*République Algérienne démocratique et populaire*

*Ministère de l'Enseignement Supérieur*

*et de la Recherche*

*École Nationale Supérieure*

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

المدرسة الوطنية العليا للبيطرة

*Scientifique Vétérinaire*

**ÉCOLE NATIONALE SUPÉRIEURE VÉTÉRINAIRE**

Projet de fin d'études

En vue de l'obtention du
**Diplôme de Docteur**
**en médecine Vétérinaire**

# ETUDE CYTOLOGIQUE DES UTERI DE JUMENT EN POST MORTEM AU NIVEAU DE L'ABATTOIR D'EL -HARRACH

**Présenté par :**

MANSOURI Innes

AGLI Imen Selsabil

**Soutenu le : 11 /07/2023**

**Devant le jury composé de**

| | | | | |
|---|---|---|---|---|
| **Président** | **GHAOUI.H** | **Maitre de conférences B** | **ENSV** | **Alger** |
| **Promotrice** | **AOUANE. N** | **Maitre de conférences B** | **ENSV** | **Alger** |
| **Examinatrice** | **LOUNES.N** | **Maitre de conférences A** | **ENSV** | **Alger** |

**Année universitaire : 2022 /2023**

# DECLARATION SUR L'HONNEUR

Je, soussignée **M^elle^ MANSOURI Innes**, déclare être pleinement consciente que le plagiat de documents ou d'une partie d'un document publiés sous toute forme de support, y compris l'internet, constitue une violation des droits d'auteur ainsi qu'une fraude caractérisée.

En conséquence, j'engage à citer toutes les sources que j'ai utilisées pour écrire ce mémoire de fin d'étude.

**Signature**

Je, soussignée **M^elle^ AGLI Imen Selsabile**, déclare être pleinement consciente que le plagiat de documents ou d'une partie d'un document publiés sous toute forme de support, y compris l'internet, constitue une violation des droits d'auteur ainsi qu'une fraude caractérisée.

En conséquence, j'engage à citer toutes les sources que j'ai utilisées pour écrire ce mémoire de fin d'étude.

**Signature**

# *Remerciements*

À notre promotrice **AOUANE.N** : Maitre de conférences B à l'Ecole Nationale Supérieure vétérinaire merci d'avoir accepté de nous encadré, on tenait à vous remercier chaleureusement pour votre formidable travail en tant que promotrice de notre projet. Votre engagement et votre professionnalisme ont été indispensables pour mener à bien cette mission. Grace à votre dévouement et votre persévérance, nous avons pu atteindre nos objectifs et réaliser notre projet avec succès.

A **Dr.GHAOUI.H** et **Dr.LOUNES.N** on tenait à vous exprimer toutes notre gratitude pour avoir accepté de faire partie du jury lors de notre soutenance de PFE. Votre présence et votre expertise ont été précieuse pour nous, et on apprécie infiniment le temps que vous avez consacré pour évaluer notre travail.

A Monsieur **KADOUR.D** on tenait à vous remercier et à exprimer nos gratitudes pour avoir généreusement ouvert les portes du laboratoire d'Anapath et nous avoir donné l'opportunité de réaliser nos expériences sous votre supervision attentive et rigoureuse. Nous avons apprécié votre disponibilité et votre patience à nous montrer chaque étape de notre travail. Encore une fois merci beaucoup pour votre soutien et guidance.

A Madame **ZOUAMBI** on vous remercie pour avoir pris le temps d'examiner nos idées et de vérifier nos résultats, malgré votre emploi du temps très chargé et vos occupations, votre soutien a été d'une valeur inestimable et nous a permis de progresser et de réaliser de manière approfondie nos résultats.

A Monsieur **SAADI.H,** Merci de nous avoir fourni le matériel nécessaire pour notre travail et pour votre gentillesse. Nous apprécions énormément votre soutien et votre générosité. Grâce à vous, nous avons pu mener à bien nos tâches. Votre gentillesse et votre disponibilité ont été d'une grande aide et ont contribué à créer un environnement de travail positif.

A Monsieur **DJAMEL** de l'abattoir, Merci beaucoup d'avoir accepté pour nous aider lorsqu'on a commencé notre étude pour la collecte de la matrice, c'est grâce à vous qu'on a peu récolté ce nombre de matrice. Votre gentillesses nous a beaucoup aidé et à contribuer dans notre travail

A Monsieur **BOUDJELABA.S**, nous tenons à vous remercier pour votre aide crucial concernant les analyses statistique qui nous ont aidés lors des résultats

# *Dédicaces*

Je dédie ce projet pour :

A Chère **maman**, je ne pourrai jamais te remercier suffisamment d'avoir été toujours à mes côtés, me soutenir et m'encourager à avancer dans ma vie. Je voulais prendre un moment pour te dire à quel point tu comptes pour moi. Tu as été une source constante de soutien et de réconfort tout au long de ma vie, et je suis si reconnaissante pour tout ce que tu as fait pour moi. Tu as sacrifié tant de choses pour m'élever et me donner les meilleures chances dans la vie, et je ne pourrais jamais te remercier assez pour cela. Tu es un modèle de force, de courage et de détermination pour moi, et je suis fière d'être ton enfant. Je veux que tu saches que je t'aime de tout mon cœur et que je serais toujours là pour toi, peu importe ce qui arrive. Merci d'être la meilleure maman au monde.

A **ma chère sœur sérine**, À travers les hauts et les bas, les rires et les larmes, tu as été ma complice, ma confidente et ma meilleure amie. Ta présence dans ma vie a été un cadeau précieux et je suis reconnaissante d'avoir une sœur aussi spéciale. Merci d'avoir toujours été là pour moi, de m'avoir soutenue et encouragée dans mes choix. Que notre lien indéfectible continue à se renforcer et que notre amour fraternel dure pour toujours. Cette dédicace est une expression de mon amour et de ma gratitude éternels envers toi, ma chère sœur.

A **ma famille**, **SAOUTHI Hassen** & **mes frères** qui ont toujours été là pour moi, qui ont partagé les joies et les peines. Votre soutien inconditionnel et votre amour ont été une source de force et d'inspiration pour moi.

A Ma **binôme Ines,** Je tenais à te dire à quel point je suis reconnaissante de t'avoir comme binôme. Tu es une collègue incroyablement compétente, travailleuse et dévouée. Notre collaboration a été très productive et fructueuse jusqu'à présent. Je suis reconnaissante pour notre amitié et j'apprécie vraiment le temps que nous avons passé ensemble à travailler et à échanger des idées.

A mes copines **JAS, Kenza**, **SARA & Ines**. À travers les rires, les pleurs, les aventures et les moments partagés, vous êtes devenues bien plus que de simples amies, vous êtes devenues ma famille. Votre soutien inconditionnel, votre bienveillante et votre présence réconfortante ont enrichi ma vie de manière indescriptible. Je suis reconnaissante d'avoir des amies aussi merveilleuses, qui m'acceptent telle que je suis et qui me poussent à être la meilleure version de moi-même. Merci d'être là. Que notre amitié continue à grandir et à s'épanouir, créant ainsi des souvenirs inoubliables.

A Ma chère **ROMAISA** et mes collègues **ABDESSALEM & RAFIK** Nous avons été réunis par notre promotrice, mais vous étiez toujours là pour m'aider, m'écouter et même travailler avec moi. Ensemble, nous avons partagé de nombreux souvenirs, certains drôles, d'autres stressants et fatigants. Je vous souhaite à toutes beaucoup de succès et de bonheur dans vos vies.

A mes amies de l'école **ILYAS**, **SABRINE**, **BADREDDINE** & **LINA,** Vous êtes les personnes qui ont rendu mon parcours scolaire si spécial et mémorable. À travers les rires partagés, les moments

d'étude et les défis surmontés ensemble, vous avez été mes compagnons de route. Votre soutien, votre amitié et votre présence ont fait de chaque journée d'école une expérience enrichissante. Merci d'avoir été là pour moi, de m'avoir encouragé et créé des souvenirs inoubliables. Que notre amitié perdure au-delà de l'école et continue à grandir au fil du temps.

A ma collègue aimable **SOUMIA**, J'ai appris tellement de choses grâce à toi. Tu étais bien plus qu'une collègue ou une simple amie, tu es ma grande sœur. Je n'oublierai jamais tes conseils, ton soutien et tes leçons de morale. Sache que je serai toujours à tes côtés, comme tu l'as été pour moi. Notre lien est spécial et précieux, et je suis reconnaissante de t'avoir dans ma vie.

À ma famille**,** Mes tante **NADIA et SIHAM, mes cousines MALAK, DOUNIA** et **CHERIFA** et mon cousin **NADJIB** Merci d'être venue me soutenir et m'encourager lors de cette journée si spéciale. Vous êtes toujours à mes côtés et je suis vraiment reconnaissante de votre présence constante. Votre soutien inconditionnel et votre encouragement ont rendu cette journée encore plus significative pour moi. Je sais que je peux toujours compter sur vous et cela signifie énormément pour moi.

À mon ami **KAMEL**, je tiens à te remercier d'avoir toujours été là pour moi. Tu m'as soutenu, encouragé et guidé, et surtout, tu as cru en moi, même dans mes pires jours. Ta présence et ton soutien inconditionnel ont été d'une valeur inestimable. Je suis reconnaissante d'avoir quelqu'un comme toi à mes côtés, prête à m'écouter et à me soutenir. Tu as été une épaule sur laquelle je pouvais m'appuyer.

A **AGLI EL-ARBI** mon grand-père décédé, tu resteras à jamais dans mon cœur et dans mes souvenirs. Ton influence positive, Ton amour inconditionnel et Ta sagesse continuent de guider ma vie. Je suis reconnaissante d'avoir eu l'opportunité de te connaître et de partager des moments précieux avec toi. Ton absence est profondément ressentie mais je garde en moi tes valeurs et tes enseignements. Je te rends hommage à ta mémoire et je te porte toujours dans mes pensées.

A mon père **AGLI CHAWKI**, que j'ai eu peu de chance de connaître, je te dédie cette mémoire. C'est triste que tu ne sois pas là pour me voir avancer dans ma vie, terminer mes études et devenir une femme. Mais je ferai tout ce qui est en mon pouvoir pour que tu sois fier de moi. Je garderai toujours tes souvenirs dans mon cœur et je me forcerais de réaliser mes rêves en ton honneur. Même si tu n'es pas physiquement présent, ton amour et ton influence continuera de me guider.

# *Dédicaces*

Je dédie mon travail a :

**A Mes très cher Parent**, merci pour votre amour et soutiens inconditionnels qui ont été la fondation de mon parcours académiques, vous étiez présent à chaque étapes en m'indufflant la confiance et la détermination.

**A Ma très cher Mère**, je te dédie ce travail à toi car tu étais toujours là tu as cru en moi et tu ma mise alaise pour avancer dans ma vie professionnelle. Tu es ma mère, ma confidente, ma sœur , tes conseil avisés, ton réconfort et ta force était ma source d'inspiration, tu étais mon roc, me guidant avec sagesse et me rappelant l'importance du travail acharné, tu es un modèle à prendre tu m'as toujours laisser bien profiter tous en bossant et pour cela j'aimerais te remercier milles fois .Aujourd'hui en terminant mes année d'étude j' aimerais te remercier du fond du cœur pour ta patience avec moi et ma gratitude éternelles pour tous ce que tu as fait pour moi , ce mémoire est le fruit de notre lien. Je t'aime Maman.

**A Mon très cher Père**, je te remercie pour ton effort unique et ton soutien morale tu étais la personne qui m'a fourni tous l'élément essentiel pour réussir ce mémoire, je n'oublierais jamais ton aide lors de la récolte à 5h du mat et de m'avoir fourni tous juste pour avancer dans mes résultats alors je le dédie pour toi le seul et unique. Tu étais toujours présent dans tous les moments les bas come les haut et te rendre fier de moi était primordiale. Je t'aime Papa

A **Ma tante Dalil**a , ma deuxième maman si je t'écrit aujourd'hui c'est pour te remercier pour tous les effort et les aident que tu m'a fourni tous au long de mon parcours universitaire tu étais là depuis le début tous en m'encourageant pour avancer et me sur dépasser . Je dédie ce mémoire à toi comme symbole de réussite et de fierté.

A Ma **Binômes,** je t'écris en ce jour-là ou on terminer notre mémoire pour te dédié ces mot de gratitudes, nous avons accomplis cette mission tous les deux sans failli et avec un soutien mutuel. Ta présence à mes côtés a été d'une valeur sûre, nos échanges et nos discussions étaient toujours dans le partage et la bonne humeur, je suis reconnaissante d'avoir pu compter sur toi et de ton dévouement, on était une équipe solide avec esprit de groupe. Merci pour ton engagement et ta confiance.

A **Ma famil**le, **Oncles** et **Tante**, je tenais à vous remercier d'être toujours si présent dans ma vie et de m'avoir cru en moi et d'être si fière de moi ; j'espère être a la hauteur de vos attente et que ce mémoire sera la clé de toute nos réussite en semble.

A toute Mes cousine **Zina**, **Cylia**, **Latifa**, **Narimene** , **Nesrine** , en ce moment de célébration je viens vers vous pour vous dédie ces quelque mots remplis de gratitude et d'affection, grâce à notre lieu si fort ar votre aide au fils des années tous les souvenir partagé je suis très reconnaissante par sa et que notre lien familiale continue à s'épanouir.

A Ma **Meilleur amie Sarah** , merci d'être toujours présente , au fils de ces années passer j'ai constaté que notre amitié était très forte et très solide ,je dédie ce travail à toi ma complice et ma confidente tu as été toujours là pour moi tu as était présente dans chaque étapes de finalisation de ce projet . Les souvenir que nous avons créés sont inestimables, je te souhaite tous le bonheur.

A Mes Amies **Sar**a**, Kenza**,**Selsabil** et **Yasmine**, à travers ses année passées ensemble , nos rire et nos souvenir , j'ai constat que vous étiez bien plus que de simple amies, votre présence et bienveillance m'ont permis de traverser tous les moment difficile avec force et célébrer la victoire et joie avec vous . Je vous remercie pour votre présence et que toute la bonne chose se réalisera pour vous.

A **Mes Amie**, **Lydi**a, **Nesrine** , vous étiez présent dès le début , nous avons subi la même pression mais on a su ensemble la gérer , je tiens à vous remercier de tous mon cœur pour votre présence dans ma vie et pour votre aide , Sacher qu'une amitié comme ça est le fruit de beaucoup d'année d'encouragement et de fierté

**A Romaissa** , **Abdessalam** et **Rafik** , ce parcours nous l'avons passer ensemble les bon moment comme les pire , votre soutiens était d'un aide indescriptible , avec vous j'ai su savoir c'est quoi travailler en groupe , je vous souhaite plein de bonheur et de réussite dans votre vie.

A **mes A**mi de l'école ma binôme de groupe **Aicha**, nous avons passé 5 ans d'étude ensemble, votre présence ma accompagné dans tous mon parcours et ma aider pour surmonter beaucoup d'obstacle. Je tiens à vous remercier un par un.

A Mon **très Cher Oncle**, qui nous a quitté, ce travaille je le dédie pour toi, toi qui était la personne si présent pour moi tu m'a encourager lors de mes premier pas dans ce domaine. Jesper que tu es fier de moi de là ou tu es. Ce travail s'est accomplie grâce à tous tes conseil que tu me lai donné au paravent.

# Liste d'illustration

Figure 1: Vue dorsale de l'appareil reproducteur de la jument (Brinsko et al. 2011) .....2
Figure 2:Photographie d'un oviducte de jument .....3
Figure 3: Photographie d'un utérus (vue ventrale) de jument et des organes adjacents *(Clayton et al.,2005)* .....5
Figure 4: Conformation normal de la région vulvo-perineale(Blachard et al,2005) .....6
Figure 5: Clitoris et Fosse clitoridienne (Blachard et al.,2005) .....6
Figure 6: Schéma de la régulation hormonale et de l'évolution des organites ovariens (Follicule et corps jaune) au cours du cycle œstrale(KainerRA, Wiley- Blackwell ; 2011).....15
Figure 7: Schéma des interactions hormonales(KainerRA, Wiley-Blackwell ;2011) .....18
Figure 8: Cellules épithéliales (RAL ×400) *(Betsch, 2004)*.....19
Figure 9 : Cellule glandulaire isolée (Anonyme 1).....19
Figure 10 : Cellule stromale (Anonyme 1) .....20
Figure 11 : Deux macrophages (en haut à droite) et un seul (en bas au centre) coloré avec Diff-Quik à 1003.....20
Figure 12: Une infiltration stromale principalement de lymphocytes (cercle) mélangés à quelques neutrophiles (flèches fines). On observe également un nombre modéré de sidérocytes (têtes de flèche noires) indiquant une hémorragie antérieure, ainsi que quelques éos.....21
Figure 13: Observation cytologique au microscope optique de cellules néoplasiques à noyau en "grain de café" (flèches rouges), aspiration à l'aiguille fine d'une métastase de GCT (Harbhajanka et al. 2016) .....21
Figure 14: Cellules plasmocytes représenter au milieu ( flèche noir)(Anonyme 2).....22
Figure 15: Granulocytes neutrophiles sur une cytologie endométriale chez la jument. (Grossissement × 1000 ; Betsch, 2004b) .....23
Figure 16: un macrophage (flèche rose), un lymphocyte (flèche verte) et un polynucléaire dégénéré (flèche noire) au sein des cellules épithéliales lysées (x400) D'après (BETCH, (2004) .....23
Figure 17: Endomètre de jument souffrant de changements dégénératifs et d'inflammation chronique sévère (McCue, 2008).....25
Figure 18 : Images du matériel utilisé dans la technique de cytobrosse.....29
Figure 19 : (A) Le spéculum d'acier, le manchon sanitaire, le tube de lavage utérin jetable et la poche de liquide pour la technique de lavage à double garde et à faible volume. (B) Équipement de lavage à double garde prêt à l'emploi. (Christoffersen, al, 2015).....30
Figure 20: Carte de localisation de l'abattoir d'EL-HARRACH(Photo personnelle, 2023) .....31
Figure 21 : Matrice de jument ( Photo personnelle, 2023) .....32

Figure 22: Prélèvement par cytobrosse (Photo personnelle, 2023) .....33
Figure 23 : Réalisation de frottis par la Cytobrosse(Photo personnelle , 2023) .....34
Figure 24 : A (Fixation par le methanol), B(coloration May-Grünwald ),C(Coloration Giemsa), D(colorant MG) ( Photo personnelle, 2023) .....35
Figure 25: Montage en résine( Photo personnelle, 2023) .....36
Figure 26: Les types de cellules observer sont : A( Cellules Epithéliales), B(Cellules glandulaires ) ,C(Cellules Polynucléaires), D( Cellules Plasmocytes), E( Cellules Néoplasiques), F(Cellules Palissadique ) . .....37
Figure 27: : Matrice de jument numéro 1 et 9 (Photo personnelle, 2023)……..38
Figure 28: (A) matrice de jument 2 et (B) ovaire hémorragique ( Photo personnelle, 2023).....39
Figure 29: matrice numéro 3 et 5 et 10 (Photo personnelle, 2023).....39
Figure 30 : matrice numéro 2 et 4 et 8 et 11 (Photo personnelle,2023).....40
Figure 31: (A) l'ovaire gauche (B) incision de l'ovaire (Photo personnelle, 2023)

Figure 32: Digramme qui montre l'analyse comparative des échantillons de cellules épithéliales prélevé par écouvillon et cytobrosse.....51
Figure 33 : Digramme qui montre l'analyse comparative des échantillons de cellules polynucléaires neutrophiles prélevé par écouvillon et cytobrosse .....51
Figure 34 : Evaluation de la méthode de prélèvement par cytobrosse et écouvillon pour la détection des cellules lymphocyte .....52
Figure 35: Analyse des échantillons de cellules plasmocytes prélevées par Ecouvillon et cytobrosse .....53
Figure 36: Diagramme qui montre l'analyse comparative des échantillons de palissadique prélevé par Écouvillon et Cytobrosse .....54
Figure 37: Evaluation de la méthode de prélèvement par écouvillon et cytobrosse pour la détection des néoplasies……55
Figure 38: Digramme qui montre l'analyse comparative de résultat globale prélevé par écouvillons et cytobrosse……...56

# Liste des tableaux

Tableau 1: Differents types des cellules presentent sur la lame 1 par methode d'ecouvillonage ..... **Error! Bookmark not defined.**
Tableau 2 : Differents types des cellules presentent sur la lame 2 par methode d'ecouvillonage....41
Tableau 3 : Differents types des cellules presentent sur la lame 3 par methode d'ecouvillonage....42
Tableau 4 : Differents types des cellules presentent sur la lame 3 par methode de cytobrosse.....43
Tableau 5 : Differents types des cellules presentent sur la lame 4 par methode d'ecouvillonage....43
Tableau 6 Differents types des cellules presentent sur la lame 4 par methode de cytobrosse.....44
Tableau 7 : Differents types des cellules presentent sur la lame 5 par methode d'ecouvillonage....44
Tableau 8 : Differents types des cellules presentent sur la lame 5 par methode de cytobrosse.....44
Tableau 9 : Differents types des cellules presentent sur la lame 6 par methode d'ecouvillonage....45
Tableau 10 : Differents types des cellules presentent sur la lame 6 par methode de cytobrosse.....46
Tableau 11 : Differents types des cellules presentent sur la lame 8 par methode d'ecouvillonage..46
Tableau 12 : Differents types des cellules presentent sur la lame 8 par methode de cytobrosse.....46
Tableau 13 : Differents types des cellules presentent sur la lame 9 par methode d'ecouvillonage..47
Tableau 14 : Differents types des cellules presentent sur la lame 9 par methode de cytobrosse.....48
Tableau 15 : Differents types des cellules presentent sur la lame 10 par methode d'ecouvillonage 49
Tableau 16 : Differents types des cellules presentent sur la lame 10 par methode de cytobrosse....49
Tableau 17 : Differents types des cellules presentent sur la lame 11 par methode d'ecouvillonage 50

# Table des matières

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

I. CHAPITRE I : RAPPELS ANATOMIQUE DE L'APPAREIL GENITAL DE LA JUMENT .2

I.1 Rappel anatomique de l'appareil génital .....2

I.1.1 La portion glandulaire : les ovaires .....2

I.2 Tractus génital .....3

I.2.1 L'oviducte : .....3

I.2.2 L'utérus : .....3

I.2.3 Vestibule : .....5

I.2.4 Vulve : .....6

I.2.5 Le clitoris : .....6

I.2.6 Périnée : .....7

I.3 Moyens de fixité des organes reproducteurs de la jument : .....7

II. CHAPITRE II : LA PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION .....2

II.1 Durée du cycle : .....9

II.2 La saisonnalité du cycle .....9

II.3 LE CONTROL ENDOCRINIEN DU CYCLE OESTRAL .....10

II.3.1 Caractéristiques générales des hormones de la reproduction : .....10

II.4 Le cycle œstrale chez la jument .....15

II.4.1 Le prœstrus : .....16

II.4.2 L`œstrus : .....16

II.4.3 Le dioestrus : .....16

II.5 Les changements physiologiques du tractus génital au cours du cycle : .....16

II.6 Régulation hormonale du cycle œstral .....16

II.6.1 La phase folliculaire : .....17

II.6.2 La phase lutéale : .....18

III. CHAPITRE III : STRUCTURE CYTOLOGIQUE DE L'UTERUS .....9

III.1 Différents types de cellules :.....18
III.1.1 Les cellules Physiologique :.....18
III.1.2 Les cellules pathologiques :.....21
III.2 Les pathologies de la reproduction les plus fréquentes chez la jument.....24
III.2.1 Endométrite.....24
III.2.2 Métrite.....26
III.2.3 Pyomètre.....26
III.2.4 Kystes.....27
III.2.5 Lacunes lymphatiques.....27
III.2.6 Dilatation kystique des glandes.....27
III.2.7 Tumeur.....27
IV. CHAPITRE IV : METHODES DE DIAGNOSTIQUE CYTOLOGIQUE.....18
IV.1 Les méthodes de diagnostic :.....28
IV.1.1 Ecouvillonnage :.....28
IV.1.2 Cytobrosse :.....28
IV.1.3 Lavage utérin :.....29
IV.2 La bactériologie :.....30
I. Objectif :.....31
II. Matériels et Méthodes.....31
II.1 Localisation.....31
II.2 Collecte des matrices.....32
II.2.1 Etude macroscopique.....32
II.2.2 Etude Microscopique.....32
Résultats de l'étude.....30
II.3 ETUDES MACROSCOPIQUES DE MATRUCES :.....38
II.4 Etude microscopique :.....40
II.4.1 Description qualitative des populations cellulaires présentes sur les frottis :.....41
Résultats et Discussion..... **Error! Bookmark not defined.**

Conclusion .....48

# INTRODUCTION

La fertilité de la jument est un sujet très important pour les éleveurs équins pour la reproduction et la production de poulains en bonne santé. Et leurs infertilités causent un problème (Arnal., 2020) car elle peut causer des pertes économiques importantes en affectant leur capacité à produire un poulain par jument chaque année et réduire la période de poulinage-poulinage.

