and uterus of the balami sheep. *Global Journal of Medical Research Veterinary Science and Veterinary Medicine*, 13(12), 1-6. [Link]
- Kırbaş Doğan, G., Kuru, M., Bakır, B., & Karadağ Sarı, E. (2019). Anatomical and histological analysis of the salpinx and ovary in Anatolian wild goat (*Capra aegargrus aegargrus*). *Folia Morphologica*, 78(14), 827-832. [DOI:10.5603/FM.a2019.0032] [PMID]
- Kırbaş Doğan, G., Kuru, M., Bakır, B., & Sarı, E. K. (2020). Anatomical and histological structure of cervix uteri, corpus uteri and cornu uteri of the Anatolian wild goat. *Turkish Journal of Veterinary Research*, 4(12), 63-68. [Link]
- Kouamo, J., Tidjou, S. G., Zoli, A. P., & Mfopit, Y. M. (2015). Effect of nutritional status on the ovarian follicular population, yield and quality of oocytes in the Ngaoundere Gudali zebu (*Bos indicus*). *Veterinary World*, 8(14), 502-507. [DOI:10.14202/vetworld.2015.502-507] [PMID]
- Laouadi, M., Tennah, S., Moula, N., Antoine-Moussiaux, N., & Kafdi, N. (2020). Morphological characterization of indigenous goats in the region of Laghouat in Algeria. *Archivos de Zootecnia*, 69(1267), 272-279. [DOI:10.21071/az.v69i267.5345]
- Martinez, M. F., Bosch, P., & Bosh, R. A. (1998). Determination of early pregnancy and embryonic growth goats by transrectal ultrasound scanning. *Theriogenology*, 49(8), 1555-1565. [DOI:10.1016/S0093-691X(98)00101-0] [PMID]
- Mohammadpour, A. A. (2007). Comparative histomorphological study of ovary and ovarian follicles in Iranian Lori-Bakhtiari Sheep and Native goat. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, 10(14), 673-675. [DOI:10.3923/pjbs.2007.673.675] [PMID]
- Nayik, G., Jagdale, Y., Gaikwad, S., Devkatte, A., Dar, A., & Dezmirean, D et al. (2021). Recent insights into processing approaches and potential health benefits of goat milk and its products: a review. *Frontiers in Nutrition*, 8(789117), 1-16. [DOI:10.3389/fnut.2021.789117] [PMID]
- Ouchene Khelif, N.A., Ouchene, N., & Lafri, M. (2021). Characterization and typology of goat production systems in Algeria based on producers survey. *Bulletin of the National Research Centre*, 45(122), 1-11. [DOI:10.1186/s42269-020-00480-z]

- Pagamici, C., & Stephan, R. (2022). Pregnancy in Slaughtered Lambs and Sheep-A Cross-Sectional Study in Three Abattoirs in Switzerland. *Animals*, 12(1328), 1-9. [DOI:10.3390/ani12101328] [PMID]
- Reazul, I. M., Khaton, R., Hemayatul, I. M., Niyamat, U, M., Akter Nishi, S., & Sarder, J. U. (2018). Biometry of ovary in different ruminant animals. *Bangladesh Livestock Journal*, 1, 44-48.
- Rhind, S. M., McMillen, S., McKelvey, W. A., Rodriguez Herrejon, F., & Mcneilly, A. (1989). Effect of the Body Condition of Ewes on the Secretion of LH and FSH and the Pituitary Response to Gonadotrophin-Releasing Hormone. *Journal of Endocrinology*, 120(13), 497-502. [DOI:10.1677/joe.0.1200497] [PMID]
- Sahu, S., Das, R., Sathapathy, S., Mishra, U., & Dash, S. (2017). Gross, histological, and histochemical studies on the ovary and oviduct of Kendrapada sheep (*Ovis aries*) at different age groups. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 5(16), 2319-2324.
- Shah, M. A., Shah, I. A., Chhibber, S., Pande, N., Sharma, U., & Malik, M. A. (2015). Biometrical Changes in Reproductive Organs of Bakharwal Goats with Age. *Journal of Animal Research*, 5(11), 81-83. [DOI:10.5958/2277-940X.2015.00013.3]
- Shalini, S., Sarma, K., & Tagger, R. K. (2013). Biometry of the Internal Female Genital Organs of Different Age Groups of Bakerwali Goat (Kaghani Goat). *Indian Journal of Veterinary Anatomy*, 25(11), 41-42.
- Sivachelvan, M.N., Ghali Ali, M., & Chibuzo, G.A. (1996). Foetal age estimation in sheep and goats. *Small Ruminant Research*, 19, 69-76. [DOI:10.1016/0921-4488(95)00709-1]
- Smith, M., & Saunders, W. (1986). Caprine reproduction. *Theriogenology*, 577-579.
- Swai, E., Hayghaimo, A., Hassan, A., & Mhina, B. (2015). The slaughter of increased numbers of pregnant cows in Tanga abattoir, Tanzania: A cause for concern?. *Onderstepoort Journal of Veterinary Research*, 82(11), 1-5. [DOI:10.4102/ojvr.v82i1.947] [PMID]
- Tefiel, H., Nezh, A., Chahbar, M., Benyarou, M., Fantaz, I. K., & Yilmaz, O., et al. (2018). Genetic characterization of four Algerian goat breeds assessed by microsatellite markers. *Small Ruminants Research*, 160(1), 65-71. [DOI:10.1016/j.smallrumres.2018.01.021]
- Uddin, A.B.M. J., Akter, T., Siddiqui, T.M. S., Nooruzzaman, M., Khan, M.A.H.N. A., & Hossain, M. M. (2021). Biometry and histomorphometry of female reproductive system of Black Bengal goats of Bangladesh. *Bangladesh Journal Veterinary Medicine*, 19(11), 21-30. [DOI:10.33109/bjvmj21fam1]
- Wodajo, H., Gameda, B., Kinati, W., Mulem, A., van Eerdewijk, A., & Wieland, B. (2020). Contribution of small ruminants to food security for Ethiopian small holder farmers. *Small Ruminants Research*, 184(106064), 1-10. [DOI:10.1016/j.smallrumres.2020.106064]

This Page Intentionally Left Blank