



Institut des Sciences
Vétérinaires- Blida

Université Saad
Dahlab-Blida 1-



Projet de Fin d'Études en vue de l'obtention du
Diplôme de Master

**Étude anatomo-histologique des ovaires de la
jument**

Présenté par

LABABOU Hichem

Soutenu le 21 / 07 / 2022

Devant le jury :

Présidente :	Ghour i l.	MCA	USD, Blida - 1
Examineur :	Adel D.	MCB	UDS, Blida - 1
Promoteur :	Ferrouk M.	MCA	USD, Blida - 1
Co-promotrice :	Boukenaoui-Ferrouk N.	MCA	USD, Blida - 1

Année Universitaire : 2021/2022

Remerciements

Tout d'abord, je remercie ALLAH, Dieu tout puissant, de m'avoir accordé toute la détermination, la volonté, la force, le courage et la patience pour achever ce travail ainsi que cinq longues années d'études.

Je remercie infiniment mon promoteur, Docteur Ferrouk Mostapha, d'avoir accepté de m'encadrer, pour son suivi, sa patience, sa disponibilité, son soutien et tous ses efforts fournis durant cette année.

Merci à ma co-promotrice, Docteur Boukenaoui-Ferrouk Nouria pour sa gentillesse, sa bienveillance et sa compréhension.

Un grand merci aux membres du jury. Docteur Ghouri Imane et Docteur Adel Djalel, pour être avant tout de magnifiques enseignants, et pour avoir accepté d'examiner et de parfaire ce modeste travail.

Mes remerciements vont également au corps professoral et administratif de l'Institut des Sciences Vétérinaires de Blida.

Dédicaces

Depuis ma naissance, j'ai toujours compté sur deux personnes qui n'ont jamais cessé de donner le meilleur d'eux mêmes et que sans eux, ma vie n'aurait aucun sens, parce qu'ils sont le pourquoi du comment j'ai réussi à me construire jusqu'à ce jour.

Mon petit papounet, la maladie t'a forcé à nous quitter très tôt et cela nous a coûté le prix de vivre des années sombres durant lesquelles l'aube est moins claire, l'air moins pur et le ciel moins chaud. Sans pouvoir profiter de ton sourire rayonnant et angélique, ton énergie qui pourrait faire fonctionner le monde entier, ta gentillesse sans limites, ton dévouement et ta bienveillance. Je donnerai tout pour t'avoir à mes côtés dans ces temps de réussite, hélas, la vie ne fonctionne pas ainsi. J'espère du fond du cœur que tu ne souffres plus là où tu es, et que cette réussite te rend fière.

Ma mamounette d'amour, ma raison de vivre, ma source de joie et de bonheur, toi qui sacrifies toujours une partie de toi pour que tes enfants aient une vie parfaite, toi qui nous soulèves à chaque fois qu'on trébuche et veilles à nous apporter soutien et force. Je te remercie d'avoir cru en moi et de m'avoir encouragé et offert l'environnement sain pour prospérer, évoluer et réussir dans mes études. Je sais que tout le monde pense avoir la meilleure maman, mais la mienne est de loin la plus parfaite des mères.

À mon frère, Nassim, qui m'a toujours épaulé, et qui a comblé chaque vide qu'il voyait. Je te remercie infiniment pour ton appui indéfectible, ta patience et ta compréhension. Pour ton amour et tes sacrifices.

À Mamie, ma grande mère chérie et Lilya, ma sœur bien aimée, merci d'être tous simplement là pour moi.

À Mes oncles, particulièrement SAM, et à mes tantes.

À Issam, merci de m'avoir offert des années pleines d'aventures et d'expériences, merci pour ton humour et pour la merveilleuse personne que tu es, et merci d'être à côté de moi.

À madame Ghouri Imane, mon enseignante adorée.

À Baya pour la merveilleuse personne que tu es et Saida ma collègue de crime.

Et à toute personne qui a contribué de loin ou de prêt pour la réalisation de ce travail.

Lababou Hichem

Résumé

L'objectif de notre travail est de réaliser une étude anatomique et histologique de l'ovaire de jument. Les ovaires prélevés sur une jument après abattage ont été fixés et découpés longitudinalement puis horizontalement près de la fosse d'ovulation. Les segments obtenus ont été traités pour une évaluation histologique sous microscopie photonique. Les résultats d'analyse morphologique obtenus montrent que l'ovaire présente une forme d'haricot portant sur son bord ventral libre, en position sub-médiane, une petite dépression correspond à la fosse d'ovulation. Les résultats d'observations histologiques montrent que le cortex est situé au centre de l'ovaire et il est entouré par la médulla vascularisée. Dans le cortex, des follicules en développement, des follicules atrétiques, un corps jaunes en régression et un *corpus albicans* sont observés. Les follicules observés sont trouvés en groupe ou isolés dans le parenchyme glandulaire. La fosse d'ovulation présente d'une part un épithélium cubique germinatif et d'autre part un épithélium prismatique avec de nombreuses cellules ciliées. En conclusion, la structure tissulaire de l'ovaire est inversée avec une zone médullaire vasculaire externe et une zone corticale interne. L'existence d'une fosse d'ovulation est unique chez les équidés.