En situation normale, lorsqu'une contamination utérine se produit une réponse inflammatoire transitoire et physiologique se met en place, caractérisé par le recrutement de polynucléaire neutrophile pour la phagocytose. Cependant, chez certaine jument, un dysfonctionnement de cette réponse inflammatoire peut survenir, conduisant à une persistance de l'inflammation et donc au développement d'une endométrite. (Arnal., 2020) le contrôle de l'endométrite, que ce soit au niveau de l'élevage ou des individus, revêt une importance primordiale pour améliorer les performances de reproduction en élevage. Il est donc essentiel pour le vétérinaire praticien de maitriser l'ensemble des outils diagnostiques à sa disposition (Campistron., 2015).

Parmi les modalités disponibles pour diagnostiquer l'endométrite on compte l'examen clinique la palpation transrectale et l'échographie de l'appareil reproducteur l'examen au spéculum vaginal la culture utérine la cytologie et la biopsie endométriale et la cytologie (Leblanc, Jedusor et al ,2010) et ece-que ces méthodes de diagnostic peuvent-elles influencer les résultats d'analyses ?

La cytologie de l'endomètre est une méthode de diagnostic rapide fiable et économique pour détecter l'endométrite en identifiant la présence de cellules inflammatoires principalement les neutrophiles (Carte, 2005 ; Katila, 2016).L'étude envisagera à savoir si l'identification des cellules inflammatoires déterminera la cause de l'abattage voire les pathologies présentent ?

Pour obtenir des résultats cytologiques fiables, la technique de prélèvement doit être simple, pratique et permettre de recueillir un grand nombre de cellules bien préservées.

L'objectif de notre étude vise à évaluer les anomalies macroscopiques pour identifier les changements cytologiques et l'altération tissulaire qui peuvent entraîner l'infertilité chez la jument. Dans la partie bibliographique, nous abordons différents chapitres. Tout d'abord, on présente brièvement l'anatomie génitale de la jument ainsi sa physiologie sexuelle. Ensuite, nous examinons la structure cytologique de l'appareil génital de la jument, tant dans son état physiologique ou non physiologique, afin de faciliter le diagnostic des pathologies. Enfin, nous répertorions les différentes maladies liées à l'infertilité chez la jument. Dans la partie expérimentale de notre travail, nous détaillons la méthode de prélèvement utilisée, ainsi que les résultats obtenus pour but de déterminer l'efficacité des deux techniques utilisés. Nous classifions et distinguons les différentes lésions identifiées afin d'apporter une meilleure compréhension de leurs caractéristiques et de leurs implications pour l'infertilité chez la jument

# I.CHAPITRE I : RAPPELS ANATOMIQUE DE L'APPAREIL GENITAL DE LA JUMENT

## I.1 Rappel anatomique de l'appareil génital

Le système de reproduction de la jument comporte deux groupes d'organes : les organes intrinsèques au tractus génital et les organes régulateurs isolés physiquement. Ces organes produisent les gamètes, assurent la fécondation, et la nutrition de l'embryon pendant la gestation. (Brinsko et al.,2011; Samper., 2009). Le tractus génital de la jument est composé d'organes crâniaux et d'organes caudaux.

Les organes crâniaux sont : les deux ovaires, les deux oviductes, l'utérus, le col et le vagin. Ceux-ci ont une origine embryonnaire mésodermique, et s'attachent pour la plupart dans la cavité abdominale.

Les organes caudaux sont : le vestibule, la vulve et le périnée. Ces derniers ont, à l'inverse des organes crâniaux, une origine ectodermique et se situent dans la cavité pelvienne (Brinsko et al.,2011 ; Samper .,2009).

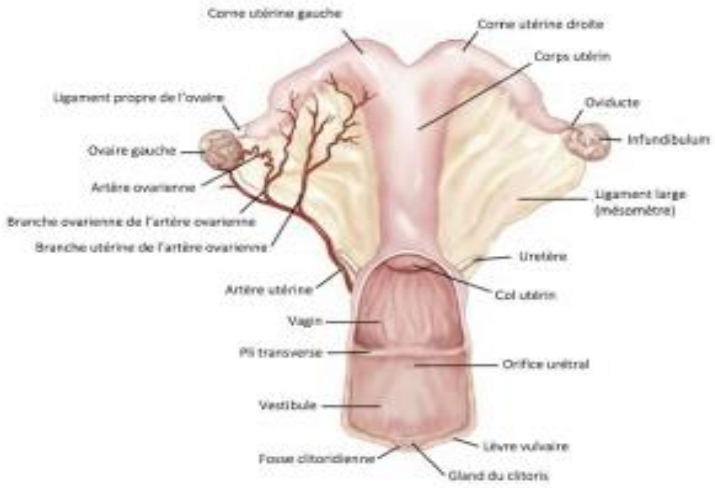



**Figure 1: Vue dorsale de l'appareil reproducteur de la jument (Brinsko et al. 2011)**

### I.1.1 La portion glandulaire : les ovaires

Les ovaires de la jument non gravide sont généralement situés dans la partie la plus haute de l'appareil génital. Ils sont entièrement suspendus dans la cavité abdominale et peuvent être déplacés passivement dans une certaine mesure. Les ovaires se trouvent généralement au niveau de la quatrième ou cinquième vertèbre lombaire et sont soutenus par le mésovarium, qui fait partie des ligaments larges. En règle générale, l'ovaire gauche est positionné plus bas que le droit. La taille des ovaires varie en fonction de la saison de l'année et de la phase du cycle œstral. Ils ont généralement

une forme de haricot et mesurent entre 70 et 80 mm de longueur et entre 40 et 60 mm de largeur. Chez la jument, les follicules sont également plus gros que chez d'autres espèces.

Chaque ovaire présente un pôle supérieur et un pôle inférieur, ainsi qu'une face latérale et une face médiale. La partie dorsale correspond à la zone d'attache des ligaments, tandis que la partie ventrale est libre. Les ovaires de la jument ont à la fois une fonction cytogène (production de gamètes, c'est-à-dire d'ovules) et une fonction endocrine (production d'hormones). (William,,2004 ; Blanchard et al., 2005 et Davies Morel.,2008).

## I.2 Tractus génital

### I.2.1 L'oviducte :

Les oviductes (salpinx, tube utérin ou trompes de Fallope) sont de longs conduits sinueux mesurant 20 à 30 cm de long lorsqu'ils sont totalement étirés. Il est divisé en trois parties : l'infundibulum (le pavillon en forme d'entonnoir est la partie la plus proche de l'ovaire), l'ampoule (la partie élargie un peu plus éloignée de l'ovaire) et l'isthme (la partie la plus étroite reliant l'ampoule à l'utérus) ( Blanchard, 2005)

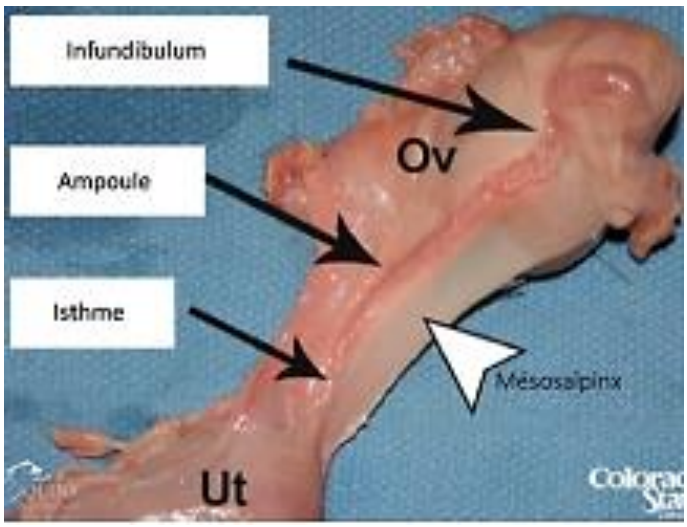



**Figure 2:Photographie d'un oviducte de jument**

**McCue., 2019)**

### I.2.2 L'utérus :

L'utérus est un organe musculaire creux composé d'un corps utérin et de deux cornes. Habituellement, sa forme ressemble à un « Y » ou à un « T ». L'organe est suspendu au ligament large dans la cavité pelvienne et abdominale. La partie à laquelle l'utérus est attaché est appelée le mésomètre. Chez la jument, le mésomètre s'attache directement à la face dorsale des cornes

utérines, tandis que chez la vache, il contourne les cornes latéralement et s'attache à la face ventrale. Par conséquent, la partie libre de l'utérus est ventrale par rapport au ligament large chez la jument et dorsale chez la vache. Le ligament large fixe le corps utérin et les cornes aux parois abdominale et pelvienne. (Blanchard.,2005 et Davis Morel.,2008)

Les cornes utérines : Elles sont entièrement situées dans la cavité abdominale. Ils sont généralement de forme symétrique ; cependant, ils ont tendance à perdre leur symétrie avec les gestations successives. Elles mesurent environ 25 cm de long et qui réduisent en diamètre de 4 à 6 cm jusqu'à 1 à 2 cm à l'approche des trompes de Fallope. (William, 2004)

Utérus est affecté par l'âge et la parité, les juments multipares plus âgées ont tendance à avoir un utérus plus grand. La vascularisation de l'utérus est assurée de chaque côté par trois artères et veines qui cheminent dans le ligament large : la branche utérine de l'artère vaginale et la veine correspondante, l'artère utérine et la veine correspondante et la branche utérine de l'artère ovarique et la veine correspondante. (Blanchard.,2005 ; Davis Morel., 2008)

- Le col utérin :

C'est une extension du corps utérin qui mesure 5 à 8 cm de long et 2 à 5 cm de diamètre (Samper 2009). Tout comme la portion crâniale du vagin, il est bordé par les culs- de-sac rectogénital et vésicogénital (Ley.,2014). C'est un organe dynamique composé de muscles lisses et de plis longitudinaux continus avec le corps utérin. L'ouverture du col se produit pendant l'œstrus pour la reproduction et la parturition, et reste fermé durant la gestation et le di œstrus pour éviter les infections. Contrairement au vagin, la muqueuse du col utérin sécrète du mucus fluide durant l'œstrus, et du mucus épais durant le diœstrus et la gestation, permettant l'occlusion du col (Samper.,2009; Brinsko et al.,2011).

Il est composé de 2 parties : le canal cervical et la fleur épanouie faisant protrusion dans le vagin. Le canal cervical s'ouvre dans la cavité du corps utérin par l'orifice interne et dans la cavité vaginale par l'orifice externe ou vaginal, au centre de la fleur épanouie (Barone.,2001; Budras et al.,2011).Toutes ces caractéristiques font du col utérin la 3ème barrière (après la vulve et l'anneau vestibulo-vaginal) protégeant l'utérus de l'entrée de germes extérieurs. C'est un organe essentiel qui est representé dans la figure 3 ci-dessous :

1 : Ovaire droit

2 : Oviducte

3 : Corne utérine droite

4 : Corps utérin

5 : Ligament large

6 : Ligament rond

7 : Infundibulum

8 : Col utérin

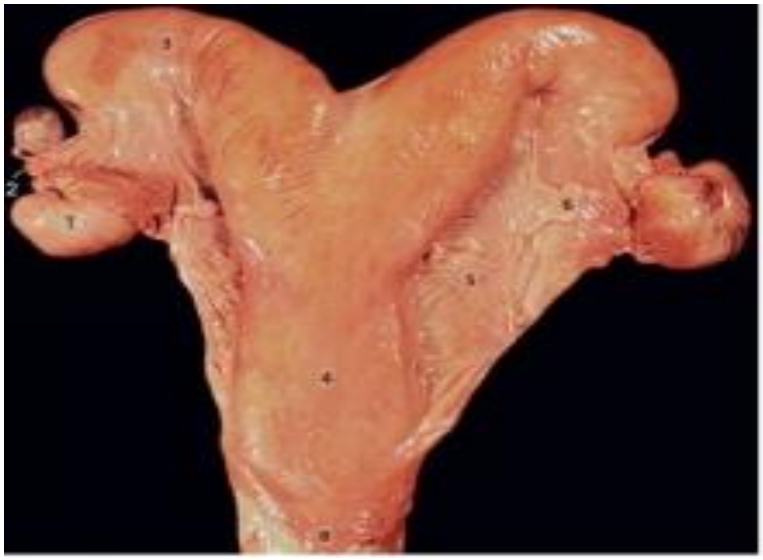


**Figure 3: Photographie d'un utérus (vue ventrale) de jument et des organes adjacents *(Clayton et al.,2005)***

### I.2.3 Vestibule :

Le vestibule est la portion tubulaire de la vulve, qui connecte les lèvres au vagin (Ley.,2014). Il s'étend sur 10 à 12 cm depuis le pli transverse recouvrant l'orifice urétral externe jusqu'à la vulve. Chez la jeune jument nullipare, ce pli transverse est complet et forme l'hymen, qui bouche l'entrée du vagin jusqu'à être déchiré manuellement ou par le pénis d'un étalon lors de la monte (Samper.,2009). Chez la plupart des juments non saillies, l'hymen disparait spontanément vers 3 ou 4 ans (Barone., 2001). Ce pli marque la ligne de convergence entre les parties crâniale et caudale du tractus génital. Les muscles constricteurs de la vulve et du vagin créent un anneau pour réduire l'entrée de germes extérieurs. Cet anneau ne fonctionne pas pour les juments avec un pneumovagin (Brinsko et al.,2011). Le plafond du vestibule est court tandis que le plancher est incliné ventro-dorsalement vers l'avant. (Ley., 2014). La muqueuse du vestibule est riche en glandes qui produisent du mucus, permettant de lubrifier le tractus génital postérieur (Brinsko et al.,2011).

**Figure 4: Conformation normal de la région vulvo-perineale(Blachard et al,2005)**

### I.2.4 Vulve :

La vulve est constituée de deux lèvres et du clitoris, et elle est commune à l'appareil urinaire et à l'appareil reproducteur (Samper 2009). La fente vulvaire est située caudalement à environ 5 à 7 cm de l'anus. Elle est entourée de ligaments et de muscles. Elle mesure en moyenne 12 à 15 cm et a des lèvres pointues dorsalement et arrondies ventralement (Brinsko et al.,2011). La vulve est verticale et se trouve principalement ventralement à l`ischium, soit 2/3 du plancher pelvien (Ley., 2014). Le muscle constricteur de la vulve régule l'ouverture de la vulve en s'étendant le long des deux lèvres vulvaires. En se resserrant, il protège le tractus génital contre les éléments pathogènes. (Samper 2009). La vulve est extensible pour la naissance (Brinsko et al., 2011). La jonction cutanéo-muqueuse sépare la muqueuse non glandulaire de la peau pigmentée riche en glandes. Les lèvres varient avec le cycle œstral (Samper., 2009).

### I.2.5 Le clitoris :

C’est l'équivalent féminin du pénis, situé au-dessus de la fente vulvaire. Chez la jument, il est plus visible en raison de sa glande clitoridienne développée. La glande est protégée par le prépuce clitoridien formé par les lèvres vulvaires (Budras et al., 2011). Le corps de 5 cm attaché à l'arcade ischiale par 2 piliers sort du gland grâce aux muscles pendant l'œstrus. La zone clitoridienne présente 3 sinus dorsaux et une grande fosse ventrale (Barone., 2001 ; Brinsko et al., 2011 et Samper., 2009).

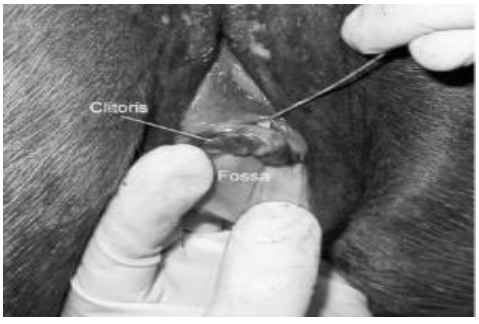



**Figure 5: Clitoris et Fosse clitoridienne (Blachard et al.,2005)**

### I.2.6 Périnée :

Il vat de la base de la queue à la commissure ventrale de la vulve, incluant l`anus, la vulve et la peau environnante (Samper., 2009). La conformation périnéale chez la jument est cruciale pour protéger l'entrée d'air dans le tractus génital. Une mauvaise orientation de l'anus par rapport à la vulve peut causer des problèmes de fermeture vulvaire et entraîner des pneumovagins. Le pneumovagin et l'urovagin sont deux facteurs qui impactent la fertilité de la jument. L'entrée d'air lors du pneumovagin transporte des bactéries qui peuvent causer des infections génitales. Une mauvaise conformation du périnée peut entraîner l'accumulation d'urine dans le vagin, provoquant une inflammation aigüe ou chronique de différentes parties de l'appareil génital et réduisant donc la fertilité (Davies Morel., 2008; Samper., 2009).

## I.3 Moyens de fixité des organes reproducteurs de la jument :

Le tractus génital crânial est attaché à la paroi abdominale par le ligament large, constitué de deux feuillets péritonéaux. Le ligament commence sous les vertèbres lombaires et se termine à la quatrième vertèbre sacrale. Il se fixe sur la partie dorsolatérale du tractus génital et est divisé en plusieurs parties selon l'organe qu'il soutient. :

- **Le mésometrium** qui constitue la majorité du ligament large et supporte les cornes et le corps utérins.
- **Le mésosalpinx** qui supporte l'oviducte.
- **Le mésovarium** qui supporte les ovaires (Samper.,2009).

En plus de son rôle d'attache, le ligament large a un rôle de support pour les vaisseaux sanguins et lymphatiques irriguant les organes reproducteurs (figure1), ainsi que les nerfs les innervant. La portion caudale du tractus génital est en région rétropéritonéale dans la cavité pelvienne. Elle est liée à son plafond par l'intermédiaire de fascias et de tissus conjonctifs lâches. (Samper., 2009)

# II. CHAPITRE II : LA PHYSIOLOGIE DE LA REPRODUCTION

La jument connaît une période d`anœstrus saisonnier, ce qui constitue un défi dans la gestion de sa reproduction, limitant le nombre de cycles disponibles pour la mise à la reproduction. Après une période d`anœstrus hivernal, la jument retrouve son activité sexuelle grâce à allongement de la durée d'exposition à la lumière du jour. C`est pendant cette période que la jument présente des comportements de chaleurs, ce qui constitue un signe d'appel pour les propriétaires. Chez la jument, le moment de l'ovulation est variable et se produit généralement environ 24 à 48 heures ou (en moyenne 36h) avant la fin de la période œstrale. Pour assurer une fertilité maximale, un suivi régulier est nécessaire afin de déterminer le moment optimal pour la mise à la reproduction de la jument. En fin d'été et au début de l'automne, la jument entre dans une période de transition automnale caractérisée par des cycles anormaux présentant des chaleurs courtes et des phases lutéales prolongées, pendant lequel les ovaires de la jument deviennent petits et fermes, avec des follicules de moins de 20 mm de diamètre (Ginther., 1992).

### II.1 Durée du cycle :

La durée de chaque cycle œstral est d'approximativement de 21 jours mais peut être assez variable (18j). Le cycle des ponettes semble être plus long (25 j) que celui des chevaux de selle (22,7 j). De façon générale, N`importe quelle variation de la durée du cycle est due à la variation de la durée du pro-œstrus, de l`œstrus et du métaœstrus, plus que la variation du diœstrus. Par exemple, un cycle de 21 jours, est dû à 15 jours de diœstrus et à 5 jours de pro-œstrus, œstrus et métaœstrus (Matthews et al.,1967 ; Allen., 1978 ; Ginther., 1992 ; Watson et al., 1994).

### II.2 La saisonnalité du cycle

La saisonnalité, c`est-à-dire l`alternance entre l'anœstrus (automne, hiver) et l'activité cyclique (printemps, été), est régulée par le système nerveux central. Pendant l'activité cyclique, la croissance des follicules conduit à l'ovulation et à la formation d'un corps jaune. La durée de la nuit est l'un des signaux les plus importants pour le cerveau, et cela est régulé par la sécrétion de mélatonine par l'épiphyse, également connue sous le nom de glande pinéale. Lorsque les jours sont courts, entraînant des nuits longues, la mélatonine est sécrétée en grande quantité, ce qui inhibe la sécrétion de GnRH (hormone de libération des gonadotrophines) par l'hypothalamus (Kainer., Blackwell ., 2011).

## II.3 LE CONTROL ENDOCRINIEN DU CYCLE OESTRAL

### II.3.1 Caractéristiques générales des hormones de la reproduction :

Les hormones de la reproduction peuvent être regroupées en 4 catégories (Tibary et Anoussi., 1994) :

- Les hormones peptidiques : GnRH, ocytocine, inhibine, relaxine, prolactine
- Les hormones glycoprotéiques : hormone lutéinisante (LH), hormone folliculostimulante (FSH)
- L'hormone chorionique gonadotrope équine (eCG)
- Les hormones stéroïdiennes : progestérones, œstrogènes, corticostéroïdes et Prostaglandine.

#### II.3.1.1 Les hormones peptidiques :

##### II.3.1.1.1 La GnRH :

La libération de la GnRH, ainsi que d`autres hormones de la reproduction, se produit à la fois de manière tonique et pulsatile. La sécrétion tonique est caractérisée par un niveau constant de sécrétion, tandis que la libération pulsatile se superpose à cette sécrétion tonique sous forme de séries de pulsations ou d'épisodes à des niveaux élevés (Davies-Morel.,2008). La GnRH libérée passe directement au système porte hypothalamo-hypophysaire, pour un effet direct sur l`antéhypophyse. Les 20% qui passent dans la circulation agissent au niveau du système nerveux central pour modifier le comportement. L'antéhypophyse produit les gonadotrophines (FSH et LH) dont la cible sont les ovaires (Alexander et Irvine., 1993 ; Irvine et Alexander., 1994). Pendant la saison de reproduction, la sécrétion est continue, avec présence d'un seuil basal et de pics surimposés toutes les 30 minutes chez l'étalon et toutes les 2 heures à toutes les 30 minutes chez la jument (Irvine et Alexander.,1993)

##### II.3.1.1.2 Prolactine :

La prolactine (PRL) est une hormone peptidique sécrétée par les cellules lutéotropes de la partie antérieure de l`hypophyse (adénohypophyse). Elle intervient notamment dans : la lactation (développement mammaire et induction de la lactation à la parturition), la reproduction (recrudescence des ovaires, la croissance, L'immunité, le comportement (une augmentation de la concentration entraine un comportement d`œstrus plus précoce) (Ginther.,1992). Elle semble jouer un rôle pendant la période de transition, en stimulant le nombre et/ou la sensibilité des récepteurs à la LH dans les follicules pré-ovulatoires (Tibary et Anoussi., 1994).

#### II.3.1.1.3 Inhibine et Activine :

Impliquées dans le développement du follicule préovulatoire et la suppression du développement des autres follicules, pour augmenter sa propre dominance et ses chances d'ovulation (Davies-Morel, 2008). L`inhibine agit par un rétrocontrôle négatif sur la production de FSH par modulation de la réponse de l`antéhypophyse à la GnRH dans le sens de la réduction de la sécrétion de FSH (Watson et al., 2002). Activine : avait un effet de rétrocontrôle positif sur la sécrétion de FSH (Piquette et al., 1990 ; Nett., 1993) (Davies-Morel., 2008)

#### II.3.1.1.4 L'Ocytocine :

Entre J14 et J17 après ovulation, le nombre de récepteurs utérins, à ocytocine, atteint un pic lui permettant de stimuler l`endomètre à produire la PGF2α (Starbuck et al., 1998 ; Stout et al., 2000). En présence d`un conceptus, la production de récepteurs à ocytocine est inhibée, ceci en prévention de l`action de l`ocytocine, pour que la libération de la PGF2α soit réduite significativement (Tetzke et al.,1987 ; Nett.,1993 ; Lamming et Mann.,1995 ; Hansen et al.,1999).

#### II.3.1.1.5 La Relaxine :

L'hormone est sécrétée par le corps jaune, l'utérus et le placenta. Elle intervient dans la croissance, la composition et la distension de l'utérus. Elle inhibe les contractions utérines. Elle est donc particulièrement impliquée lors de la gestation (Hafez et al., 2000).

### II.3.1.2 Les hormones glycoprotéiques

#### II.3.1.2.1 La FSH :

En association avec la LH, est l`une des deux principales hormones gonadotrophiques responsables du développement folliculaire chez la jument. Elle est libérée dans la circulation sanguine et présente une sécrétion biphasique qui soutient la théorie. Un développement folliculaire sur une période de 21 jours chez la jument, avec des niveaux élevés entre le jour 9 et le jour 12 du cycle ainsi qu'au moment de l'ovulation. Le pic le plus important se produit vers le jour 15, avec un niveau de 4 ng/ml, qui augmente ensuite à 9 ng/ml pendant l'œstrus (Fay et Douglass., 1987 ; 21 Alexander et Irvine., 1993 ; Bergfeldt et Ginther., 1993 ; Ginther et Bergfeldt., 1993 ; Irvine et Alexander., 1994).

Pendant la période de reproduction, certains follicules entrent dans une phase terminale de croissance, formant ce que l`on appelle communément une ‘‘vague folliculaire‘ ‘En l’espace de sept à huit jours, environ une dizaine de follicules émergent et atteignent un diamètre de 6mm. Seul le follicule dominant, ayant développé un plus grand nombre de récepteurs à la FSH et à la LH (hormone lutéinisante), continue de croître, en particulier sous l’effet de la sécrétion de LH qui augmente (Kainer, Blackwell.,2011).

#### II.3.1.2.2 La LH :

Au cours de l`œstrus, des sécrétions toniques et pulsatiles élèvent le taux de LH à son pic. Cependant, l`augmentation de la fréquence des pulses et de leurs amplitudes sont à l`origine du pic préovulatoire de LH, en même temps, le nombre de récepteurs à LH au niveau des cellules de la thèque augmente avec sa concentration. L`élévation du taux de LH, implique l`augmentation de la production des précurseurs d`androgènes, donnant lieu à une élévation de la production de la progestérone par les cellules de la thèque, qui sera convertie par les cellules de la granulosa en estradiol. Les taux de LH, commencent à s`élever de moins de 1 ng/ml avec une fréquence pulsatile de 1,4 pulse/24 h, plusieurs jours avant l`œstrus, puis atteignent un pic de 10 à 16 ng/ml juste après ovulation (Whitmore et al., 1973). Il a été suggéré que la LH est responsable de l`établissement du corps jaune, de la maturation folliculaire et ovulation, ce qui explique le pic post-ovulatoire.(Pattison et al., 1972 ; Evans et Irvine., 1979 ; Alexander et Irvine., 1982 ; Pantke et al., 1991 ; Irvine et Alexander., 1993; Aurich et al., 1994).

#### II.3.1.2.3 eCG (equine Chorionic Gonadotropin) :

Au-delà du 35ème jour et jusqu’à 90ème jour de gestation, les cellules trophoblastiques des cupules endométrials chez la jument sécrètent une hormone gonadotrope, l’eCG. Cette hormone serait responsable de la formation des corps jaunes secondaires et permettrait de soutenir l’activité des corps jaunes de gestation et le niveau de progestérone requis pour le maintien de la gestation chez la jument (Tibary et Anoussi., 1994). L’eCG n’a pas d’activité folliculo-stimulante chez la jument et ne peut donc pas être utilisée pour obtenir une stimulation artificielle de l’activité ovarienne (Tibary et Anoussi., 1994) ; ( Ginther., 1992).

### II.3.1.3 Les hormones stéroïdiennes

#### II.3.1.3.1 Les œstrogènes :

Les follicules produisent des œstrogènes qui sont responsables des changements de comportement chez la jument, ainsi que de sa réceptivité sexuelle et œstrale. L`œstrogène principal est l’œstradiol

17β, un stéroïde ovarien synthétisé à partir du cholestérol. Il est sécrété dans la circulation sanguine 24 à 48 heures avant l'ovulation, atteignant un pic de 10 à 15 pg/ml, puis redescendant à un niveau basal immédiatement après l'œstrus. (Tucker et al., 1991). L'arrêt de la sécrétion d'œstrogènes correspond au détachement des cellules de la granulosa et de la thèque, qui envahissent ensuite le liquide folliculaire après l'ovulation (Tucker et al., 1991).

Dans les conditions physiologiques, le col utérin se relâche en œstrus et repose sur le plancher vaginal ; au maximum de sa relaxation, soit 24 à 48 heures avant l`ovulation, le col des juments multipares s`écrase sur le plancher du vagin et son ouverture se présente comme une fente horizontale, ce qui permet le dépôt de sperme dans l`utérus. La sécrétion d`œstrogènes augmente l`irrigation sanguine du tractus génital, et l`hyperhémie est donc caractérisée par une coloration rose soutenue de toutes les surfaces visibles. Les modifications inflammatoires ou physiologiques du col et du vagin peuvent être évaluées par le degré d`hyperhémie ; mais cette évaluation doit être réalisée rapidement après la dilatation due au spéculum, car cela cause une rougeur artéfactuelle, rapidement lors du contact des tissus avec l`air. Ils interviennent aussi sur les différents organes servant à la reproduction par une maturation du tractus reproductif (Brinsko et al., 2010) :

Au niveau de la vulve et du vagin : ils favorisent l`humidification, la détente et le rougissement.

Au niveau du col utérin : ils favorisent l`ouverture du col, ils le rendent plus flasque, œdématié et contractile (Brinsko et al., 2010).

#### II.3.1.3.2 La Progestérone :

L`ovulation du follicule, donne lieu à un corps jaune, à partir du follicule laissé après émission de l`ovocyte. Le tissu lutéal, formant le corps lutéal, est issu des cellules de la thèque et de la granulosa, d'où la production de progestérone. Le taux de progestérone augmente 4 à 24 h après ovulation. Une concentration maximale de 10 ng/ml, est atteinte 5 à 6 jours après ovulation et maintenue jusqu'à J15 et J16 du cycle. Si la jument n'a pas conçu, le taux de progestérone chute 4 à 5 jours avant ovulation suivante à un taux basal durant l'œstrus (Davies- Morel., 2008). Cette hormone est responsable de l'inhibition des contractions utérines, de l'augmentation de la tonicité de l'utérus et de la fermeture du col utérin en vue d'une possible gestation. Si aucune fécondation n'a lieu, c'est-à-dire en l'absence d'un signal embryonnaire émis entre le 10ème et le 12ème jour de la phase lutéale, l'utérus sécrète de la prostaglandine PG2α qui lyse le corps jaune (Davies- Morel., 2008).

#### II.3.1.3.3 Le cortisol :

L'unité fœto-placentaire commence à sécréter des œstrogènes, des progestagènes et des androgènes dans la circulation maternelle à partir du 60e jour environ (Ginther., 1992).

### II.3.1.4 Les prostaglandines

#### II.3.1.4.1 La PGF2α :

Elle est responsable de la lutéolyse et de l'apparition d'un nouvel œstrus et puis l'ovulation. Il est difficile de la doser dans la circulation périphérique à cause de la brièveté de sa demi-vie et de sa sécrétion pulsatile. Il apparait que les taux de PGF2α s'élèvent entre J14 et J17 après ovulation, immédiatement avant que les taux de progestérone commencent à chuter. Chez les juments souffrant de corps jaune persistant, ou gestantes, cette élévation de PGF2α n'est pas observée. La PGF2α, secrétée par l'endomètre, atteint l'ovaire et provoque la lutéolyse via la circulation générale (Ginther et First, 1971). L'incapacité de l'utérus à sécréter de la PGF2α amène à une persistance du corps jaune. A l'inverse une synthèse prématurée de PGF2α peut aussi être rencontrée lors d'endométrite (Ginther et First., 1971).

### II.3.1.5 Neurotransmetteurs

L'inactivité ovarienne saisonnière est la conséquence de l'arrêt des sécrétions de GnRH induit par différents systèmes neuro-inhibiteurs (Ginther et First., 1971).

#### II.3.1.5.1 Les opioïdes :

Sont impliqués aussi dans la modulation de la sécrétion de LH pendant le cycle œstral. L'administration d'antagonistes des opioïdes endogènes (comme la naloxone) induit une augmentation immédiate de la sécrétion de LH. Des agonistes des opioïdes réduisent la sécrétion de LH et bloquent l'ovulation. L'inhibition par les opioïdes est accrue pendant la saison anovulatoire et le retour de la cyclicité pendant la saison de reproduction est associée à sa baisse de sécrétion (Ginther., 1992 ; Guillaume et al. 2000 ; Abecia et al., 2012).

#### II.3.1.5.2 Catécholamines :

Les données sur le rôle de la dopamine dans le contrôle de la sécrétion de gonadotrophines chez la jument sont controversées. Toutefois, les antagonistes de la dopamine précipitent le démarrage de l'activité ovarienne cyclique chez les juments en phase de transition, mais ce traitement est inefficace lors d'inactivité saisonnière profonde (Brinsko et al. 2010).

### II.3.1.5.3 Noradrénaline :

La noradrénaline semble inhiber la sécrétion pulsatile de LH en saison d'anoestrus. L'administration d'un antagoniste noradrénergique stimule la sécrétion de LH. La noradrénaline pourrait être impliquée dans le rétrocontrôle négatif exercé par l'oestradiol sur la sécrétion de LH (Nagy et al., 2000).

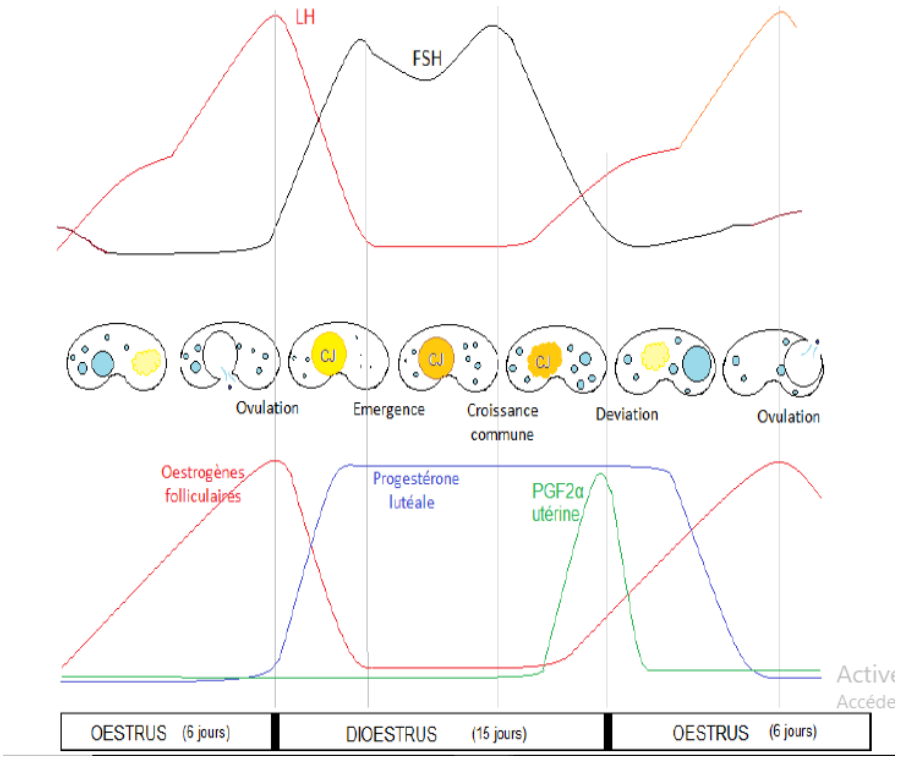



**Figure 6: Schéma de la régulation hormonale et de l'évolution des organites ovariens (Follicule et corps jaune) au cours du cycle œstrale(KainerRA, Wiley- Blackwell ; 2011)**

## II.4 Le cycle œstrale chez la jument

Les cycles oestriens de la jument commencent à la puberté (10 à 24 mois d'âge) ; qui peuvent être divisé en quatre phases distinctes (Vassaire., 1977) :

### II.4.1 Le prœstrus :

Dure en moyenne trois jours et correspond à la maturation folliculaire ; en cette période, la muqueuse utérine est congestionnée et œdémateuse, alors que la musculeuse augmente d`épaisseur et son activité contractile devient élevée, la muqueuse du vagin est en hyperhémie (Roberts, 1986).

### II.4.2 L`œstrus :

Sa durée est particulièrement variable chez la jument, une variabilité de 2 à 12 jours, avec une moyenne de 5 à 7 jours, a été rapportée par Daels et Hughes (1992). La période d`acceptation du mâle et ovulation ; les glandes utérines, cervicales et vaginales secrètent une grande quantité d`un mucus clair et filant, alors que le vagin et la vulve sont congestionnés et tuméfiés (Daels et Hughes., 1992).

### II.4.3 Le dioestrus :

Dure 14 à 17 jours en moyenne (Daels et Hughes., 1992) et correspond à la période d`activité du corps jaune la femelle refuse l`accouplement et le col utérin est fermé alors que les sécrétions vaginales deviennent épaisses et visqueuses ; la durée du dioestrus est beaucoup moins variable que celle de l`œstrus chez la jument (Ginther., 1978).

## II.5 Les changements physiologiques du tractus génital au cours du cycle :

Lorsque le cycle de la jument passe de l`œstrus au dioestrus en préparation de l'implantation de l'embryon, des changements se produisent dans l'utérus, entraînant une augmentation de l'épaisseur de la paroi utérine et de sa vascularisation. En l'absence de fécondation, la lutéolyse du corps jaune entraîne une diminution de l'épaisseur de la paroi utérine (Davies-Morel., 2008)

Pendant le dioestrus, le col de l'utérus est pâle, ferme, sec et bien fermé, formant une barrière à l'entrée de l'utérus. Pendant l'œstrus, en raison de l'augmentation des sécrétions endométriales, le col de l'utérus devient humide, de couleur rougeâtre et s'ouvre pour permettre l'entrée du pénis (Warszawsky et al. (Davies-Morel., 2008).

## II.6 Régulation hormonale du cycle œstral

Le déroulement régulier des cycles œstraux est dépendant du bon équilibre entre les hormones produites par la glande pinéale (épiphyse), l`hypothalamus, l`hypophyse, les ovaires et l`endomètre. La cyclicité est maintenue par les effets rétroactifs positifs et négatifs de ces hormones sur les différents niveaux de l`axe hypothalamo-hypophysaire (HH) (Blanchard et al., 2005). Au cours de cette régulation hormonale par les ovaires, deux phases sont distinguées :

### II.6.1 La phase folliculaire :

Cette phase est caractérisée par la croissance des follicules, associée la production d`œstrogènes ce qui provoque, par des mécanismes de rétrocontrôle positif, la décharge ovulante de LH. A noter cependant que la jument est une exception car elle ne présente pas un véritable pic de LH. (Monniaux et al. 2009). Une à deux vagues folliculaires majeures se développe par cycle chez la jument ; Chaque vague folliculaire est caractérisée par la séquence de trois évènements concernant les follicules : le recrutement, la sélection et la dominance. Une cohorte de petits follicules est recrutée à chaque vague et ces follicules entament leur croissance terminale. L`émergence de chaque vague folliculaire est associée dans le temps à une poussée de FSH. Lorsqu`un follicule atteint environ 13 mm chez la jument, ces follicules sont sélectionnés pour entrer dans une phase de dominance (Aurich., 2011).

**II.6.2 La phase lutéale :**

**II.6.3 Cette phase débute avec l`ovulation ainsi que la transformation des cellules de la granulosa et des cellules de la thèque interne en cellules lutéales formant le corps jaune. Celui-ci va alors sécréter de la progestérone, trois à quatre jours après sa formation. Cependant, chez la jument seules les cellules de la granulosa se transforment en cellules lutéales et non pas les cellules thécales (Niswender Et Nett., 1993). La durée de vie du corps jaune dépend de la sécrétion endogène de prostaglandine PGF2a par l`endomètre. La progestérone augmente après l`ovulation et atteint un maximum 8 jour après. La lutéolyse fonctionnelle est initiée par la sécrétion endométriale de PGF2alpha, soit environ à partir du jour 15 (Aurich., 2011)**

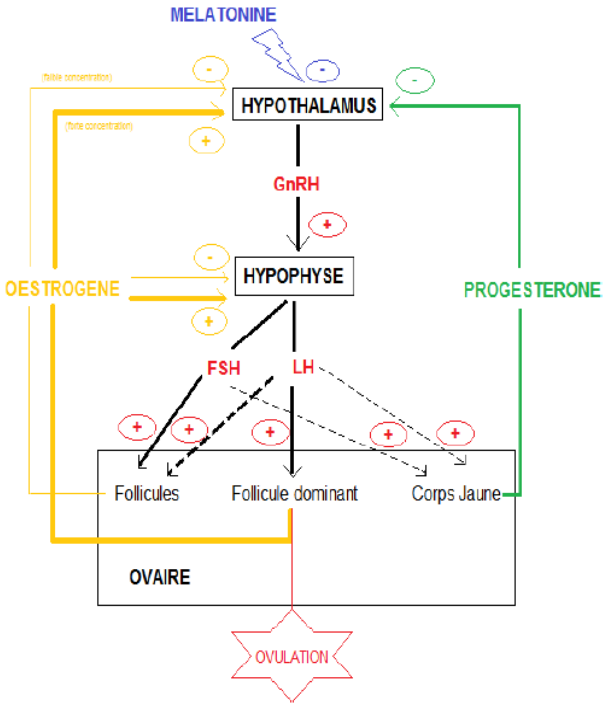



**Figure 7: Schéma des interactions hormonales(KainerRA, Wiley-Blackwell ;2011)**

# III. CHAPITRE III : STRUCTURE CYTOLOGIQUE DE L'UTERUS

La cytologie est l'étude des cellules présentes dans la lumières utérines et recueillies par diverses techniques. (Wingfield Digby et Richelle). La cytologie de l'endomètre est une technique rapide, fiable et rentable pour le diagnostic de l'endométrite (Carte, 2005 ; Katila., 2016). Pour des résultats cytologiques fiables, une technique de prélèvement doit être simple, pratique et permettre d'obtenir de nombreuses cellules bien conservées. L'échantillon doit également être représentatif d'une grande surface utérine et la procédure de prélèvement de l'échantillon ne doit pas avoir d'effets néfastes sur l'appareil reproducteur (Carte, 2005 ; Katila., 2016). Des instruments à double protection sont utilisés pour empêcher la contamination de l'échantillon par des neutrophiles et des bactéries normalement présentes dans le vestibule, le vagin et le col de l'utérus (Hinrichs et al., 1988 ; Aguilar et al., 2006). Chez les juments, des échantillons d'endomètre peuvent être prélevés à l'aide d'un coton-tige, d'une cytobrosse ou d'un lavage utérin à petit volume (Carte., 2005 ; Le Blanc et coll., 2007 ; Katila., 2016;). La méthode rapide de cytologie de l'endomètre (CE) a une fiabilité relativement élevée dans le diagnostic de l'inflammation de l'endomètre chez la jument, bien que des cas de faux négatifs soient à prévoir. Il est inestimable pour donner une évaluation immédiate de l'état de l'endomètre, basée sur la présence de cellules inflammatoires, principalement des neutrophiles. Pour des résultats cytologiques fiables, une technique de collecte qui donne de nombreuses cellules bien conservées représentatives d'une grande surface utérine sans causer de dommages à l'appareil reproducteur est nécessaire.

## III.1 Différents types de cellules :

### III.1.1 Les cellules Physiologique :

#### III.1.1.1 Cellules Épithéliales :

Cellules épithéliales endométriales appelée aussi cellule absorbante ou entérocyte sont des cellules cubiques ou cylindriques parfois ciliées avec un noyau basal rond, forme de fine barrière tissulaire composée d'une ou plusieurs couches de cellules similaires)

La cytologie endométriale normale comprend des cellules épithéliales simples et cylindriques d'apparence saine, souvent regroupées en amas, et peu ou pas de neutrophiles qui est représenté dans la figure 8 :

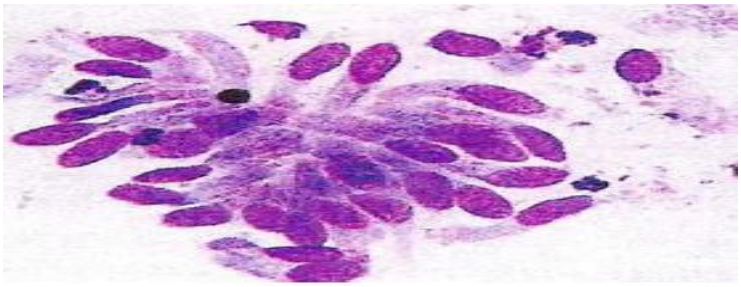


**Figure 8: Cellules épithéliales (RAL ×400)** ***(Betsch, 2004)***

### III.1.1.2 Cellule Glandulaire :

Les cellules cylindriques endocervicales sont des cellules normales qui tapissent **l'**épithélium endocervical et du canal cervical ( figure 9). C'est au niveau de ce tissu glandulaire qu'est fabriquée et secrétée la glaire cervicale (mucus cervical)

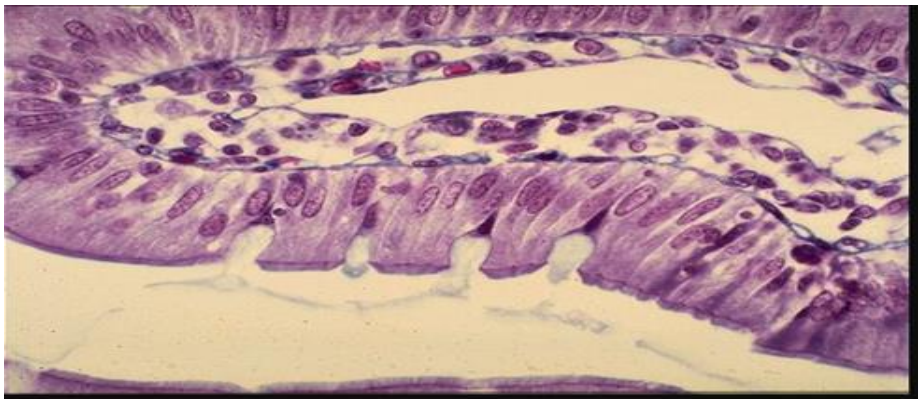


**Figure 9 : Cellule glandulaire isolée (lecannabiculteur, 2023)**

### III.1.1.3 Cellule Stromale :

Ce sont des cellules qui constituent la plus grande proportion de l'endomètre et contrôle la prolifération, le remodelage et la dégradation des tissus au cours du cycle œstral sous la régulation étroite des hormones œstrogènes et progestérone (figure 10) , ainsi que des cellules immunitaires locales et périphériques (Schwab, Gargett .,2007)

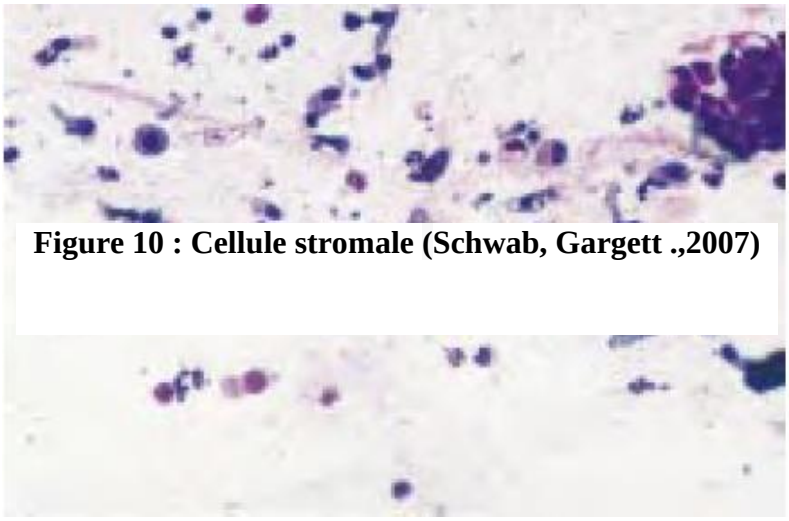


**Figure 10 : Cellule stromale (Schwab, Gargett .,2007)**

### III.1.1.4 Cellules Immunitaire :

Les cellules de la réponse immunitaire innée sont différentes des cellules du système immunitaire acquis. On retrouve les cellules macrophages, dendritiques, polynucléaires et les cellules Naturel killer pour l'immunité innée et pour l'immunité acquise les lymphocytes T et B (figure 11 ), qui participent à la défense contre les infections et régulent l'homéostasie immunitaire dans l'utérus (Schwab, Gargett .,2007).

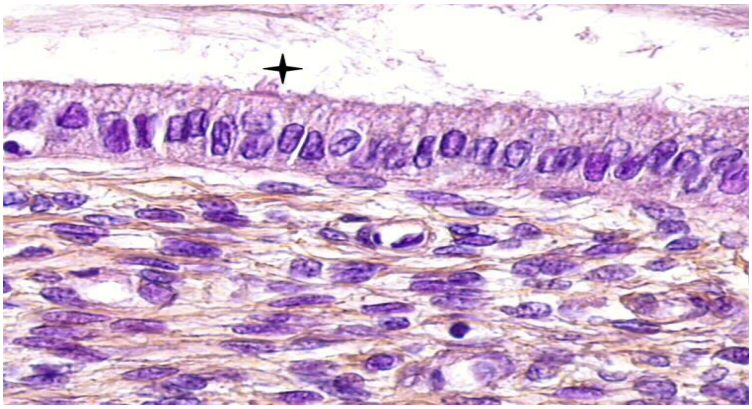


**Figure 11 : Deux macrophages (en haut à droite) et un seul (en bas au centre) coloré avec Diff-Quik à 1003 (Schwab, Gargett .,2007)**

.

### III.1.2 Les cellules pathologiques :

#### III.1.2.1 Cellules Inflammatoires :

Les neutrophiles sont les leucocytes prédominants pendant l'œstrus et commencent à augmenter après le retrait de la progestérone en phase sécrétoire tardive (figure 12) (Armstrong, Maybin, Murray A 2017).

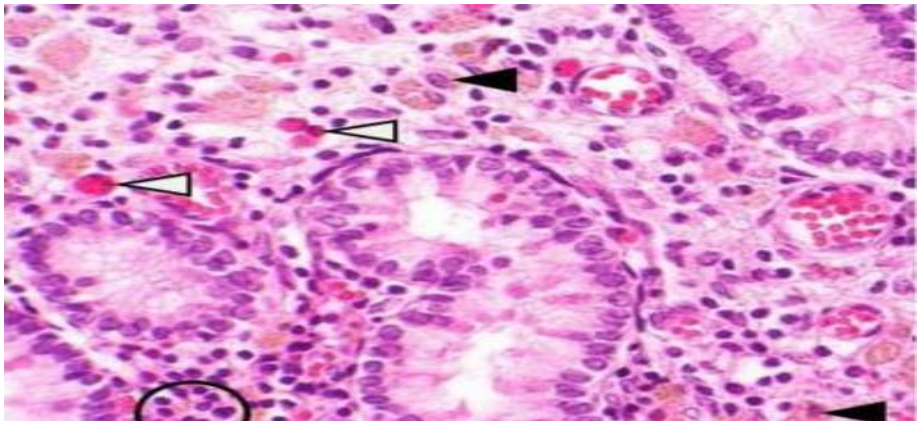


**Figure 12: Une infiltration stromale principalement de lymphocytes (cercle) mélangés à quelques neutrophiles (flèches fines). On observe également un nombre modéré de sidérocytes (têtes de flèche noires) indiquant une hémorragie antérieure, ainsi que quelques éosinophiles (Harbhajanka et al. 2016)**

#### III.1.2.2 Cellule Néoplasiques :

Tumeur constituée de cellules qui prolifèrent de façon excessive ( figure 13). Un néoplasme peut être cancéreux ou non. On parle aussi de néoplasie ou de néoformation.

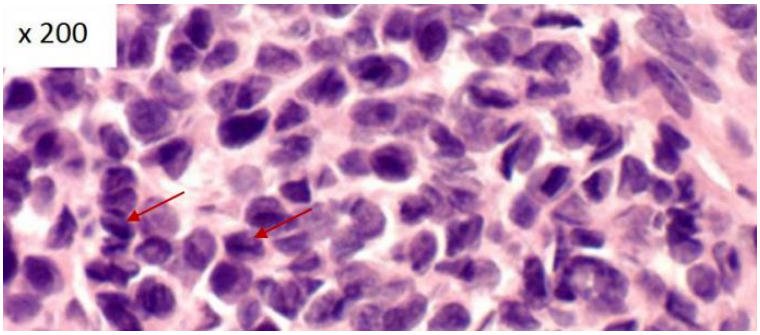



**Figure 13: Observation cytologique au microscope optique de cellules néoplasiques à noyau en "grain de café" (flèches rouges), aspiration à l'aiguille fine d'une métastase de GCT (Harbhajanka et al., 2016)**

### III.1.2.3 Cellule Plasmocytes :

Les plasmocytes représentent une population de lymphocytes B activés à un stade de différenciation terminale au cours duquel ils produisent des anticorps (Betsch., 2004). C'est une cellule oblongue, en forme d'huitre, arrondie a une extrémité et pointue de 15a 20um avec noyau est ovalaire (figure 14) (Anonyme 2).

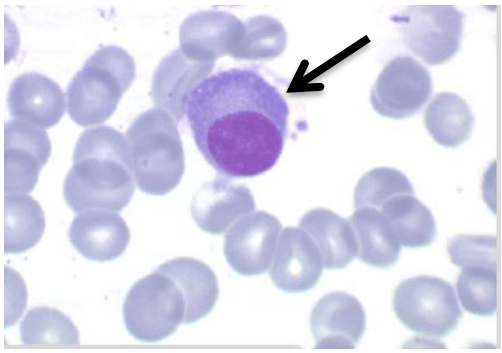


**Figure 14: Cellules plasmocytes représenter au milieu (flèche noir) (Anonyme 3)**

### III.1.2.4 Les polynucléaires neutrophiles :

Les principales cellules inflammatoires de l'endométrite sont les neutrophiles. Leurs noyaux sont multilobés, à l'exception des jeunes granulocytes encore dits « non segmentés » : chez ces derniers, les noyaux sont recourbés en forme de fer à cheval. Les granules cytoplasmiques sont petits (0,2 à 0,4 µm) et se colorent mal (Cordonnier et Fontaine., 2001). Les neutrophiles constituent la première ligne de défense locale et sont souvent impliqués dans les processus inflammatoires aigus (figure 15) . Ils démontrent la première étape de ce processus et peuvent apparaître physiologiquement après l'accouplement ou l'insémination, le poulinage ou la manipulation utérine. On les trouve dans des cellules épithéliales isolées ou environnantes (Brook., 1993 ; Betsch., 2004).

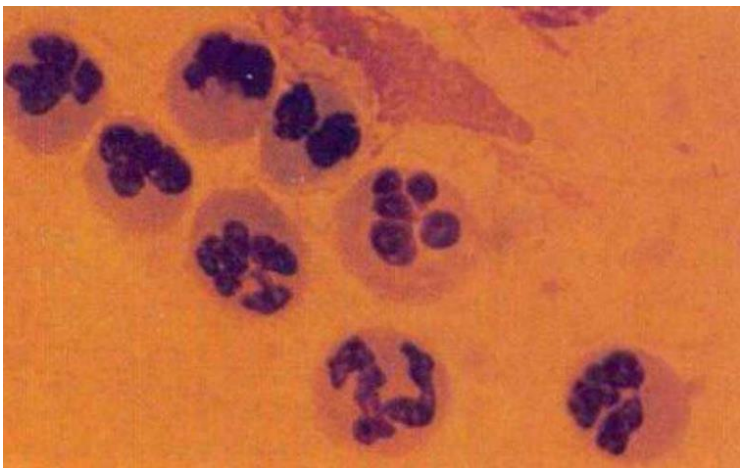


**Figure 15: Granulocytes neutrophiles sur une cytologie endométriale chez la jument. (Grossissement × 1000 ; Betsch, 2004)**

### III.1.2.5 Les lymphocytes :

Les lymphocytes sont de petites cellules (6 à 15 µm de diamètre). Ils possèdent un cytoplasme plus ou moins abondant, plus ou moins basophile, finement granuleux entourant le noyau (Couto et Hughes., 1984 ; Cordonnier et Fontaine., 2001) ( figure 16). S'ils sont associés à d'autres cellules inflammatoires, un trouble chronique de l'endomètre ou un défaut de drainage lymphatique sera suspecté (Brook., 1993).

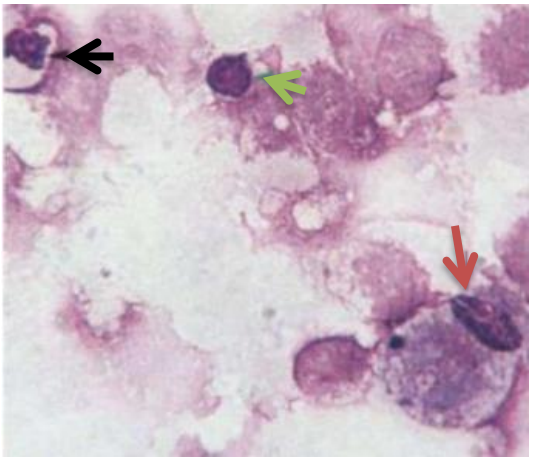


**Figure 16: un macrophage (flèche rose), un lymphocyte (flèche verte) et un polynucléaire dégénéré (flèche noire) au sein des cellules épithéliales lysées (x400) D'après (BETCH, (2004)**

### III.1.2.6 Les macrophages :

Les macrophages se trouvent généralement après la naissance du poulain. Ces cellules sont grandes, multinucléées et vacuolées. Leur présence, en plus de toute endométrite post-partum physiologique,

semble être associée à un processus inflammatoire chronique ou à certaines mycoses (Betsch., 1992 ; Brook., 1993).

#### III.1.2.7 Les granulocytes éosinophiles :

Ils ont généralement un noyau bilobé. Leur cytoplasme est éosinophile et les granules sont plus gros que les neutrophiles (Cordonnier et Fontaine., 2001). Leur présence a été rapportée lors d'urovagin, de pneumovagin, d'emphysème et même de mycose. Ceci est associé à un mécanisme d'hypersensibilité de type 1 suite à l'introduction d'air ou de cristaux d'urine (Betsch., 1992)

#### III.1.2.8 Les globules rouges :

Peuvent être observés suite à la parturition, un prélèvement traumatisant de l'endomètre, mais aussi pendant la période d'œstrus, période au cours de laquelle l'hyperhémie physiologique de l'endomètre est importante et associée à une fragilité des capillaires sanguins. Mais ils sont aussi retrouvés lors d'endométrite aigu sévère (Brook., 1993)

## III.2 Les pathologies de la reproduction les plus fréquentes chez la jument

### III.2.1 Endométrite

#### III.2.1.1 Définition

L'endométrite est une inflammation de la muqueuse de l'utérus et constitue une condition médicale courante chez les équidés (Lu et Morresey., 2006). Elle se caractérise par un excès de mucus, une augmentation du nombre de globule blanc, un flux sanguin utérin accru et un œdème du a une accumulation de liquide (Davies Morel, 2008). L'introduction de toute substance dans l'utérus déclenche une réponse inflammatoire, avec une migration rapide des cellules polymorphonucléaires dans la lumière utérine, suivi d'une migration tissulaire des lymphocytes et des macrophages chroniques (Asbury et Lyle., 1993 ; Katila., 1996).

La classification d'ordre étiologique et pathogénique des endométrites qui est actuellement reconnue tient compte à la fois des germes en cause et des défauts de moyens de défense de l'organisme (Bruyas, 2005) :

##### III.2.1.1.1 Endométrite infectieuse :

- Endométrite induite par une contamination sexuelle par des germes très pathogènes :

  Ces endométrites peuvent être vénériennes, transmises par des animaux porteurs sains, à la faveur d'une saillie, d'un examen gynécologique. Les germes impliqués sont principalement Taylorella equigenitalis (agent responsable de la métrite contagieuse

équine), Klebsiella pneumoniae de types 1, 2 et 5 ainsi que certaines souches de Pseudomonas aeruginosa.

- Endométrite induite par des germes opportunistes : Ces germes sont retrouvés dans l'environnement de la jument et sont responsables d'une infection due à des ruptures de la microflore naturelle suite à des traitements antibiotiques. Provoquent une endométrite aigue, des hémorragies internes, des dégénérescences cellulaires, des couches endométriales profondes pour cas sévères, et parfois des hypertrophies et abcédations glandulaires (Davies More.l, 2008).
- Endométrite fongique : Les champignons les plus fréquemment isoles sont *Chlamydia spp. et Microplasma spp et levures sont Candida spp* et *Aspergillus spp* (Davies Morel., 2008).

Chez la jument infectée, il sera observé une accumulation utérine de fluides avec une décharge vulvaire grisâtre, sans autres signes cliniques apparents (Dascanio., 2007).

#### III.2.1.1.2 Endométrite dégénérative ou chronique non infectieuse :

Ce type d'affection correspond à une endométrite associée à des lésions dégénératives chroniques (fibrose) de l'endomètre (Hoffmann, et al., 2009). Ce type d'endométrite est plus fréquemment rencontre chez les juments âgées (Davies Morel., 2008 ; Betsch., 1992), mais aussi chez les juments multipares( figure 17). On peut distinguer deux types d'endométrites chroniques (Davies Morel., 2008) : les endométrites chroniques infiltrative et endométrite chronique dégénérative

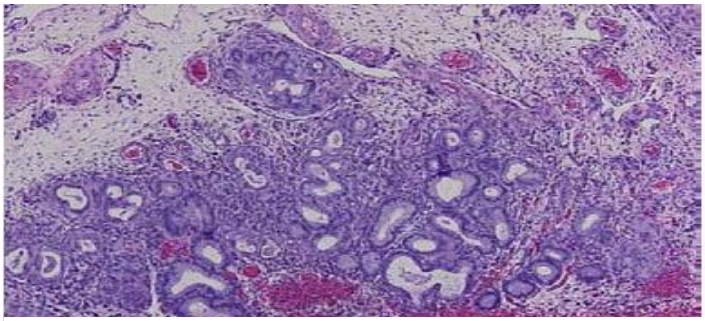


**Figure 17: Endomètre de jument souffrant de changements dégénératifs et d'inflammation chronique sévère (McCue, 2008)**

#### III.2.1.1.3 Endométrite infectieuse chronique :

Parmi les causes de l'endométrite infectieuse chronique sont des germes de l'environnement de la jument : *Streptococcus equi, E. Coli, Klebsiella pneumoniae…* (Watson, 2000 ; Lu et Morresey, 2006). Elles sont retrouvées suite a des endométrites infectieuses aigues, non traitées ou traitées de façon inappropriée (Bruyas, 2005 ; Lu et Morresey, 2006).

#### III.2.1.1.4Endométrite post saillie ou post insémination :

Ces endométrites constituent une cause majeure de subfertilité chez la jument (Watson,2000 ; Bruyas, 2005).

En conclusion, après avoir examiné en détail les différents types d'endométrite aux quelles la jument peut être confrontée, il est clair qu'une perfusion utérine insuffisante peut constituer un facteur de prédisposition à cette affection, qu'elle soit de nature dégénérative ou inflammatoire. De plus, dans les cas d'endométrite infectieuse ou inflammatoire aiguë, une circulation utérine adéquate est essentielle pour lutter contre cette affection (Watson.,2000 ; Bruyas., 2005).

### III.2.2 Métrite

Une C'est une inflammation du myomètre qui fait suite aux rétentions placentaire et du tissus fœtaux, qui en se décomposant, favorisent la croissance bactérienne, surtout les germes Gram négatif, alors il y aura la production de toxines. Le passage de ces dernières dans le sang entraine une métrite septique pouvant s'étendre à la cavité péritonéale (Asbury et Lyle., 1993 ; Mair et al., 1998 ; Wolfsdorf et Caudle., 2007 ; Davies Morel., 2008).

### III.2.3 Pyomètre

Il a une accumulation volumineuse de liquide purulent dans l'utérus sans vidange de ce dernier (Bruyas, 2005). Il est souvent associé à une cervicite occlusive avec non ouverture du canal cervical, le col utérin étant le siège de lésions cicatricielles, de fibrose ou d'adhérences (Asbury et Lyle., 1993 ; Mair et al., 1998 ; Bruyas., 2005.

### III.2.4 Kystes

Les kystes endométriaux constituent une forme commune de lésion de l'utérus. Ils sont très variables en taille, remplis de lymphe et peuvent être uniques ou multiples (Allen., 1988)

### III.2.5 Lacunes lymphatiques

La lacune lymphatique résulte de la dilatation des vaisseaux lymphatiques de l'endomètre ou myomètre et est de taille variable, ils peuvent être sphériques ou cylindriques, pédicules ou sessiles (Stanton, et al. 2004). Le regroupement de la lymphangiectasie et les kystes lymphatiques sont souvent observées en combinaison causé par les lacunes (Gruninger, et al., 1998).

### III.2.6 Dilatation kystique des glandes

Cette pathologie microscopique touche les glandes de l'endomètre qui se dilatent exagérément sous l'effet de l'étranglement et de l'obstruction de leur canal (Holyoak et Ley.,2007).

### III.2.7 Tumeur

Les tumeurs de l'endomètre et du myomètre sont peu courantes. Les tumeurs bénignes les plus fréquentes les fibromes, léiomyomes et fibroléiomyomes, ils peuvent apparaitre sous forme de nodules uniques ou multiples et peuvent causer des hémorragies. (Immegart.,2007 ; Davies Morel., 2008)

# IV. CHAPITRE IV : METHODES DE DIAGNOSTIQUE CYTOLOGIQUE

Les juments stériles peuvent être touchées par des infections de l'utérus, qui peuvent survenir dans 25 à 60 % des cas. Ces infections ont un impact significatif sur la reproduction équine. Pour diagnostiquer précisément ces infections, les méthodes utilisées incluent les résultats cliniques, l'histologie, la microbiologie et la cytologie (Michelle . LeBlanc, all., 2007).

La cytologie utérine peut être une procédure diagnostique extrêmement facile, pratique et utile. Il est recommandé de suivre une approche systématique pour l'interprétation des échantillons pour améliorer la précision du diagnostic (Dascanio, et al., 1997).

Il existe 3 méthodes différentes pour l'analyse cytologique : Ecouvillonnage, Cytobrosse et lavage utérin. ( Darwish., 2016).

## IV.1 Les méthodes de diagnostic :

### IV.1.1 Ecouvillonnage :

Généralement, la technique d'écouvillonnage est pratique, facile et rapide. Les écouvillons sont introduits dans le corps utérin. (Dascanio, et al, 1997).

Selon la procédure décrite par Brook. L'écouvillon a été maintenu en contact avec la surface de l'endomètre pendant au moins 30 secondes. (Nielsen., 2005). Puis ils sont retirés pour les appliquer directement sur une lame de microscope stérilisée avant de les envoyer au laboratoire de diagnostic. (Dascanio, et al., 1997).

### IV.1.2 Cytobrosse :

La cytobrosse été utilisée pour la cytologie utérine pour les femmes ainsi que chez les équidés. Comme l'écouvillonnage, une fois dans la zone sélectionnée pour l'échantillonnage, elle est introduite assez loin pour exposer la brosse et la tourner dans le sens horaire en contact avec la paroi utérine ( figure 18) . Elle permet de prélever des cellules superficielles et profondes de l'endomètre. Elle est utilisée pour détecter l'endométrite subclinique (Darwish ., 2016).

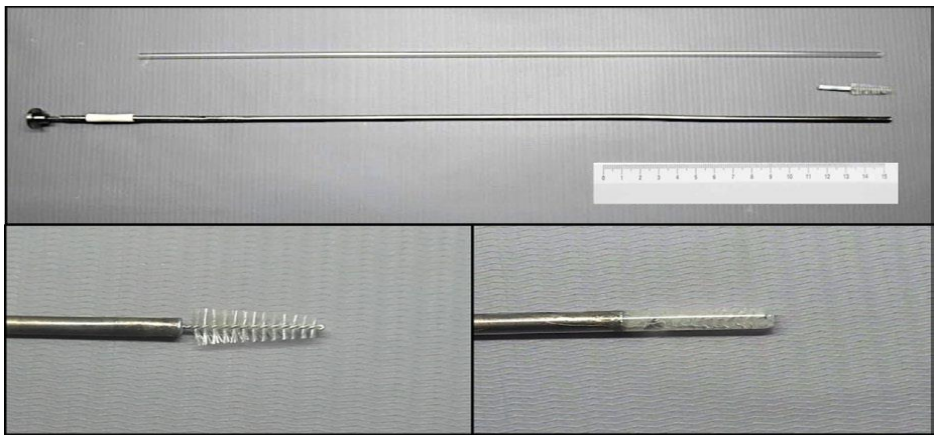


**Figure 18 : Images du matériel utilisé dans la technique de cytobrosse (Cardoso, al, 2017).**

a) illustre l'ensemble de l'appareil avec la brosse cytologique découverte et gaine jetable. L'image (b) illustre la brosse cytologique découverte avant l'insertion de la gaine jetable et la gaine sanitaire. L'image (c) illustre la brosse cytologique recouverte d'une gaine jetable après prélèvement de l'échantillon (Cardoso, al, 2017)

### IV.1.3 Lavage utérin :

Lavage utérin est une méthode de prélèvement de liquide utérin qui est presque aussi efficace que la biopsie endométriose (Dascanio et al., 1997).

À l'aide d'une solution de NaCl à 0.9 %, on injecte 60 à 120 ml de cette solution stérile dans l'utérus ( figure 19) avec seringue de 60 ml reliée à une tige en plastique jetable de 52 cm (Cocchi et al., 2012).

Le liquide prélevé est immédiatement transféré dans un tube stérile et peut être stocké pendant plusieurs heures avant d'être centrifugé (Betsch., 2003 ; Roszel et al., 1988).

Après la centrifugation à 410 tours par minutes pendant 10 mn, le surnagent a été étalée sur une lame de verre, puis laissé sécher à l'aire libre avant la coloration (Cocchi et al., 2012).

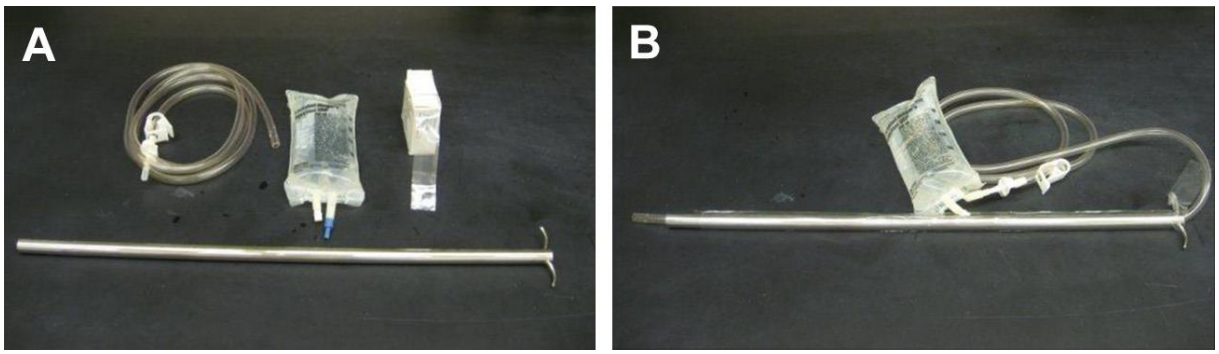



**Figure 19 : (A) Le spéculum d'acier, le manchon sanitaire, le tube de lavage utérin jetable et la poche de liquide pour la technique de lavage à double garde et à faible volume. (B) Équipement de lavage à double garde prêt à l'emploi. (Christoffersen, al, 2015)**

### IV.2 La bactériologie :

Les infections bactériennes du tractus génital sont une cause majeure de subfertilité chez la jument, Ainsi, l'analyse bactériologique est une méthode privilégiée dans l'évaluation des problèmes de reproduction chez cette espèce. (Swerczek et Caudle., 2007).

Il serait approprié de procéder d'abord au prélèvement pour l'examen cytologique afin de détecter toute présence d'inflammation, puis si nécessaire, procéder à un prélèvement pour l'examen bactériologique afin d'évaluer si une bactérie pouvait être responsable de cette inflammation. Toutefois, dans la pratique, l'examen bactériologique est effectué en premier. (Betsch.,1992).

Il existe plusieurs méthodes de prélèvement au niveau de l'utérus (Betsch., 1992 ; Ricketts, et al., 1993 ; LeBlanc., 2008) :

- Ecouvillon et spéculum
- Ecouvillonnage protégé
- Lavage utérin
- Biopsie endométriale

L'analyse bactériologique présente certaines limites, en particulier dans le cas du diagnostic d'endométrite aigue, où il est courant d'isoler une bactérie sans que celle-ci soit la cause de l'infection ou de faire face à des échecs d'isolement. (Swerczek et Caudle, 2007 ).

# PARTIE EXPERIMENTAL

## I. Objectif :

Notre objectif était d'obtenir des échantillons d'utérus de qualité et sa en établissant un protocole de récolte avec l'utilisation de la bonne procédure de prélèvement par écouvillons ou cytobrosse pour pouvoir identifier les différents types de cellules présentes et de savoir aussi comment les méthodes choisies peuvent-elles influencer les résultats d'analyse? .

## II. Matériels et Méthodes

### II.1 Localisation

Notre étude pratique a été débutée le mois d'Octobre 2022 sur des matrices de juments collectées de l'abattoir d'El Harrach de la wilaya d'Alger qui est considéré le seul abattoir qui avait la permission d'abattre les équidés avec 3 abattage/semaine jusqu'à restriction a causes des abattages excessive des juments et à la fin interdiction strict d'abattage et L'étude s'est terminé en mois de juin 2023.

Apres la récolte des matrices, nous avons réalisé les échantillons et coloration au niveau de laboratoire d'Histopathologie au niveau de l'ENSV, et aussi la lecture des lames a grossissement (x10) et (x40).

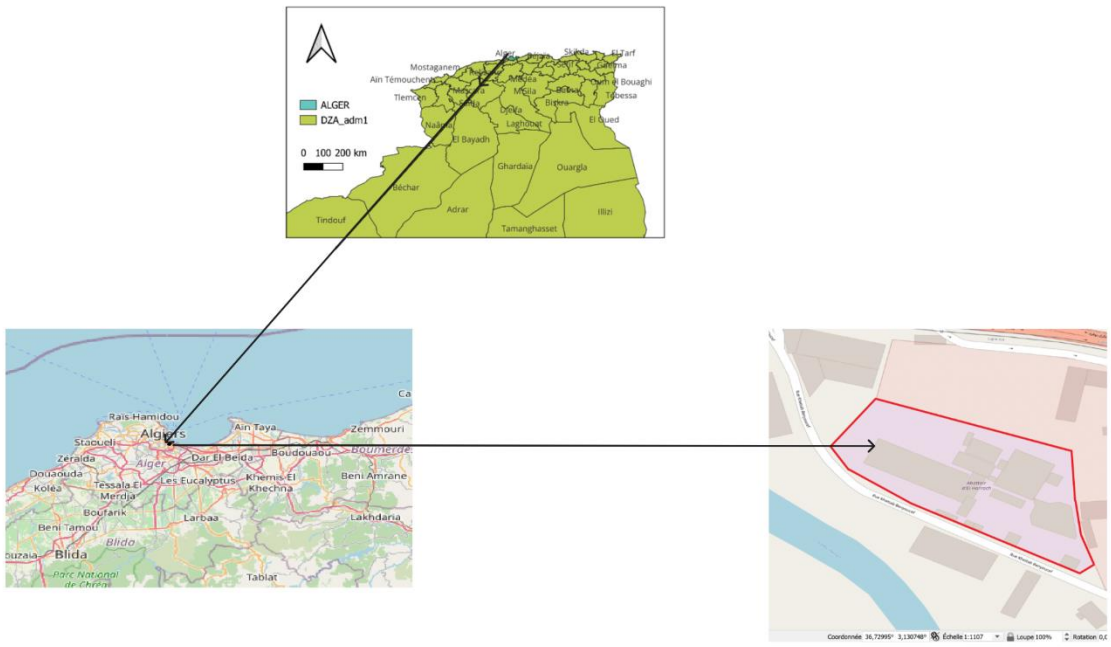



**Figure 20: Carte de localisation de l'abattoir d'EL-HARRACH (Photo personnelle, 2023)**

## II.2 Collecte des matrices

Nous avons rassemblé 11 matrices de jument destinées à l'abattage, qui différaient en termes de taille, d'âge et d'apparence. Certaines présentaient des liquides au niveau utérin, tandis que d'autres présentaient des hémorragies aux ovaires. Apres la récoltes la sélection des matrices en terme d'âge et de cause d'abattage était impossible à cause des restrictions mener par la loi et la diminution de nombre d'abattage par semaine jusqu'à interdiction stricte, le nombre de récolte était très peu pour pouvoir les sélectionner.

### II.2.1 Etude macroscopique

Cette approche a permis d'obtenir une vision globale de l'état de santé de ces organes. Elle était constituée par l'examen des matrices à la lumière du jour (figure 21 )qu'on a effectué au niveau du laboratoire d'histopathologie de l'ENSV, afin d'apprécier leur taille, couleur et forme, dans le but d'orienter nos recherches.

**Figure 21 : Matrice de jument**
**(Photo personnelle, 2023)**

### II.2.2 Etude Microscopique

#### II.2.2.1 Examen cytologique

##### II.2.2.1.1 Ecouvillon

###### II.2.2.1.1.1 Matériels

Les échantillons pour l'étude de la cytologie génitale ont été réalisés en utilisant des écouvillons stériles. Trois écouvillons ont été utilisés par matrice dans la même zone de l'utérus.

II.2.2.1.1.2 **Méthodes**

On a fait rentrer l'écouvillon par le vagin et l'appliquée contre la muqueuse utérine et le maintenir en contact avec la surface de l'endomètre pendant au moins 30 seconde en le faisant tourner pour y accéder a toute la surface interne. Le prélèvement endocervical ne nécessite pas d'incision de la paroi de l'utérus.

#### II.2.2.1.1.2.1 Réalisation du frottis

La réalisation des frottis a été effectuée juste après la récolte des matrices. Ces frottis sont réalisés par raclement (roulement) de l'écouvillon sur une lame propre de microscope. Ensuite cette lame est fixée immédiatement par immersion dans de l'alcool 20% pendant 5 minutes. On a préparé 3 lame de 3ecouvillon diffèrent de la même matrice.

#### II.2.2.1.1.2.2 Coloration du frottis

Toutes les lames ont été colorées par la méthode de coloration May-Grunwald-Giemsa (MGG).

### II.2.2.1.2 Cytobrosse :

La deuxième méthode a consisté à prélever un échantillon de cellule à l'aide d'une cytobrosse stérile. Après avoir collectée la matrice, celle-ci a été placée sur un plateau et la brosse a été insérée dans l'orifice postérieur du col de l'utérus. Ensuite la brosse a été appliquée délicatement contre la muqueuse utérine, en effectuant un mouvement de rotation dans le sens horaire.

**Figure 22: Prélèvement par cytobrosse (Photo personnelle, 2023)**

II.2.2.1.2.1 **Réalisation de frottis**

La réalisation de frottis après avoir prélevé .un échantillon avec la cytobrosse. Pour cela, le prélèvement est réalisé par roulement sur une lame vierge de microscope et immédiatement fixé en l''immergeant dans du méthanol à 20% pendant 5 minutes. Il est recommandé de préparer au moins deux lames par prélèvement pour des raisons de sécurité. (L'identification des lames est faite par un stylo de diamant.)

**Figure 23 : Réalisation de frottis par la Cytobrosse (Photo personnelle , 2023)**

**II.2.2.1.3 La technique de coloration MGG :**

II.2.2.1.3.1 **Matériel :**

**II.2.2.1.3.1.1 Fixation :**

Pour fixer les cellules présentées sur la lame, il convient de placer les frottis horizontalement sur une boite de coloration, puis de verser 15 à 20 gouttes de colorant May-Grünwald pour couvrir entièrement la lame. Ensuite il faut attendre environ 2 à 3 minutes pour permettre au méthanol de fixer les cellules.

**II.2.2.1.3.1.2 Coloration May-Grünwald :**

Il est recommandé d'ajouter de l'eau neutre après avoir appliqué le colorant et de laisser agir pendant deux minutes. Ensuite, il faut rincer la lame à l'eau neutre.

#### II.2.2.1.3.1.3 Coloration au Giemsa :

Avant l'utilisation, il est nécessaire de diluer le Giemsa en ajoutant 30 gouttes du colorant à 20 ml d'eau neutre dans une éprouvette. Ensuite, le contenu doit être versé dans une boite de Laveran. Lorsque la lame est prête, il faut mélanger en agitant doucement (le pouvoir du colorant et maximal au moment du mélange). Placer la lame, face frottis vers le fond de la boite. Il est recommandé de laisser agir pendant 45 minutes avant de rincer à l'eau neutre.

### II.2.2.1.4 Séchage :

Laisser la lame sécher à l'air. Attendre le séchage complet avant observation au microscope.

#### II.2.2.1.4.1 La méthode :

On pose les lames horizontalement sur un support ensuite on passe à la fixation et la coloration MGG est basée sur 2 étapes :

- Une fixation de 1 minute grâce au May-Grünwald permet de fixer les cellules et éviter leurs apoptose).
- La coloration varie après rinçage à l'eau distillée à l'aide du colorant Giemsa en 10 minutes.

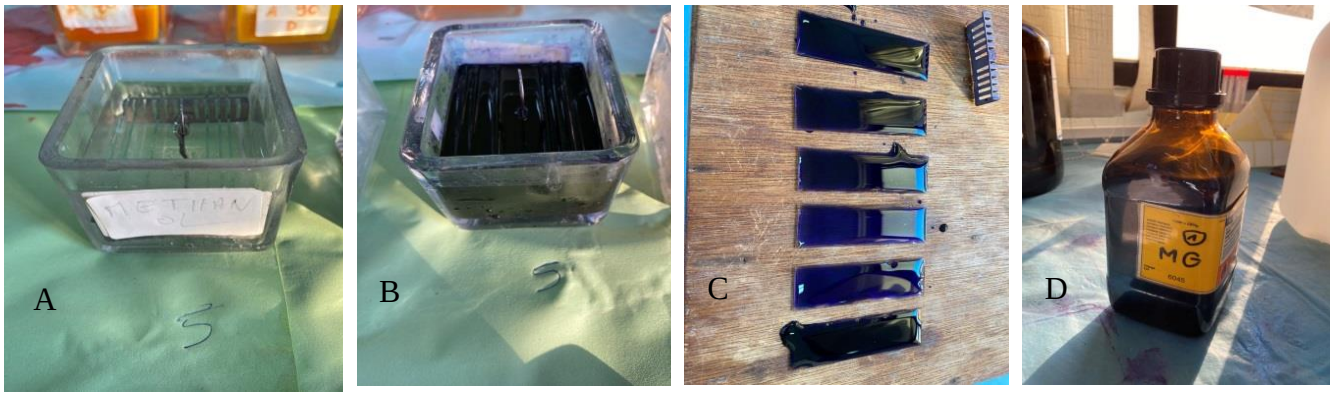



**Figure 24 : A (Fixation par le methanol), B(coloration May-Grünwald ),C(Coloration Giemsa), D(colorant MG) ( Photo personnelle, 2023)**

### II.2.2.1.5 Montage en résine :

Une fois les échantillons colorés et séchés sur les lames, on doit les fixer et les protéger par des lamelles à l'aide de résine. Cette méthode permet ensuite de les observer à la loupe de microscope.

#### II.2.2.1.5.1 **Matériels :**

On avait utilisé nos lames de microscope avec des lamelles en verre de la bonne taille, résine époxy, tube essai, pipette graduées et pince fine.

#### II.2.2.1.5.2 **Méthode :**

Pour fixer la lamelle sur la lame de microscope, on a déposé une goutte de résines sur la lame en utilisant une pipette gradué. Ensuite, nous avons placé soigneusement la lamelle en appuyant légèrement pour éviter la formation de bulles d'air. Apres que la résine ait durci, nous avons retiré l'excèdent à l'aide d'une pince fine.

**Figure 25: Montage en résine ( Photo personnelle, 2023)**

### II.2.2.1.6 Lecture des lames

On passe à la fin a l'observation microscopique des lames, d'abord au grossissement (x10) où on effectue un balayage de toute la lame pour évaluer l'homogénéité puis on passe au grossissement (x40) pour la distinction et le comptage de différente population cellulaire ( figure 26 )

.

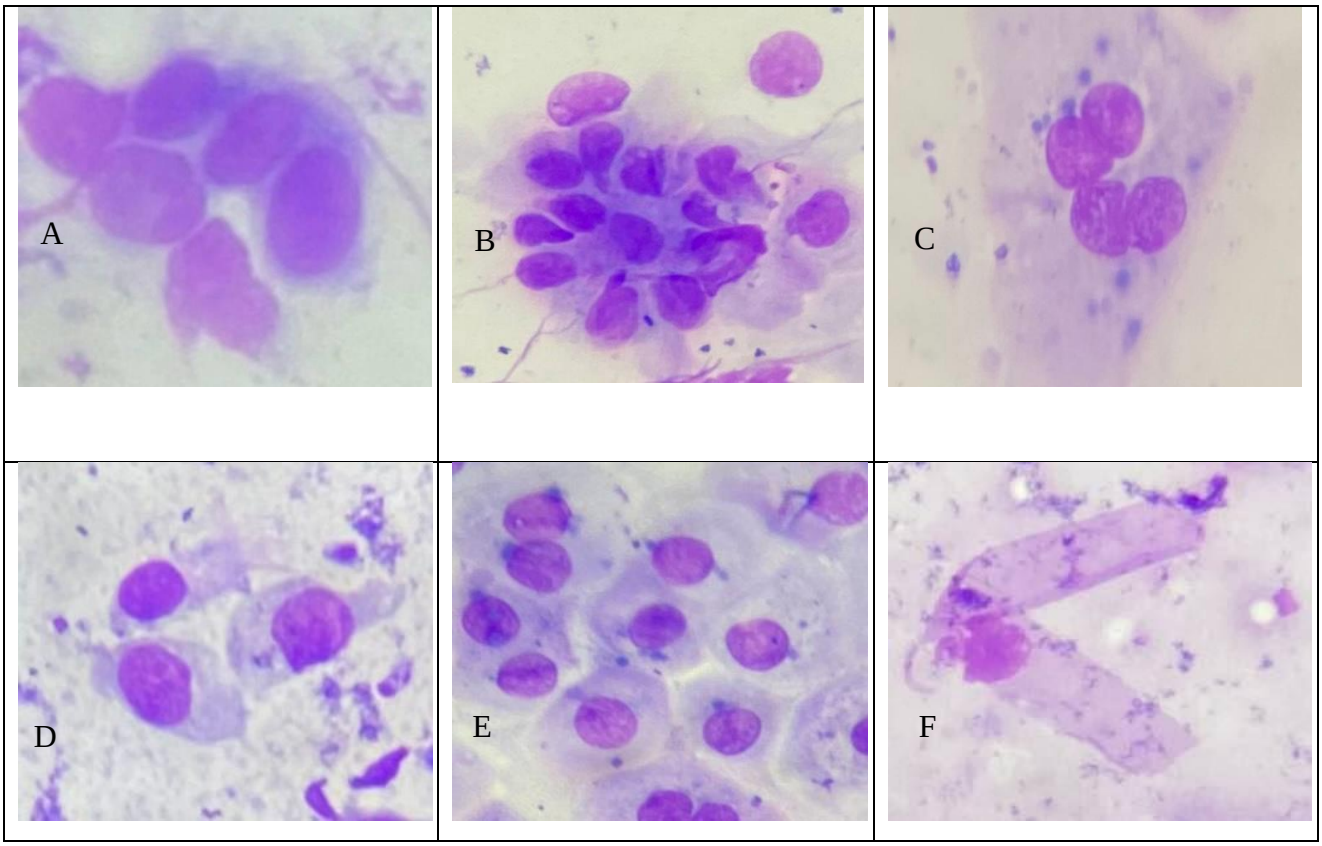



**Figure 26: Les types de cellules observer sont : A( Cellules Epithéliales), B(Cellules glandulaires ) ,C(Cellules Polynucléaires), D( Cellules Plasmocytes), E( Cellules Néoplasiques), F(Cellules Palissadique ) .**

# Résultats de l’étude

Nous avons entrepris une étude portant sur 11 matrices de juments abattus pour des raisons inconnues. Parmi les causes les plus fréquentes qui peuvent conduire à l'abattage, nous avons constaté que l'infertilité est l'une d'entre elles. Alors, nous avons analysé les lésions observées sur nos frottis cytologiques afin d'identifier les différentes pathologies d'infertilité susceptibles d'affecter les juments.

## II.3 ETUDES MACROSCOPIQUES DE MATRICES :

Les études macroscopiques sont essentielles pour comprendre les causes d'infertilité chez la jument et identifier les problèmes sous-jacents qui peuvent affecter sa fertilité. Par l'examination des différents aspects de ces matrices.

- Jeune matrice :

Une matrice entière de petite taille, on remarque l'absence des plis sur le corps utérin ce qui signifié son jeune âge, couleur rosâtre avec l'absence totale de lésion ou déformations visible par contre on remarque des cornes asymétriques et une bifurcation très profonde ce qui lui donne sa forme Y, des ovaires et cornes symétriques en taille et en longueur pour matrice 9.

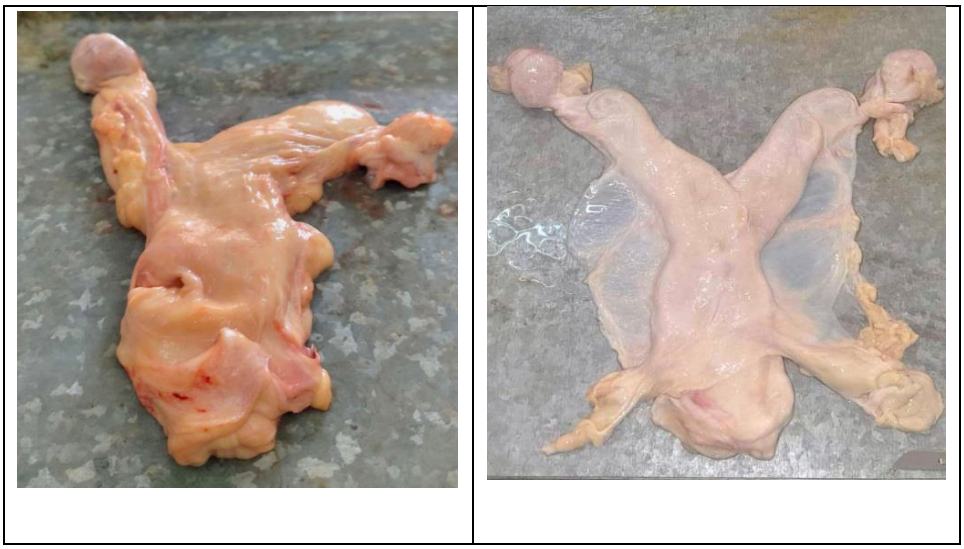


**Figure 27: Matrice de jument numéro 1 et 9 (Photo personnelle, 2023)**

- La matrice numéro 2 :

Une matrice entière en forme de T, la présence de graisse et les plis signifié qu'il s'agit d'une jument plus âgée que la première, le volume de col est plus développé et des ovaires hémorragiques.

**Figure 28: (A) matrice de jument 2 et (B) ovaire hémorragique ( Photo personnelle, 2023)**

- Matrice normale :

On remarque une taille normale de la matrice avec symétrie des cornes et absence de lésion ou déformations macroscopiques. Avec présence de nombreux plis sur le corps utérin de matrice 5 qui signifie qu'il s'agit d'une jument très grande, les cornes sont asymétriques (la corne gauche est plus développée que la droite). Et aussi pour matrice 10 qui est de taille moyenne en forme de T avec des cornes enflées et un ovaire droit plus grande que celui de gauche, contenant un liquide rougeâtre abondants

**Figure 29: matrice numéro 3 et 5 et 10 (Photo personnelle, 2023)**

- Matrices âgées :

Matrice entière de taille grande issus d'une jument plus âgée en forme de Y. Les ovaires sont symétriques avec des cornes et col développés..

**Figure 30 : matrice numéro 2 et 4 et 8 et 11 (Photo personnelle,2023)**

La matrice numéro 6 :

Cette matrice appartient à une grande jument en raison de la présence de nombreux plis sur le corps utérin. Les ovaires sont asymétriques en observant la grande taille de l'ovaire gauche qui mesure 8cm de long, c'est un ovaire contenant un follicule anovulatoire très développé.

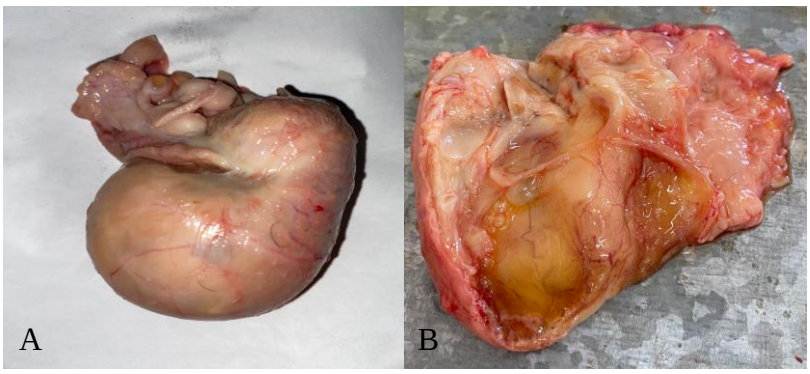



**Figure 31: (A) l'ovaire gauche (B) incision de l'ovaire (Photo personnelle, 2023)**

### II.4 Etude microscopique :

La cytologie est une méthode d'examen microscopique des cellules qui a été utilisée pour évaluer la population cellulaires sur les frottis, En commençant par une évaluation qualitative, suivie d'une évaluation quantitative présente sur les frottis.

### II.4.1 Description qualitative des populations cellulaires présentes sur les frottis :

Matrice n°1 :

Les Ecouvillons : frottis cytologique post cervicale chez la jument

**Tableau 1: Differents types des cellules presentent sur la lame 1 par methode d'ecouvillonage**

Matrice n°2 :

Les Ecouvillons : frottis cytologique post cervicale chez la jument

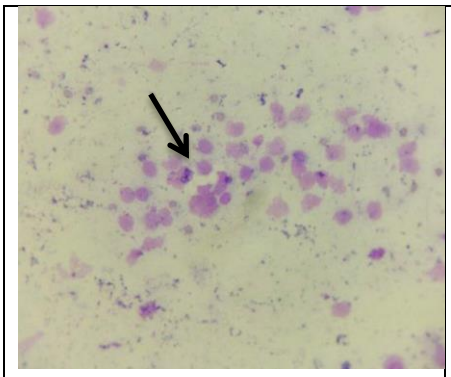
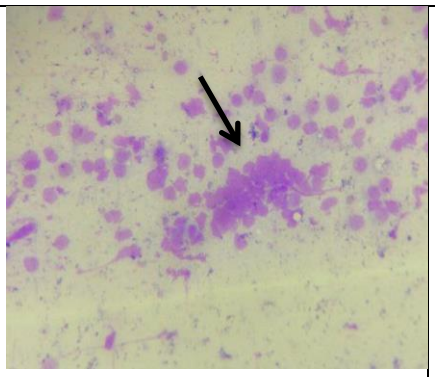
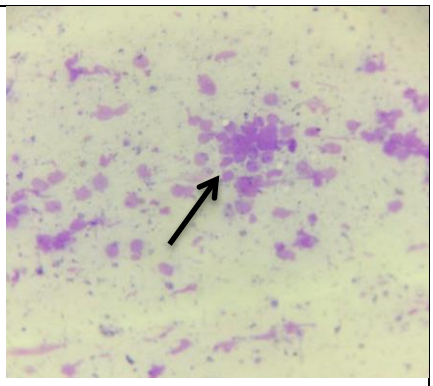
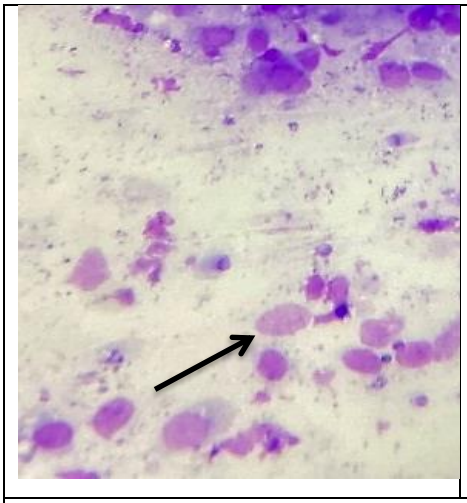
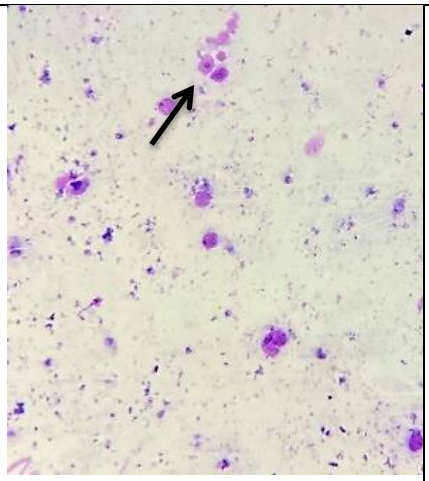
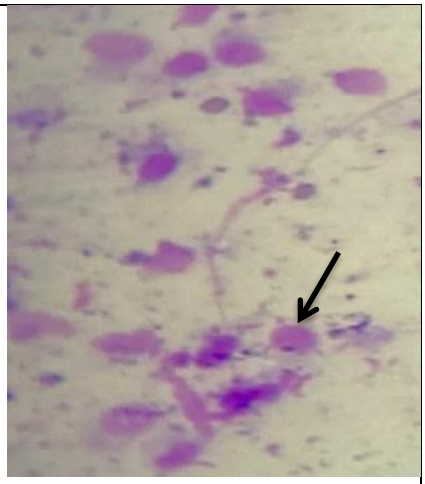
| | | |
|---|---|---|
|  |  |  |
| Lame 1', présence de cellules épithéliales représentées par la (flèche noire) avec l'absence des PNN à grossissement (x40) | Lame1'', présence de cellules épithéliales représentées par la (flèche noire) avec l'absence des PNN à grossissement (x40) | Lame1''', présence de cellules épithéliales représentées par la (flèche noire) avec l'absence des PNN à grossissement (x40) |

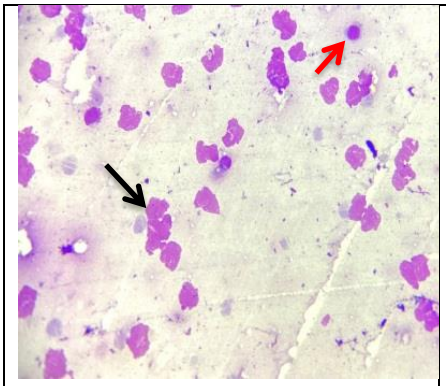
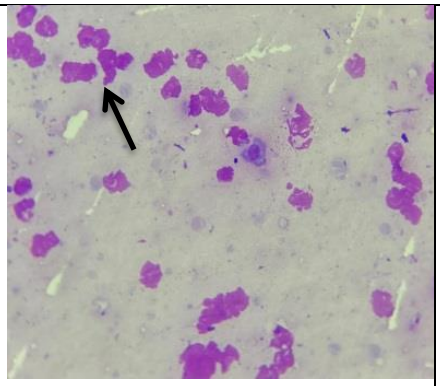
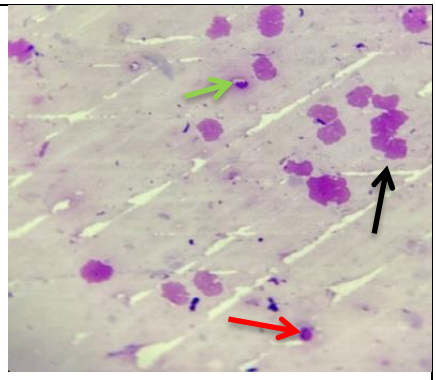
**Tableau 2 : Différents types des cellules présentent sur la lame 2 par méthode d'écouvillonnage**

| | | |
|---|---|---|
|  |  |  |
| Lame 2', présences de cellules épithéliales représentées par la (flèche noire) à grossissement (x40) | Lame 2'', présence de cellules épithéliales représentées par la (flèche noire) à grossissement (x40) | Lame 2''', présence de cellules épithéliales représentées par la (flèche noire) à grossissement (x40) |

Matrice n°3 :

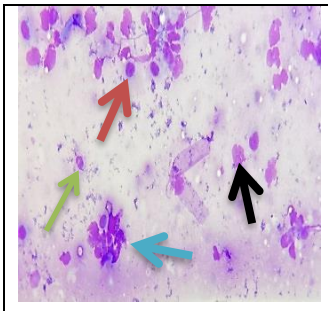
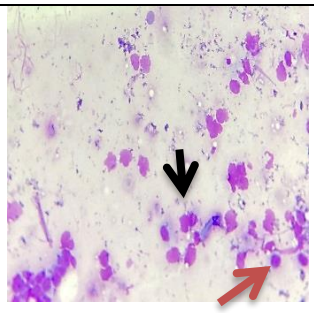
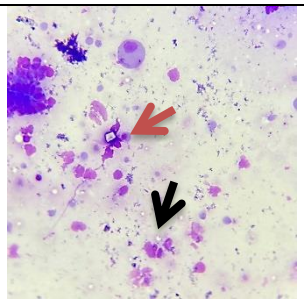
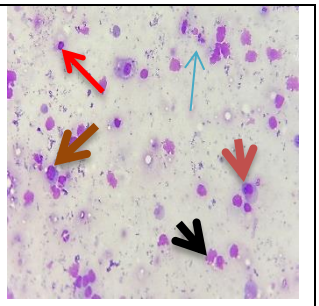
Les Ecouvillons : frottis cytologique post cervicale chez la jument

**Tableau 3 : Différents types des cellules présentent sur la lame 3 par méthode d'écouvillonnage**

| | | |
|---|---|---|
|  |  |  |
| Lame 3', présences de quelques cellules lymphocytaires représentées par la (flèche rouge) et cellules épithéliales représentées par la (flèche noire) à grossissement (x40) | Lame 3'', présences de cellules épithéliales à grossissement (x40) | Lame 3''', présences de cellules lymphocytaires représentées par la (flèche rouge), cellules plasmocytes représentées par la (flèche verte) et cellules épithéliales représentées par la (flèche noire) a grossissement (x40) |

La Cytobrosse : frottis cytologique post cervicale chez la jument

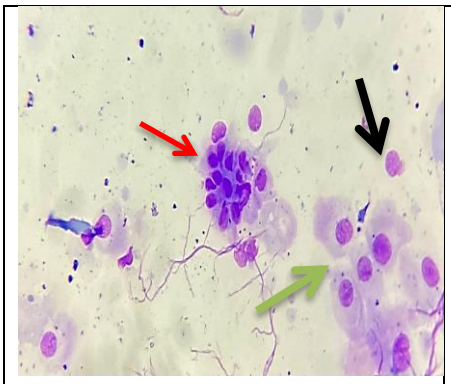
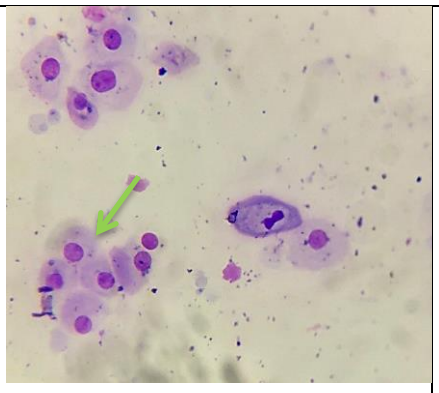
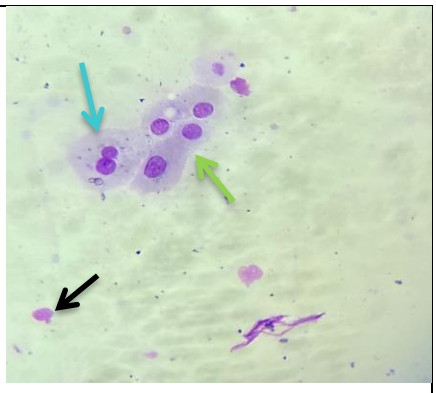
**Tableau 4 : Différents types des cellules présentent sur la lame 3 par méthode de cytobrosse**

| | |
|---|---|
|   |   |
| Lame 3C', présence des cellules épithéliales représentées par la (flèche noire), cellules glandulaires représentées par la (flèche bleu), macrophage représentées par la (flèche vert) et lymphocyte représentées par la (flèche marron) à grossissement x40 | Lame 3C'', présence des cellules épithéliales représentées par la (flèche noire), dégénérescence cellulaire, un plasmocyte représentées par la (flèche marron) et PNN représentées par la (flèche bleu) et lymphocytes représentées par la (flèche rouge) à grossissement x40 |

Matrice n°4 :

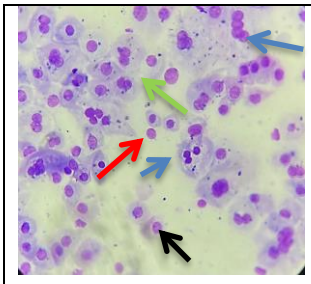
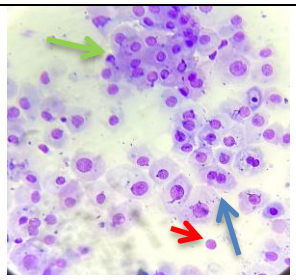
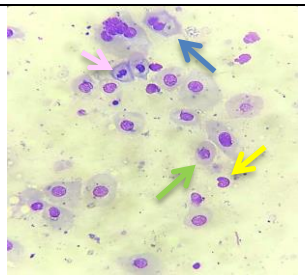
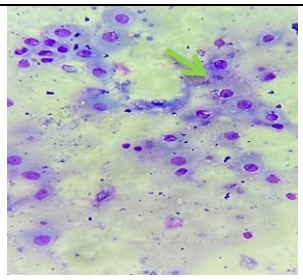
Les Ecouvillons : frottis cytologique post cervicale chez la jument

**Tableau 5 : Différents types des cellules présentent sur la lame 4 par méthode d'écouvillonnage**

| | | |
|---|---|---|
|  |  |  |
| Lame 4', présence des néoplasies représentées par la (flèche verte), des cellules épithéliales représentées par la (flèche noire), des cellules glandulaires représentées par la (flèche rouge) et absences des lymphocytes à grossissement (x40) | Lame 4'', présence des néoplasies représentés par la (flèche verte) à grossissement (x40) | Lame 4''', présence des néoplasies représentés par la (flèche verte), cellule épithéliale représentées par la (flèche noir) et PNN représentées par la (flèche bleu) à grossissement (x40) |

La Cytobrosse : frottis cytologique post cervicale chez la jument

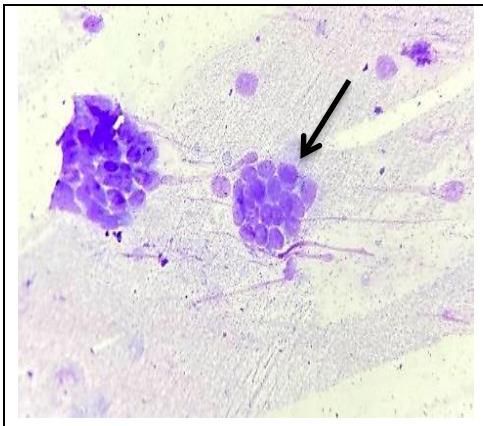
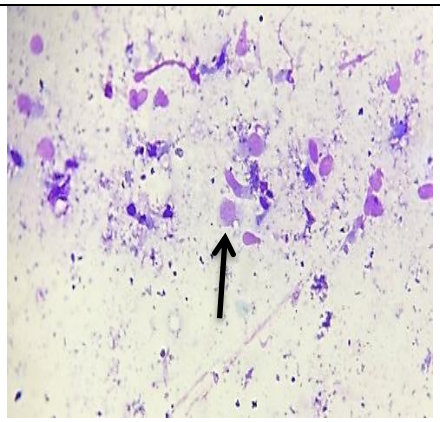
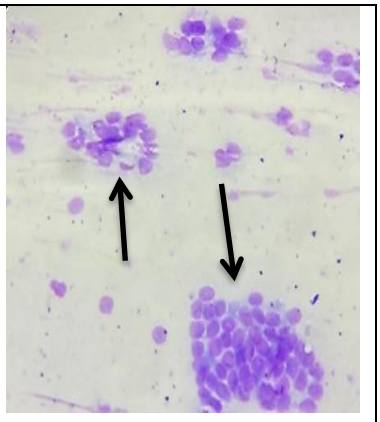
**Tableau 6 Différents types des cellules présentent sur la lame 4 par méthode de cytobrosse**

| | |
|---|---|
|   |   |
| Lame 4C', présence des cellelues néoplasiques représentées par la (flèche vert), des PNN représentées par la (flèche bleue), qulques cellules épithéliales représentées par la (flèche noire), et des lymphocytes représentés par la (flèche rouge), à grossissement (x40) | Lame 4C'', présence des cellules néoplasiques représentées par la (flèche vert), dégénirescencces cellulaires représentées par la (flèche rose), des PNN représentées par la (flèche bleue), et macrophage représentées par la (flèche jaune) à grossissement (x40) |

Matrice n°5 :

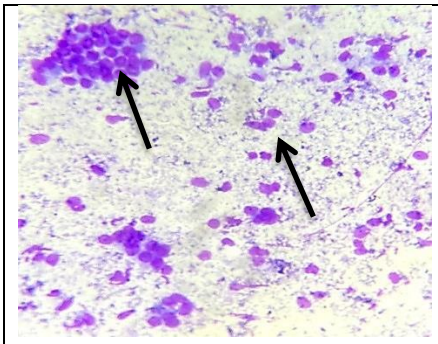
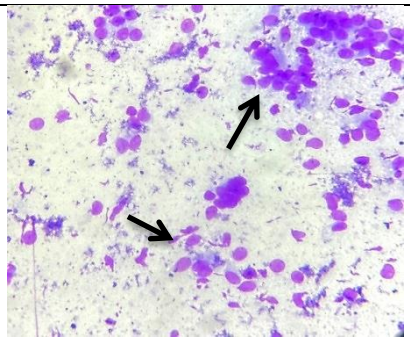
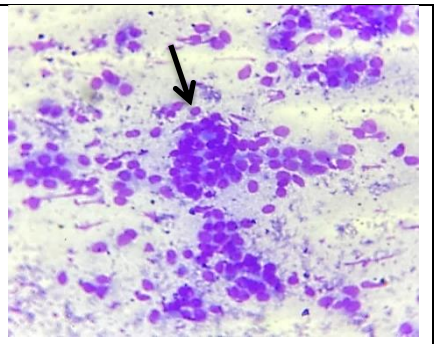
Les Ecouvillons : frottis cytologique post cervicale chez la jument

**Tableau 7 : Différents types des cellules présentent sur la lame 5 par méthode d'écouvillonnage**

| | | |
|---|---|---|
|  |  |  |
| Lame 5' présence des amas de cellule épithéliale représentée par la (flèche noire) à grossissement x40 | Lame 5'' présence des cellules épithéliales représentées par la (flèche noire) à grossissement x40 | Lame 5''' présence des cellules épithéliales représentées par la (flèche noire) à grossissement x40 |

La Cytobrosse : frottis cytologique post cervicale chez la jument

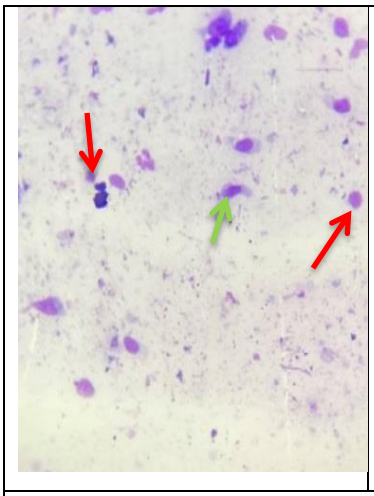
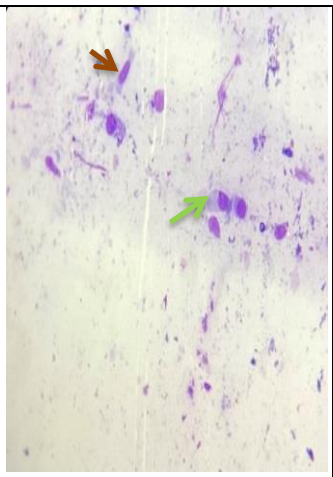
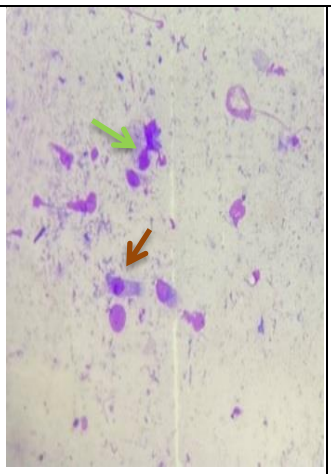
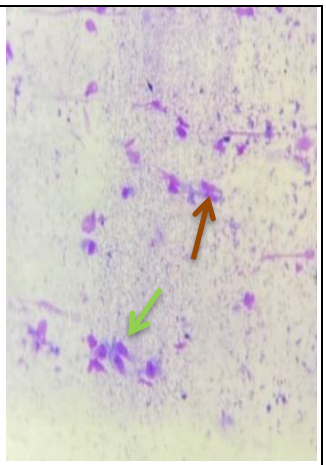
**Tableau 8 : Différents types des cellules présentent sur la lame 5 par méthode de cytobrosse**

| | | |
|---|---|---|
|  |  |  |
| Lame 5C’, présence d’amas de cellules épithéliales représentées par la (flèche noire) à grossissement x40 | | Lame 5C’’, présence de d’amas de cellules épithéliales représentées par la (flèche noire) à grossissement x40 |

Matrice n°6 :

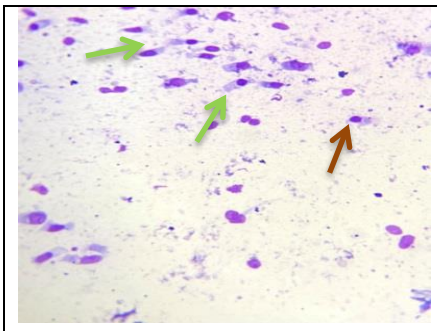
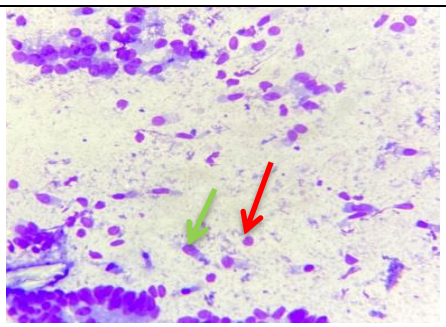
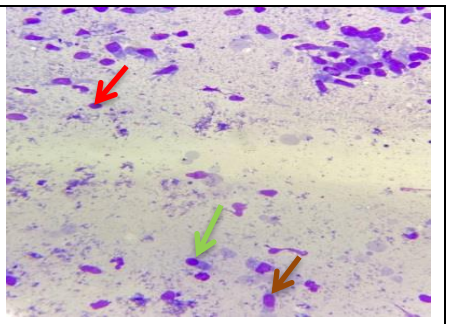
Les Ecouvillons : frottis cytologique post cervicale chez la jument

**Tableau 9 : Différents types des cellules présentent sur la lame 6 par méthode d’écouvillonnage**

| | | | |
|---|---|---|---|
|  |  |  |  |
| Lame 6’, présence de cellules plasmocytes représentées par la (flèche verte), palissadique représentées par la (flèche marron) et lymphocytes représentées par la (flèche rouge) à grossissement x40 | | Lame 6’’, présence de cellules plasmocytes représentées par la (flèche verte), palissadique représentées par la (flèche marron) et à grossissement x40 | Lame 6’’’, présence de cellules plasmocytes représentées par la (flèche verte) et palissadique représentées par la (flèche marron) à grossissement x40 |

La Cytobrosse : frottis cytologique post cervicale chez la jument

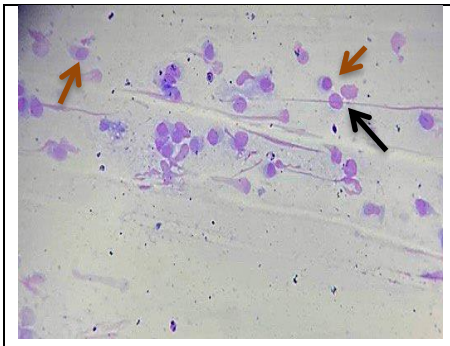
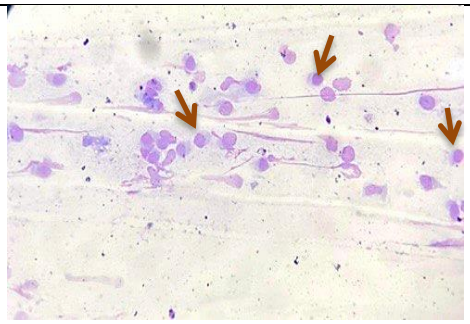
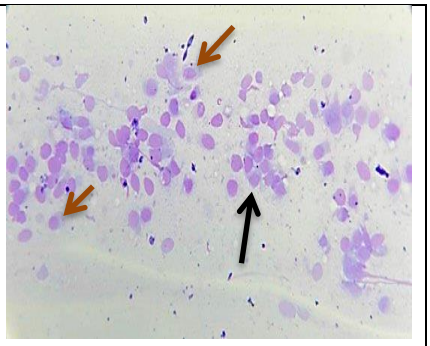
**Tableau 10 : Différents types des cellules présentent sur la lame 6 par méthode de cytobrosse**

| | | |
|---|---|---|
|  |  |  |
| Lame 6C', présence de cellules Plasmocytes représentées par la (flèche marron) et Palissadique représentées par la (flèche verte) à grossissement x40 | Lame 6C'', présence de cellules Plasmocytes représentées par la (flèche marron), Palissadique représentées par la (flèche verte), des cellules épithéliales et des lymphocytes représentées par la (flèche rouge) à grossissement x40 | |

Matrice n°8

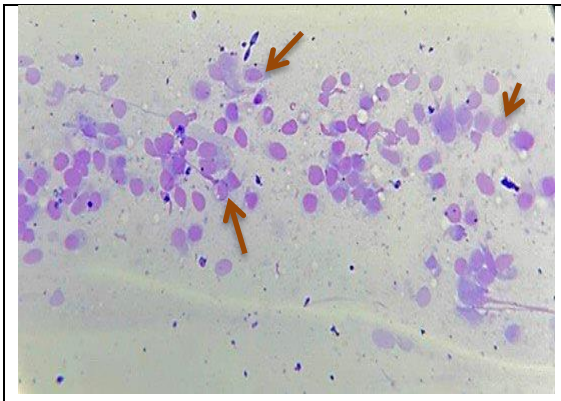
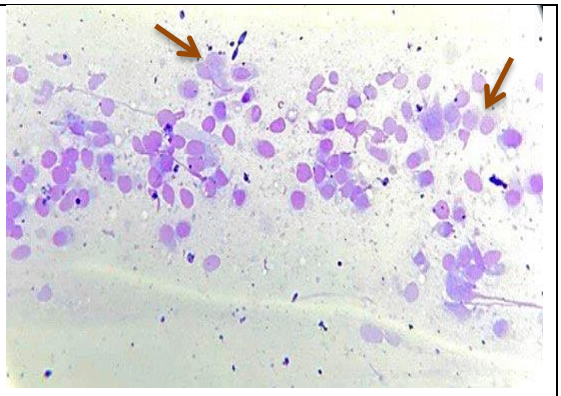
Les Ecouvillons : frottis cytologique post cervicale chez la jument

**Tableau 11 : Différents types des cellules présentent sur la lame 8 par méthode d'écouvillonnage**

| | | |
|---|---|---|
|  |  |  |
| Lame 8, présences de cellules épithéliales représentées par la (flèche noire) et cellules plasmocytes représentées par la (flèche marron) et a grossissement (x40) | Lame 8', présence de cellules plasmocytes représentées par la (flèche marron) a grossissement (x40) | Lame 8'', présence de cellules épithéliales représentées par la (flèche noire) et cellules plasmocytes représentées par la (flèche marron) a grossissement (x40) |

La Cytobrosse : frottis cytologique post cervicale chez la jument

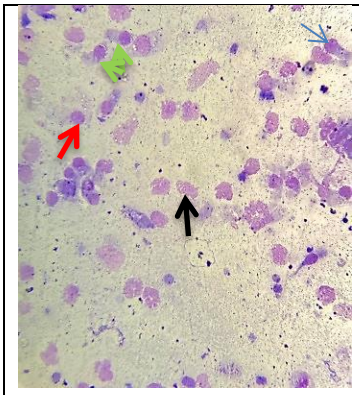
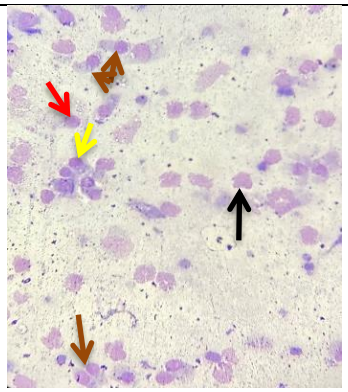
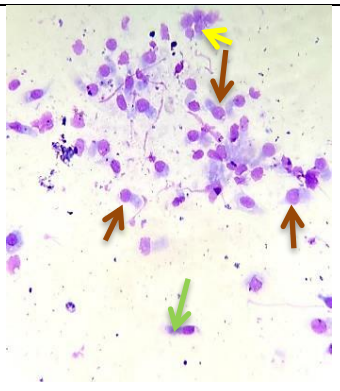
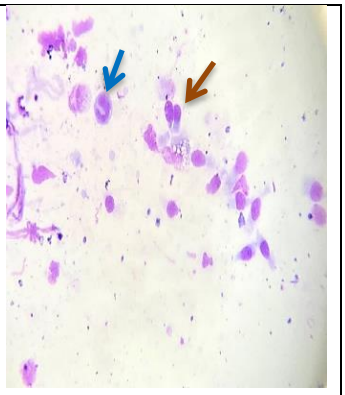
**Tableau 12 : Différents types des cellules présentent sur la lame 8 par méthode de cytobrosse**

| | |
|---|---|
|  |  |
| Lame 8C, présence d'amas de cellules plasmocytaire représentées par la (flèche marron) a grossissement (x40) | Lame 8C', présence d'amas de cellules plasmocytaire représentées par la (flèche marron) a grossissement (x40) |

Matrice n°9:

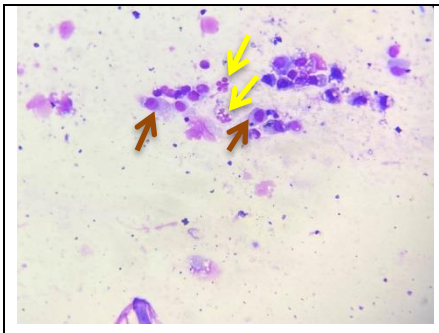
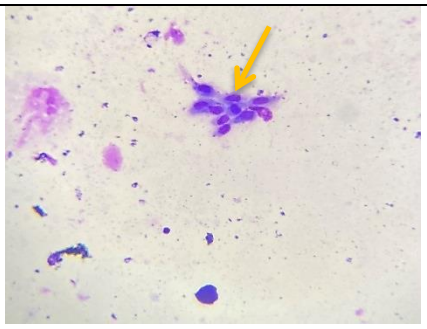
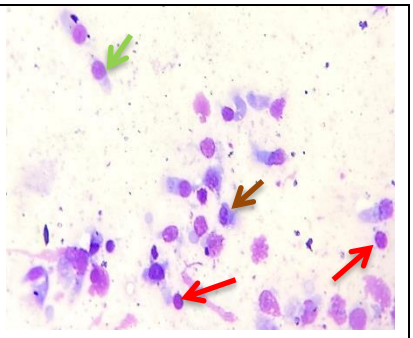
Les Ecouvillons : frottis cytologique post cervicale chez la jument

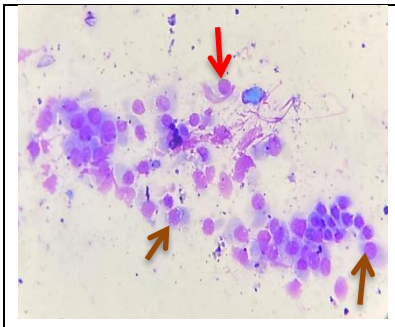
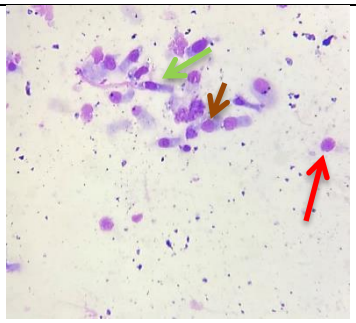
**Tableau 13 : Différents types des cellules présentent sur la lame 9 par méthode d'écouvillonnage**

| | | | |
|---|---|---|---|
|  |  |  |  |
| Lame 9', présence de cellules épithéliales représentées par la (flèche noire), palissadique représentées par la (flèche verte) et des lymphocytes représentées par la (flèche rouge) à grossissement (x40) | Lame 9'', présence de cellules épithéliales représentées par la (flèche noire), plasmocyte représentées par la (flèche marron), PNN représentées par la (flèche jaune) et des lymphocytes représentées par la (flèche rouge) à grossissement à (x40) | Lame 9''', présence de cellules palissadiques représentées par la (flèche verte),PPN représentées par la (flèche jaune), des macrophages représentées par la (flèche bleue) et des Plasmocytes représentées par la (flèche marron) à grossissement (x40) | |

La Cytobrosse : frottis cytologique post cervicale chez la jument

**Tableau 14 : Différents types des cellules présentent sur la lame 9 par méthode de cytobrosse**

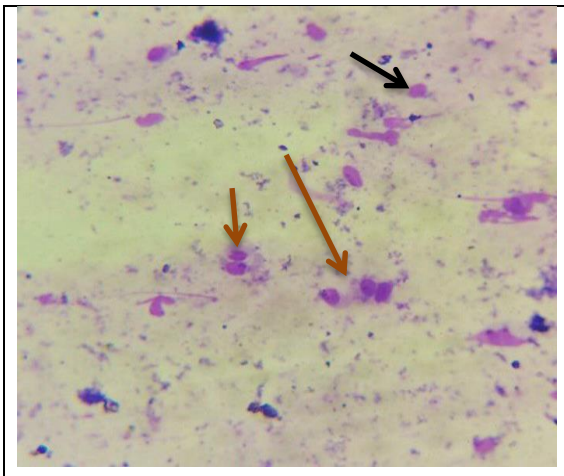
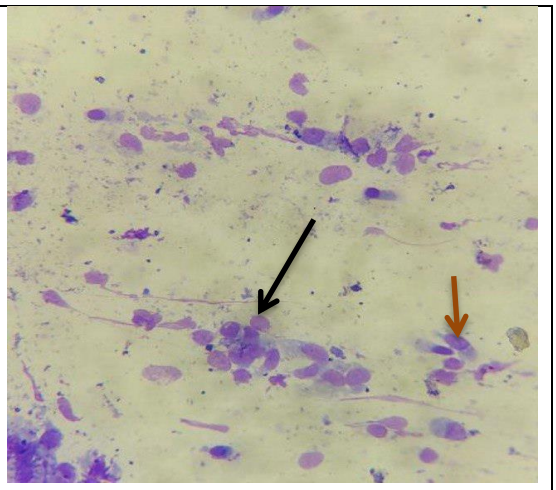
| | | |
|---|---|---|
|  |  |  |
| Lame 9C', présence de PPN représentées par la (flèche jaune) et des plasmocytes représentés par la (flèche marron) à grossissement (x40) | Lame 9C'', présence de cellules glandulaires représentées par la (flèche orange) à grossissement (x40) | Lame 9C''', des cellules plasmocytes représentées par la (flèche marron), des lymphocytes représentées par la (flèche rouge) et palissadiques représentées par la (flèche verte) à grossissement (x40) |

| | |
|---|---|
|  |  |
| Lame 9C''', des cellules plasmocyte représentées par la (flèche marron) et des lymphocytes représentées par la (flèche rouge) à grossissement (x40) | Lame 9C''', des cellules plasmocytes représentées par la (flèche marron), lymphocyte représentées par la (flèche rouge) et cellule palissadique représentées par la (flèche verte) à grossissement (x40) |

Matrice n°10 :

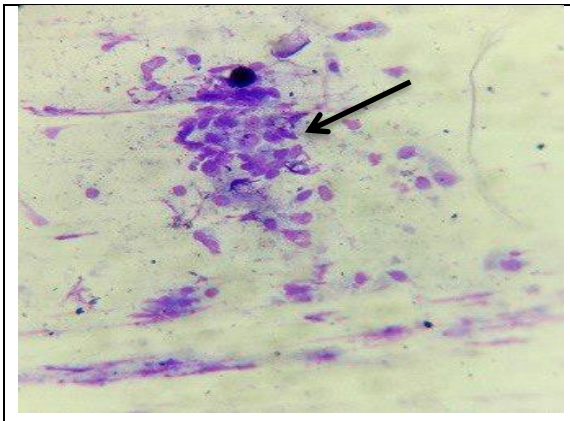
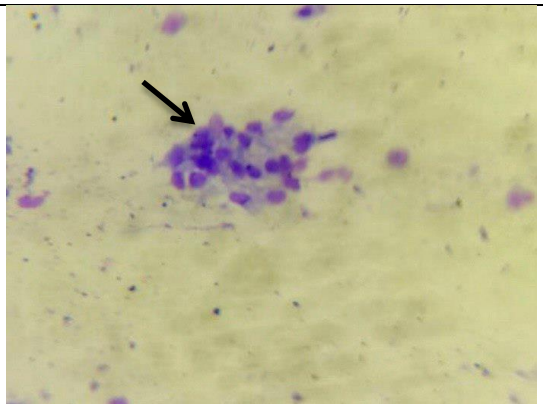
Les Ecouvillons : frottis cytologique post cervicale chez la jument

**Tableau 15 : Différents types des cellules présentent sur la lame 10 par méthode d'écouvillonnage**

| | |
|---|---|
|  |  |
| Lame 10', présences de cellule épithéliales représentées par la (flèche noire) et plasmocyte représentées par la (flèche marron) à grossissement (x40) | Lame 10'', présences de cellules épithéliales représentées par la (flèche noire) et plasmocyte représentées par la (flèche marron) à grossissement (x40) |

La Cytobrosse : frottis cytologique post cervicale chez la jument

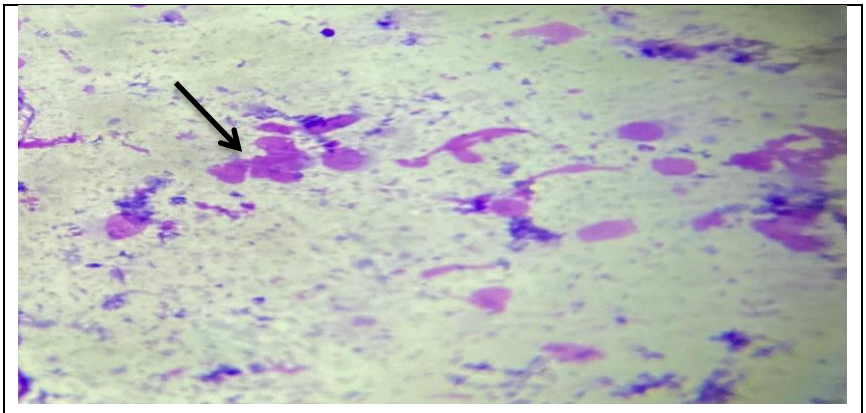
**Tableau 16 : Différents types des cellules présentent sur la lame 10 par méthode de cytobrosse**

| | |
|---|---|
|  |  |
| Lame 10', présence de cellules épithéliales représentées par la (flèche noire) à grossissement (x40) | Lame 10'', présence de cellules épithéliales représentées par la (flèche noire) à grossissement (x40) |

Matrice n°11 :

Les Ecouvillons : frottis cytologique post cervicale chez la jument

**Tableau 17 : Différents types des cellules présentent sur la lame 11 par methode d'écouvillonnage**

| |
|---|
|  |
| Lame 11, presence de cellules epitheliales représentées par la (flèche noire) a grossissement (X40) |

Description quantitatives des populations cellulaires présentent sur les frottis par interprétations des résultats :

Apres avoir quantifié et établis des statistique a l'aide du Test de KHI2 nécessaire pour évaluer nos résultats, nous avons constaté que :

Cellule épithéliales :

Des cellules épithéliales ont été détectées dans les 4 échantillons de matrices (matrice 1, 2, 10 et 11), ce qui indique qu'il s'agit de matrice normal, cependant les échantillons prélevés à l'aide d'un écouvillon ont révélé la présence de 40% de cellules épithéliales, tandis que ceux prélevé à l'aide d'une cytobrosse ont montrés la présence de 37,50% de cellules épithéliales (voir annexe 2). Toutes fois, cette différence n'est pas significative (Figure35). Et selon les différents auteurs, Jedusor et ces coéquipier (2007) et Hirsch, et ces aident (2000) La pertinence du frottis est déterminée par la présence ou l'absence de cellules épithéliales, et les échantillons contenant peu de cellules et sans neutrophiles ne sont pas considérés comme utiles pour le diagnostic.

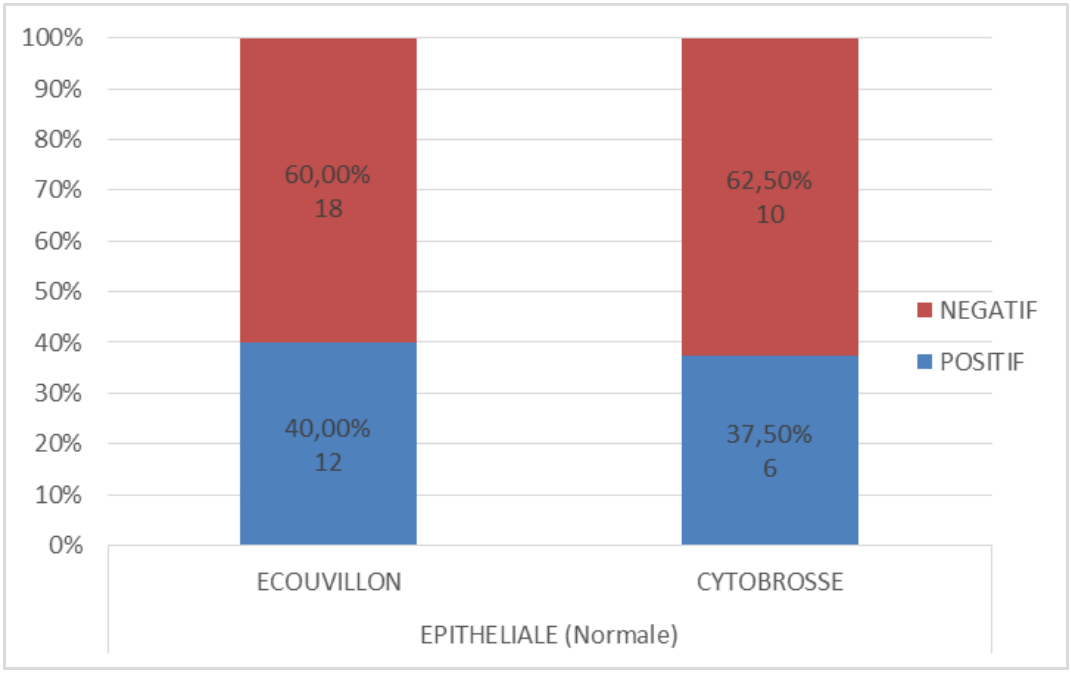



**Figure 32 : Digramme qui montre l'analyse comparative des échantillons de cellules épithéliales prélevé par écouvillon et cytobrosse**

Les cellules polynucléaires :

L'analyse a révélé la présence de cellules polynucléaires neutrophiles (PNN) dans 3 matrices spécifiques (matrice 3,4 et 9), indiquant une inflammation. Cependant l'examen des échantillons prélever à montrer un taux plus élevé de négativité que de positivité, suggérant que le nombre que le

nombre de PNN est inferieur et n'est pas présent dans toutes les échantillons. En utilisant un écouvillon, 20% de cellules polynucléaires neutrophiles ont été détectées, tandis qu'une cytobrosse a révélé la présence de 25% de ces cellules (voir annexe 3). (Figure 36).Alors, (LeBlanc et Kozdrowski et al) ont trouvé qu'un rapport de 1 neutrophile pour 40 cellules épithéliales (2%) dans les échantillons prélevés par écouvillonnage indique la présence d'une inflammation. EN revanche, ce rapport est seulement de 0,5% dans les échantillons prélevés par cytobrosse, car cette méthode permet de collecter une plus grande quantité de matière par rapport aux écouvillons.

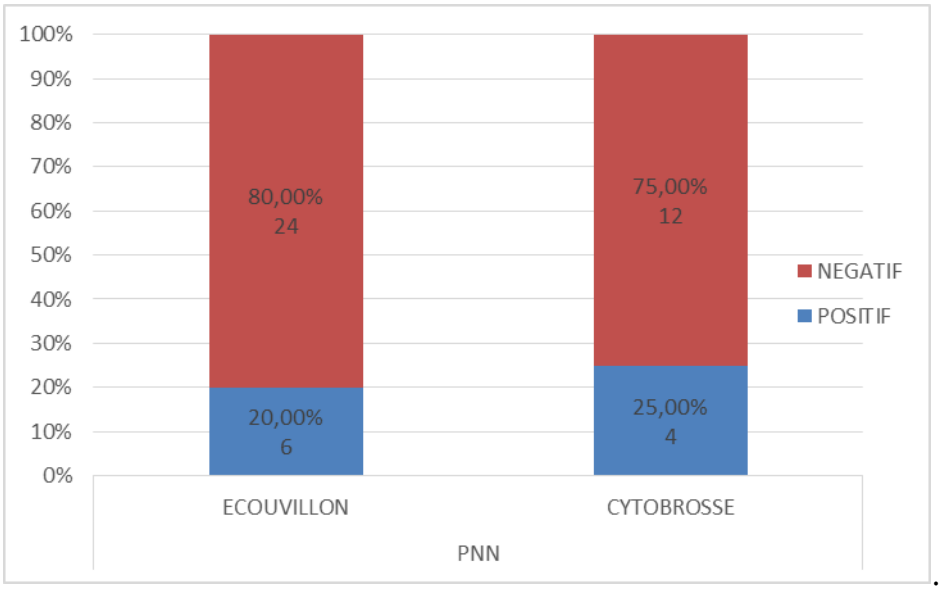



**Figure 33 : Digramme qui montre l'analyse comparative des échantillons de cellules polynucléaires neutrophiles prélevé par écouvillon et cytobrosse**

Les lymphocytes :

La présence de cellules lymphocytaires était fréquente dans les matrices (3, 4, 5,6 et 9), ce qui suggère la présence d'une inflammation. Les résultats ont révélé un taux de positivité égale à 50% pour les échantillons prélevés à la fois avec écouvillons et avec cytobrosse (voir annexe 4). (Figure 37). Ce résultat est en accord, avec celui de Kenny (1978) qui a observé la présence des cellules lymphocytes migrent jusqu'entre les cellules épithéliales bordant mais parvient pas de la lumière utérines, sur le plan physiopathologie, la présence de lymphocytes reste difficile à expliquer puisque leur fonction principales est intratissulaire.

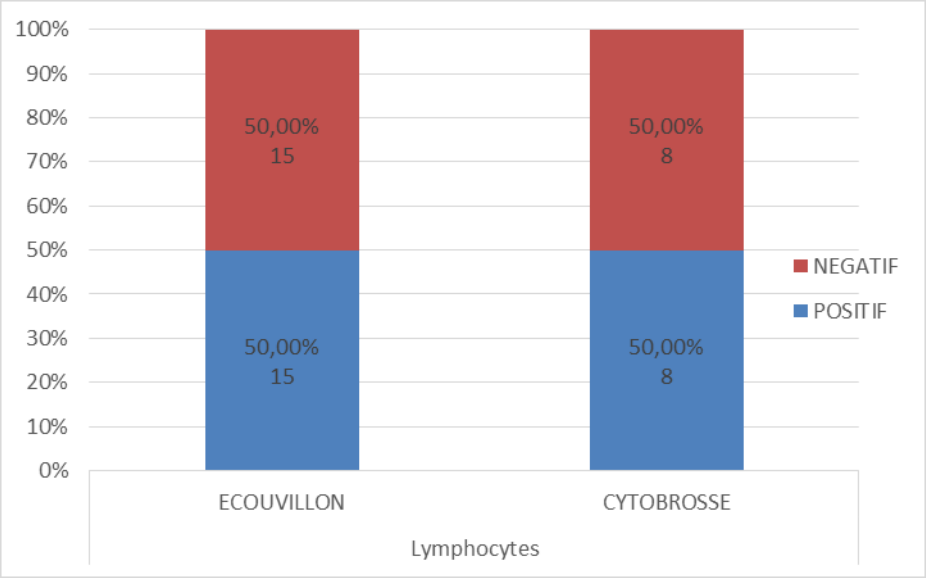



**Figure 34 : Evaluation de la méthode de prélèvement par cytobrosse et écouvillon pour la détection des cellules lymphocyte**

Les autres types de cellules inflammatoires :

Des cellules plasmocytes étaient présentes dans certaines de nos échantillons (3,8 et 9), ce qui suggère la présence d'une réponse immunitaires due à une inflammation. Les échantillons prélevés à l'aide d'un écouvillon ont montré une présence de 40% de plasmocyte, tandis que ceux prélevé à l'aide d'une cytobrosse était de 50% de plasmocyte. (Voir annexe 5) (Figure 38)

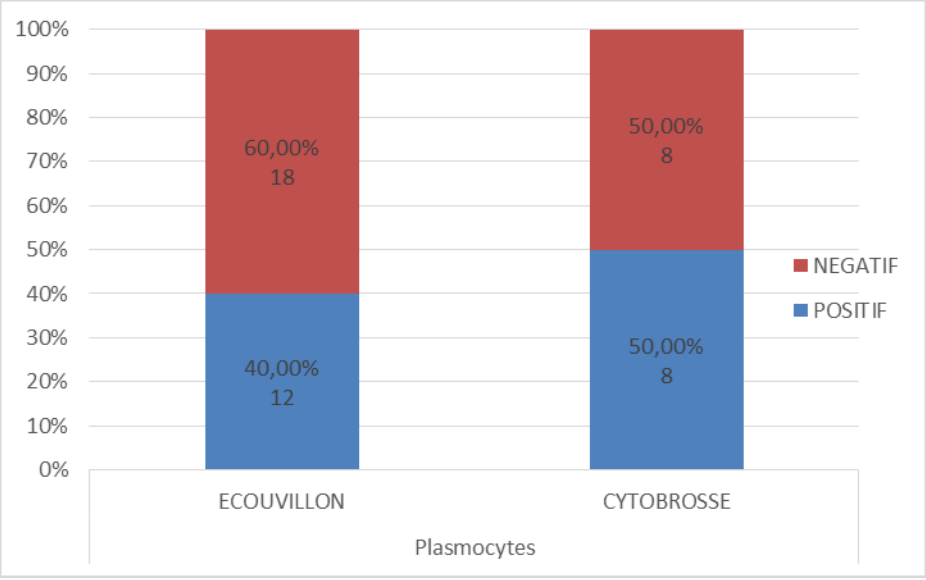



**Figure 35: Analyse des échantillons de cellules plasmocytes prélevées par Ecouvillon et cytobrosse.**

Les résultats obtenus mettent en évidences la présence de cellules palissadiques dans deux matrices spécifiques (matrice 6,9). Cependant, il est important de souligner que leur présence est considéré comme physiologique tant qu'elles ne sont pas soumises à un seuil spécifique. L'analyse démontre que le taux de ces cellules dans nos échantillons est très faible et ne révèles aucune inflammation. En effet le prélèvement par écouvillon a montré un taux de 20%, tandis que celui effectué avec une cytobrosse a révélé un taux de 25% (voir annexe 6). (Figure 39)

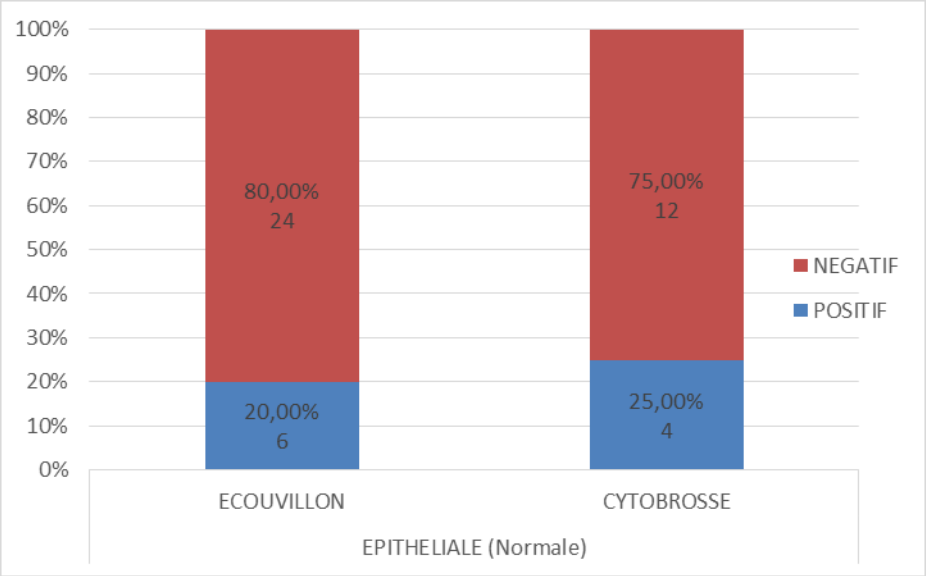



**Figure 36:Diagramme qui montre l'analyse comparative des échantillons de palissadique prélevé par Écouvillon et Cytobrosse**

Des néoplasies ont été détectés dans une seule matrice (numéro 4), qui peut être cancéreuse. Les échantillons prélevaient à l'aide d'un écouvillon ont montré une présence de 10% de cellules néoplasiques, tandis que ceux prélevé à l'aide d'une cytobrosse ont révélé une présence de 12.5% de cellules néoplasique. (Voir annexe 7). (Figure40)

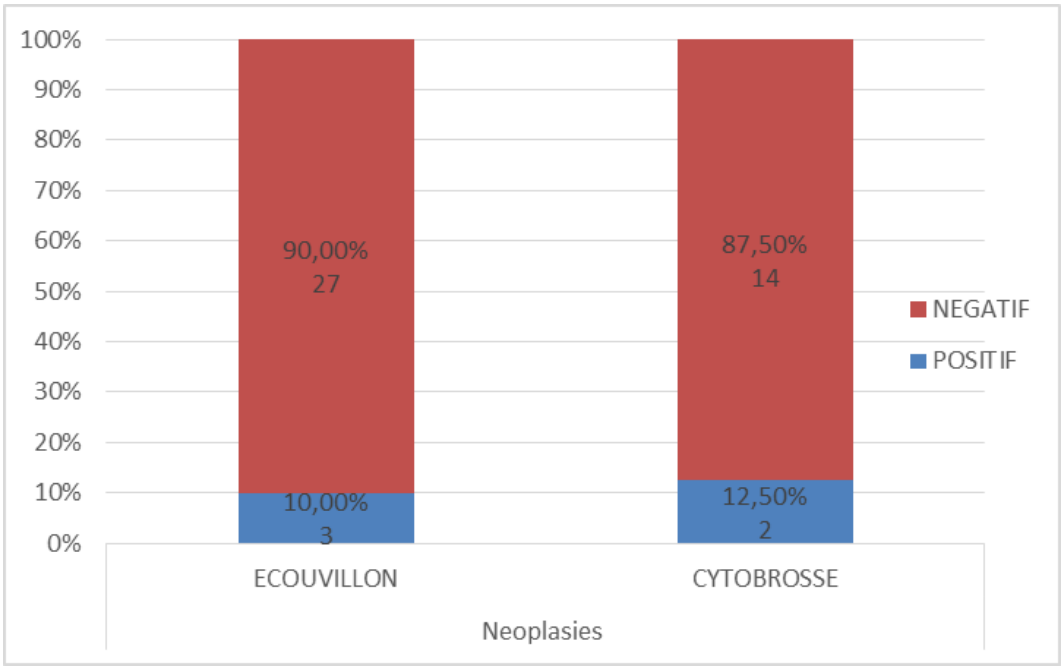



**Figure 37: Evaluation de la méthode de prélèvement par écouvillon et cytobrosse pour la détection des néoplasies.**

Le résultat global des lésions présentées dans ce graphe indique que les taux de positivité et de négativité ne présentent pas de différences significatives. Cette constatation indique que les échantillons obtenus à l'aide d'écouvillons ou de cytobrosse ne présentent pas de différence significatif, ces résultats sont concordants et indique une abcense de signification statistique (voir annexe 8). (Figure41) et on peut appuyer ce résultat par l'étude de Pascottini et ses collaborateur (2015) qui fournissent des informations concernant les échantillons présentaient une cellularité et une intégrité cellulaire suffisante pour avoir une valeur diagnostique. Cependant, une étude antérieure a rapporté que les prélèvements par écouvillons fournissaient des échantillons avec une intégrité cellulaire plus élevée par rapport aux prélèvements par cytobrosse, parce que la cytobrosse détruit l'intégrité cellulaire dans e cas où elle est utilisée par des personnes non expérimentait. Dans la présente étude, aucune différence n'a été observée entre les deux techniques en termes de qualité de l'échantillon et d'intégrité cellulaire. (Cocchia et al,( 2012).

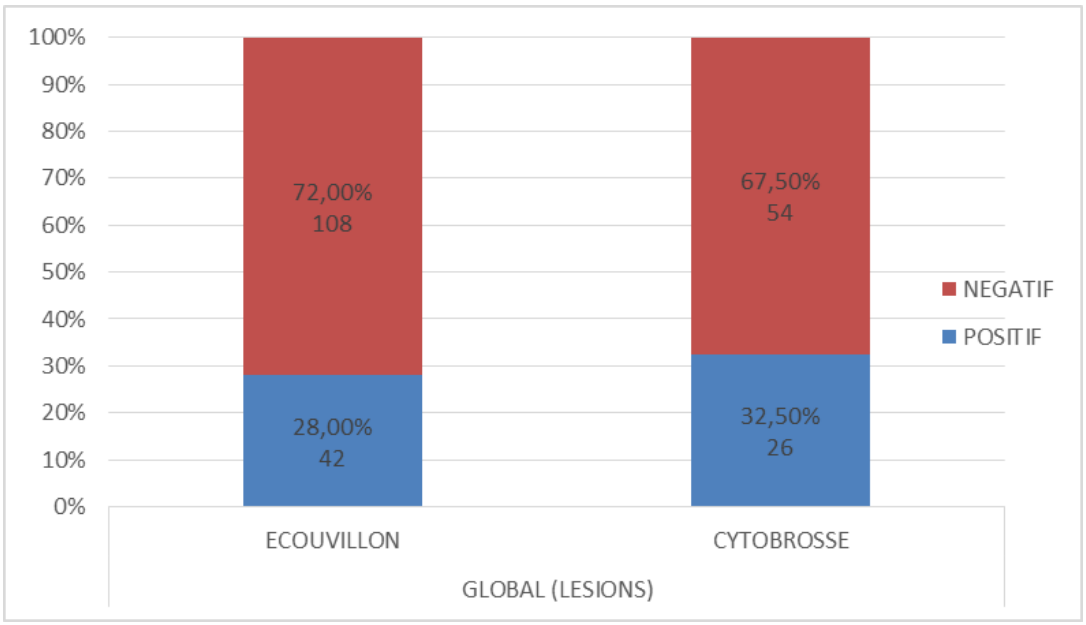



**Figure 38: Digramme qui montre l'analyse comparative de résultat globale prélevé par écouvillons et cytobrosse**

# Conclusion

En conclusion, l'étude cytologique par écouvillon et cytobrosse s'avère être une méthode précieuse pour évaluer les affections et les lésions dans l'appareil génital de la jument. Cette approche permet d'obtenir des échantillons cellulaires de haute qualité, permettant ainsi une analyse détaillée de la structure et de la composition cellulaire. L'utilisation de l'écouvillon et de la cytobrosse permet de recueillir des cellules épithéliales et diffèrent types cellulaire qui sont incriminé dans l'inflammation de l'appareil génital de la jument, offrant ainsi une vision globale de la santé utérine de la jument.

Grâce à cette méthode, il est possible de détecter des signes d'inflammation, d'infection ou de lésions pathologiques, ce qui contribue à un diagnostic plus précis des affections utérines chez la jument. De plus, la classification et l'identification des différentes lésions permettent de mieux comprendre les mécanismes sous-jacents à l'infertilité post-mortem chez la jument.

L'étude cytologique par écouvillon et cytobrosse constitue donc une approche essentielle pour la recherche et la pratique vétérinaire, permettant d'améliorer la prise en charge de la reproduction équine et d'orienter les décisions thérapeutiques pour optimiser la fertilité des juments.

Il est essentiel de poursuivre les recherches dans ce domaine, en élargissant les échantillonnages et en approfondissant les analyses et cela en s'appuyant sur l'histologie pour renforcer et confirmer les résultats et aussi la bactériologie pour identifier les germes en cause  pour obtenir une vision plus complète des pathologies utérines chez la jument. Grâce à ces études, nous pourrons développer des stratégies diagnostiques et thérapeutiques plus efficaces, favorisant ainsi la fertilité et la santé reproductive des juments.

# ANNEXES

Annexe 1 : Tableau représentent le nombre des cellules retrouvées dans nos échantillons par rapport au deux méthodes de prélèvement

| | | **Normale** | **Lésion** | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | Epithéliale | PNN | Lymphocyte | Plasmocyte | palysadique | néoplasie |
| **ECOUVILLON** | POSITIF | 12 | 6 | 15 | 12 | 6 | 3 |
| | NEGATIF | 18 | 24 | 15 | 18 | 26 | 27 |
| | TOTAL | 30 | 30 | 30 | 30 | 32 | 30 |
| **CYTOBROSSE** | POSITIF | 6 | 4 | 8 | 8 | 4 | 2 |
| | NEGATIF | 10 | 12 | 8 | 8 | 12 | 14 |
| | TOTAL | 16 | 16 | 16 | 16 | 16 | 16 |

Annexe 2 : Tableau représentent le pourcentage de positivité et de négativité des cellules épithéliales présente dans les échantillons

| | EPITHELIALE (Normale) | | | | |
|---|---|---|---|---|---|
| | ECOUVILLON | CYTOBROSSE | *P* | | |
| POSITIF | 12 | 6 | NS | 40,00% | 37,50% |
| NEGATIF | 18 | 10 | | 60,00% | 62,50% |
| | 30 | 16 | | | |

Annexe 3 : Tableau représentent le pourcentage de positivité et de négativité des cellules PNN présente dans les échantillons

| | PNN | | | | |
|---|---|---|---|---|---|
| | ECOUVILLON | CYTOBROSSE | *P* | | |
| POSITIF | 6 | 4 | NS | 20,00% | 25,00% |
| NEGATIF | 24 | 12 | | 80,00% | 75,00% |
| | 30 | 16 | | | |

Annexe 4 : Tableau représentent le pourcentage de positivité et de négativité des cellules lymphocytes présente dans les échantillons

| | Lymphocytes | | | | |
|---|---|---|---|---|---|
| | ECOUVILLON | CYTOBROSSE | *P* | | |
| POSITIF | 15 | 8 | NS | 50,00% | 50,00% |
| NEGATIF | 15 | 8 | | 50,00% | 50,00% |
| | 30 | 16 | | | |

Annexe 5 : Tableau représentent le pourcentage de positivité et de négativité des cellules plasmocytes présente dans les échantillons

| | Palissadique | | | | |
|---|---|---|---|---|---|
| | ECOUVILLON | CYTOBROSSE | *P* | | |
| POSITIF | 6 | 4 | NS | 20,00% | 25,00% |
| NEGATIF | 24 | 12 | | 80,00% | 75,00% |
| | 30 | 16 | | | |

Annexe 6 : Tableau représentent le pourcentage de positivité et de négativité des cellules néoplasique présente dans les échantillons

| | Neoplasies | | | | |
|---|---|---|---|---|---|
| | ECOUVILLON | CYTOBROSSE | *P* | | |
| POSITIF | 3 | 2 | NS | 10,00% | 12,50% |
| NEGATIF | 27 | 14 | | 90,00% | 87,50% |
| | 30 | 16 | | | |

Annexe 7 : Tableau représentent le pourcentage de positivité et de négativité des lésions globale présent dans les échantillons.

| | GLOBAL (LESIONS) | | | | |
|---|---|---|---|---|---|
| | ECOUVILLON | CYTOBROSSE | *P* | | |
| POSITIF | 42 | 26 | NS | 28,00% | 32,50% |
| NEGATIF | 108 | 54 | | 72,00% | 67,50% |
| | 150 | 80 | | | |

# La liste des références


1. **ABECIA J.A., FORCADA F., GONZALEZ-BULNES A**. (2012). Hormonal control of reproduction in small ruminants. *Animal Reproduction Science*, 130, p.173-179.
2. **ALEXANDER, S.L., Et IRVINE, C.H.G., 1993.** FSH an LH. in: McKinnon, A.O. and Voss, J.L. Ed., *Equine reproduction*, Lea and Febiger, Philadelphia, pp 45-56.
3. **ALLARD, A., BARRIER-BATUT, I., CAILLAUD, M., CHAVATTE-PALMER, P., DELEUZE, S, GOUDET, G., MARGAT, A., MARNAY-LE-MASNE, L. et PROVOST, E**., 2019a. Chapitre 1: Anatomie et physiologie. In : *Gestion de la jument: reproduction, gestation, poulinage*. 8ème édition. Exmes : Institut Français du Cheval et de l'Equitation. pp. 11- 60.
4. **ALLARD, A., BARRIER-BATUT, I., CAILLAUD, M., CHAVATTE-PALMER, P., DELEUZE, S, GOUDET, G., MARGAT, A., MARNAY-LE-MASNE, L. et PROVOST, E**., 2019b. *Gestion de la jument: reproduction, gestation, poulinage*. 8ème édition. Exmes : Institut Français du Cheval et de l'Equitation.
5. **ASBURY A.C., LYLE S.K.** (1993) Infectious causes of infertility In: McKINNON A.O, VOSS J.L. (eds), Equine Reproduction, Editions Lea & Febiger, Philadelphie, 381-391.
6. **Atef M.Darwish** (2016), Genital infections and infertility, Janeza Trdine 9, 51000 Rijeka, croatia . http://dx.doi.org/10.5772/60460.
7. **AURICH C**. (2011). Reproductive cycles of horses. *Animal Reproduction Science*, 124, p.220-228.
8. **B.Cardos ; ML.Oliveira; G.Pugliesi ; EOS Batista et M Binelli,** (2007), Cytobrush: A tool for sequential evaluation of gene expression in bovine endometrium.
9. **BARONE, R**., 2001. *Anatomie comparée des mammifères domestiques. appareil uro-génital, foetus et ses annexes, péritoine et topographie abdominale Tome quatrième, 2 Tome quatrième, 2*. 1ère édition. Paris : Ed. Vigot.
10. **BERGFELDT, D.R., Et GINTHER, O.J. 1993.** Relationship between FSH surges and follicular waves during the estrus cycle in mares. *Theriogenology* 39: 781-796.
11. **BERTHELON M., RAMPIN D.** (1967) Examen des prélèvements intra-utérins obtenus par irrigation chezRev. Med. Vet., vol. 118, 10, 763-770.
12. **BETSCH J.M**. (1992) Diagnostic de l'infertilité d'origine cervico-utérine chez la jument Rec. Méd. Vét., vol. 168, 11 /12, 1011-1027.
13. **BETSCH J.M**. (1998) Attitude diagnostique pratique face à la jument infertile In AVEF (eds), Congrès AVEF Toulouse 1998, Toulouse, 1-42.

14. **Betsch, J.M**. 2003 a. Fiche technique : cytologie utérine par lavage. Pratique. Vétérinaire. Equine. 2003, Vol. 35, 138, pp. 51-52.
15. **BLANCHARD T.L., VARNER D. D., SCHUMACHER J., LOVE C.C., BRINSKO S.P., RIGBY S.L**. (2003) Manual of equine reproduction (second edition) Mosby, St. Louis, 253 p.
16. **BLANCHARD T.L., VARNER D.D., SCHUMACHER J., LOVE C.C., BRINSKO S.P., RIGBY S.L**. (2005a). Physiologie de la reproduction de la jument non gravide. In : *Manuel de reproduction équine*. Paris : Maloine, p.13-21.
17. **BLANCHARD T.L., VARNER D.D., SCHUMACHER J., LOVE C.C., BRINSKO S.P., RIGBY S.L**. (2005a). Physiologie de la reproduction de la jument non gravide. In : *Manuel de reproduction équine*. Paris : Maloine, p.13-21.
18. **Bowen, BVetMed, FRCVS, Dipl. ACT** (1997), How to Perform and Interpret Uterine Cytology.
19. **BRINSKO S.P., BLANCHARD T.L., VARNER D.D., SCHUMACHER J., LOVE C.C., HINRICHS K., HARTMAN D**. (2010). Manipulation of estrus in the mare. In : *Manual of equine reproduction 3rd edition*. Maryland Height : Elsevier, p.19-38.
20. **BRINSKO, S. P., BLANCHARD, T. L., VARNER, D. D., SCHUMACHER, J., LOVE, C.**

    **BUDRAS, K-D, SACK, W. O., RÖCK, S., HOROWITZ, A. et BERG, R**., 2011b. *Anatomy of the Horse*. 6ème édition. Hannover : Schlütersche.
21. **C., HINRICHS, K. et HARTMAN, D. L.**, 2011a. Chapter 1: Reproductive Anatomy of the Mare. In : *Manual of Equine Reproduction*. 3ème édition. St. Louis, Mo : Mosby/Elsevier. pp. 1-9.
22. **Christoffersen, M., Brandis, L., Samuelsson, J. , Bojesen,A. M. , Troedsson, M. H. T. , & Petersen, M. R**. (2015) Diagnostic double-guarded Low-volume uterine Lavage in mares TheriogenoLogy, 83(2), 222-227.
23. **Cocchia, N., Paciello, 0., Auletta, L., Uccello, silvestro,V.,K.,Pasolini, Mallardo,M. P**. (2012). comparison of the cytobrush, cottonswab, and Low- volume uterine flush techniques to evaluato endometrial cytology for diagnosing endometritis in chronically infertile mares. Theriogenology, mares.77(1),80-08.
24. **DAELS P.F., HUGHES J.P.** (1993) The abnormal estrous cvde In McKINNON A.O., VOSS J.L. (eds), Equine Reproduction, Editions Lea & Febiger, Philadelphie, 408-414.
25. **DAELS P.F., HUGHES J.P.** (1993a). The normal estrous cycle. In : McKINNON A.O. and VOSS J.L. (edts). *Equine Reproduction*. Philadelphia : Lea and Febiger, p.121-132.
26. **DAELS, P. F., AND J. P. HUGHES. 1992.** The normal estrus cycle. Page 121 in *Equine*

27. **DAVIES MOREL, M. C. G**., 2008a. Chapter 1: The Reproductive Anatomy of the Mare. In : *Equine Reproductive Physiology, Breeding and Stud Management*. 3ème édition. Wallingford, UK ; Cambridge, MA : CABI. pp. 1- 14.
28. **Davies Morel, Mina C.G**, ( 2008) Equine reproductive physiology, breeding, and stud management/M.C.G. Davies Morel – 3rd ed.
29. **EVANS, M.J. and IRVINE, C.H.G. 1979.** Induction of follicular development and ovulation in seasonally acyclic mares using gonadotrophin-releasing hormones and progesterone. *J. Reprod. Fert., Suppl.* 27: 113-121.
30. **FATET A., PELLICER-RUBIO M.-T., LEBOEUF B**. (2011). Reproductive cycle of goats. *Animal Reproduction Science*, 124, p.211-219.
31. **FAY, J.E., and DOUGLASS, R.H. 1987** changes in thecal and granulosa cell LH and FSH receptor contenent associated with follicular fluid and peripheral plasma gonadotrophin and steroid hormone concentrations in preovulatory follicles of mares. Journal *of reproduction and fertility, suppliment* 37: 169-181.
32. **Gary C. W. England**., (2005), Fertility and Obstetrics in the Horse, thirs edition 282P.
33. **GILBERT, B. 2005.** Reproduction des mammifères d'élevages. éditions EDUCAGRI.
34. **GINTHER OJ. 1978.** In: Reporductive Biology of the Mare. Ann Arbor, MI: McNaughton and Gun.
35. **GINTHER, O.J. & FIRST, N.L. 1971.** Maintenance of the corpus luteum in hysterectomized mares. *Am. J. vet. Res.* 32: 1687-1691.
36. **HAFEZ E.S.E., JAINUDEEN M.R., ROSNINA Y**. (2000). Homones, growth factors and reproduction. In : HAFEZ B. and HAFEZ E.S.E. (edts). *Reproduction in farm animals 7th edition*. Philadelphia : Wiley-Blackwell, p.33-54.
37. **John Dascanio, VMD, Dipl. ABVP; William B. Ley, DVM, MS, Dipl. ACT; John M.**
38. **KNUDSEN O**. (1 964) Endometrial cytology as a diagnostic aid in mares Cornell Vet., vol. 54, 3, 415-422.
39. **LeBlanc, M. M. Magsig, J., & Stromberg, A. J**. (2007) .Use of a low-volume uterine flush for diagnosing endometritis in chronically infertile mares. Theriogenology, 68(3), 403-412.
40. **LeBlanc, M.M.** 2008. When to refer an infertile mare to a theriogenologist. Theriogenology. Vol. 70, pp. 421-429.
41. **lecannabiculteur.** (2023,juin24). Récupéré sur http://lecannabiculteur.free.fr/SITES/UNIV%20CATHO%20LOUVAIN/istospec/safe/epitgld1.htm.

42. **LEFEBVRE R., GUAY P., VAILLANCOURT D**. (1986) La cytologie utérine chez la jument: un outil pour le clinicien Méd. Vét. Qué., vol. 16, 3, 99-103.

43. **LEY, W. B**., 2014a. Section 4: Anatomy and Physiology. In : *Broodmare Reproduction for the Equine Practitioner*. 1ère édition. Jackson, Wyoming : Teton NewMedia. pp. 55- 74.
44. **Martin-Hirsch P, Jarvis G, Kitchener H, Lilford R**. Collection devices for obtaining cervical cytology samples. Cochrane Da-tabase Syst Rev 2000;3:CD001036 .
45. **MATHEWS, R.G., ROPHIA R.T., ET BUTTERFIELD. P.M. 1967.** The phenomenon of foal heat in mares. *Australian veterinary journal* 43: 579-587.
46. **MONNIAUX D., CARATY A., CLEMENT F., DALBIES-TRAN R., DUPONT J., FABRE S., GERARD N., MERMILLOD P., MONGET P., UZBEKOVA S**. (2009). Développement folliculaire ovarien et ovulation chez les mammifères. *INRA Production Animale*, 22 (2), p.59-76.
47. **Nielsen, J. M**. (2005). Endometritis in themare : A diagnostic study comparing cultures from swab and biopsy. Theriology, 63(3), 510-518.
48. **NISWENDER D., NETT T.M.** (1993). Luteal phase. In : McKINNON A.O. and VOSS J.L. (edts). *Equine Reproduction*. Philadelphia : Lea and Febiger, p.172-175.
49. **PANTKE, P., HYLAND, J., GALLOWAY, D.B., MACLEAN, A.A. AND HOPPEN, H.O. 1991** Changes in lutenising hormone bioactivity associated with gonadotropines pules in the cycling mare. *Journal of reproduction and Fertility, Supplement* 44: 13-20.
50. **PATTISON, M.L., CHEN, C.L. AND KING, S.L. 1972.** Determination of LH and estradiol 17b surge with reference of the time of ovulation in the mares. *Biology of Reproduction.*7: 136-140.
51. **PITRE J.** (1 985) Les infections génitales de la jument. Utilisation du laboratoire pour le diagnostic étiologique Prat. Vet. Equine, vol. 17, 3, 107-133.
    Reproduction. A. McKinnon et J. Voss, ed. Williams & Wilkins, Media, PA.
52. **Roszel, .F. and Freeman, K.P**., (1988). Equine endometrial cytology. Veterinary Clinics of North America: Equine Practice, 4(2), pp.247-262.
53. **SAMPER, J. C.** (éd.), 2009a. Chapter 11: Anatomy and Physiology of the Mare. In : , *Equine Breeding Management and Artificial Insemination*. 2ème édition. St. Louis, Missouri : Saunders Elsevier.
54. **Swerczek, T.W. et Caudle, A.B**. 2007. Bacterial causes of subfertility and abortion in the mare. In : R.S. Youngquist et W.R. Threlfall. Current Therapy in Large Animal Theriogenology. 2nd Edition. St Louis : Saunders Elsevier, pp. 168-175.
55. **T.L. Blanchard, DD Varner, J.Schumacher, CH. C LOVE, S. P. Brinsko, S, l. Rigby**,( 2005), manuel, 340 p.

56. **TIBARY A., ANOUASSI A**. (1994b). Thérapeutique hormonale et manipulation de la reproduction chez la jument. In : TIBARY A., BAKKOURY M. (1994). *Reproduction équine Tome 1 : la jument*. Rabat : Actes Editions, p.277-320.
57. **TUCKER, K.E., HENDERSON, K.A. AND DUBY, R.T. 1991**. In vitro steroidogenesis by granulose cells from equine preovulatory follicles. *Journal of reproduction and fertility Suppliment* 44 : 45-55.
58. **VAN CAMP S.D.** (1988) Endometrial biopsy of the mare Vet. Clin. of North Am. Equine Pract., vol. 4, 2, 229-245.
59. **WATSON, E.D., McDONNELL, A.M., Et Cuddeford, D. 1994** Characteristics of cyclicity in maiden thouroughtbred mares in the united kingdom. *Veterinary Record.* (135): 104-106 aynes, H.B, Foxcroft, G.R. and lamming G.E. Ed., *Control of Ovulation*, Butterworth, London, pp 453-470.
60. **William B. Ley DVM, MS**, (2004), Broodmare reproduction for th equine practioner, international Standard Book Number-13: 978-1-4822-4107-5 (eBook - PDF).

Résumé :

L’infertilité chez la jument est un sujet important pour les éleveurs, leur abattage peut être pour des raisons de santé, telles qu'une boiterie sévère, un vice rédhibitoire grave ou un problème de fertilité incurable.

L’analyse cytologique des utérus en post mortem de jument est une méthode précieuse pour évaluer leur santé reproductive. Cette approche fournit des informations détaillées sur la structure et les caractéristiques cellulaires de l’utérus, ce qui permet d’améliorer notre compréhension des pathologies utérines et de leur influence sur la fertilité des chevaux. Les résultats de ces études ont apporté des observations significatives, avec la présence de cellules épithéliales normale (40%) et palissadique comme protecteur (12,5%). De plus on a détecté des cellules inflammatoires comme les PNN (25%) dans certain échantillons pouvant potentiellement affecter la fertilité des juments et déclencher une réponse immunitaire (Lymphocytes). Alors, dans le cadre de notre études les diffèrent techniques de prélèvements ont été évaluées avec précision notamment écouvillons et cytobrosse. Les résultats ont révélé des similitudes dans la détection des cellules inflammatoire mais des variations ont été observé en terme d’intégrité cellulaire, cette observation souligne aussi que la différence est non significative avec presque (7%) de différences.

A la fin, notre étude avait une approche d’identification et de détection d’anomalie avec une meilleure compréhension de pathologie utérines chez la jument. Ces connaissances jouent un rôle crucial dans la gestion précise de la fertilité équine et dans l’amélioration globale de la santé reproductive de ces animaux précieux

**Mot clé** : analyse cytologique, écouvillons ; cytobrosse, jument ; fertilité

Abstract:

Infertility in mares is an important subject for breeders, and their euthanasia may be due to health reasons such as severe lameness, a serious hereditary defect or an incurable fertility issue.

Cytological analysis of mare uteri post-mortem is a valuable method for assessing their reproductive health. This approach provides detailed information on the structure and cellular characteristics of the uterus, improving our understanding of uterine pathologies and their influence on equine fertility. . The results of these studies provided significant observations, with the presence of normal epithelial cells (40%) and palisading cells as protectors (12.5%). In addition, inflammatory cells such as PNN (25%) were detected in certain samples, which could potentially affect the mares' fertility and trigger an immune response (lymphocytes). Therefore, in our study, the different sampling techniques were accurately evaluated, in particular swabs and cytobrush. The results revealed similarities in the detection of inflammatory cells but variations were observed in terms of cell integrity. This observation also highlights the fact that the difference is non-significant with almost (7%) differences.

At the end, our study had an approach to identifying and detecting abnormalities with a better understanding of uterine pathology in the mare. This knowledge plays a crucial role in the accurate management of equine fertility and in the overall improvement of reproductive health of these precious animals

**Keyword**: cytological analysis, swabs; cytobrush, mare; fertility

الملخص

عقم الافراس امر مهم بالنسبة للمربين, ذبحها قد يكون بسبب اسباب صحية مثل الشلل الشديد, أو عيب خطير غير قابل للتصحيح او مشكلة عقم لا يمكن علاجها.

يعد التحليل الخلوي للرحم في فرس ما بعد الوفاة طريقة قيمة لتقييم صحتهم الإنجابية. يوفر هذا النهج معلومات مفصلة عن بنية الخلية وخصائص الرحم، مما يحسن فهمنا لأمراض الرحم وتأثيرها على خصوبة الخيول جلبت نتائج هذه الدراسات ملاحظات مهمة، مع وجود خلايا ظهارية طبيعية (40٪) وباليسيد في عينات معينة يمكن أن تؤثر على خصوبة الفرس وتحفز الاستجابة (25٪) PNNكحامي (12.5٪). بالإضافة إلى ذلك، تم اكتشاف الخلايا الالتهابية مثل لذلك، في إطار دراستنا، تم تقييم تقنيات أخذ العينات المختلفة بدقة، بما في ذلك المسحات والخلايا. كشفت النتائج عن أوجه تشابه (المناعية (الخلايا الليمفاوية في اكتشاف الخلايا الالتهابية ولكن لوحظت اختلافات من حيث سلامة الخلايا، وتسلط هذه الملاحظة الضوء أيضًا على أن الاختلاف ليس كبيرًا مع تقريبًا (7٪).

في النهاية، كان لدراستنا نهج لتحديد واكتشاف التشوهات مع فهم أفضل لأمراض الرحم في الفرس. تلعب هذه المعرفة دورًا حاسمًا في الإدارة الدقيقة لخصوبة الخيول وفي التحسين العام للصحة الإنجابية لهذه الحيوانات الثمينة

, **الكلمات المفتاحية:** التحاليل الخلوية، المسحات,الفرشاةالخلوية,فرس, الخصوبة,الخلية