Mots-clés : *Ovaire, anatomie, histologie, fosse d'ovulation, jument.*

ملخص

الهدف من عملنا هو إجراء دراسة تشريحية ونسجية لمبيض الفرس. تم تثبيت المبايض المأخوذة من فرس بعد الذبح و تقطيعها بشكل طولي ثم أفقياً بالقرب من حفرة التبويض. تمت معالجة المقاطع التي تم الحصول عليها للتقييم النسيجي تحت المجهر الضوئي. تظهر نتائج التحليل المورفولوجي التي تم الحصول عليها أن المبيض له شكل حبة فاصولياء. على الحافة البطنية الحرة ، في الوضع دون المتوسط ، انخفاض صغير يتوافق مع حفرة الإباضة. تظهر نتائج الملاحظات النسيجية أن التركيب المجهري لمبيض الفرس يختلف عن غيره من الثدييات ، حيث تقع القشرة في وسط المبيض وتحيط بها النخاع الوعائي. في القشرة ، تظهر البصيلات النامية ، والبصيلات الأدينية ، والجسم الأصفر المتراجع ، والجسم الأبيض. تم العثور على البصيلات الملحوظة في مجموعات أو معزولة في الجهة الغدية. تقدم حفرة الإباضة من ناحية خلايا مكعبة ومن ناحية أخرى خلايا عمودية بها العديد من الخلايا الهدبية. في الختام ، يتم عكس بنية نسيج المبيض مع منطقة النخاع الوعائي الخارجية ومنطقة القشرة الداخلية مقارنة بالثدييات الأخرى. يعتبر وجود حفرة التبويض أمراً فريداً بين الخيول.

الكلمات المفتاحية: المبيض، التشريح، الأنسجة، حفرة الإباضة، الفرس.

Abstract

The objective of our work is to carry out an anatomical and histological study of the mare's ovary. The ovaries taken from a mare after slaughter were fixed and cut longitudinally then horizontally near the ovulation fossa. The segments obtained were processed for histological evaluation under light microscopy. The morphological analysis results obtained show that the ovary has a bean shape bearing on its free ventral edge, in the sub-median position a small depression corresponds to the ovulation fossa. The results of histological observations show that the cortex is located in the center of the ovary and it is surrounded by the vascularized medulla. In the cortex, developing follicles, atretic follicles, regressing corpus luteum, and corpus albicans are observed. The observed follicles are found in groups or isolated in the glandular parenchyma. The ovulation fossa presents on the one hand a germinative cubic epithelium and on the other hand a columnar epithelium with many ciliated cells. In conclusion, the tissue structure of the ovary is reversed with an external vascular medullar zone and an internal cortical zone. The existence of an ovulation fossa is unique among equines.

Keywords: *Ovary, anatomy, histology, ovulation fossa, mare.*

Sommaire

Résume.....	
ملخص.....	
Abstract.....	
Liste des figures.....	
Liste des tableaux.....	
Liste des abreviations.....	
Introduction.....	1
Chapitre I : Anatomie et histologie de l'appareil genital de la jument.....	2
I.1. Organes génitaux externes.....	2
I.2. Organes génitaux internes.....	3
I.2.1. Vagin.....	3
I.2.2. Utérus.....	4
I.2.3. Oviducte.....	6
I.2.4. Ovaires.....	7
Chapitre II : Physiologie de la reproduction de la jument.....	9
II.1. Puberté.....	9
II. 2. Saisonnalité de la reproduction.....	9
II. 2.1. Période de transition printanière.....	11
II.2.2. Période de reproduction.....	11
II.2.3.Période de transition automnale.....	11
II.2.4. Période d'anoestrus.....	12
II.3. Cycle œstral.....	12
II.3.1. Phase œstrale.....	13
II.3.2. Phase diœstrale.....	14
II.4. Régulation neuro-endocrinienne du cycle œstral chez la jument.....	15
II.5. Ovogenèse et folliculogénèse.....	16
II.5.1. Ovogenèse.....	16
II.5.2. Folliculogénèse.....	16
II.5.3. Dynamique folliculaire durant le cycle œstral.....	19
I. Materiel et méthodes.....	24
I.1. Systématique des chevaux.....	24

I.2. Modèle animal.....	24
I.3. Méthodes utilisées	25
I.3.1. Etapes de la technique d’histologie	25
I.3.1.1. Fixation	25
I.3.1.2. Inclusion	27
I.3.1.3. Réalisation et étalement des coupes	28
I.3.1.4. Etapes de la coloration.....	29
I.3.1.5. Montage des lames	30
I.3.1.6. Observation des lames	31
II. Résultats et discussion	32
II.1. Aspect anatomique de l’ovaire	32
II.2. Aspect histologique de l’ovaire	33
II.2.1. Description histologique de la fosse d’ovulation	34
II.2.2. Description histologique du cortex	36
II.2.3. Description histologique de la médulla.....	37
II.2.4. Description histologique du corps jaune	38
Conclusion et perspectives.....	40
Références bibliographiques.....	41

Liste des figures

Figure 1 : Représentation schématique de la vue ventrale de l'appareil génital de la jument	2
Figure 2 : Photographie représentant la région périnéale de la jument	3
Figure 3 : Représentation schématique de la vue latérale de l'appareil génital et urinaire de la jument.....	4
Figure 4 : Photographie du cervix en saillie au niveau vaginal sous forme de « fleur épanouie ».	5
Figure 5 : Photographie montrant l'ovaire (O), l'infundibulum (I), l'ampoule (A), le cercle vert montre l'emplacement de l'isthme et de la jonction utero-tubaire (A-Ij) et l'utérus (Ut).....	6
Figure 6 : Photographie d'un ovaire inactif (A) et actif (B)	7
Figure 7 : Représentation schématique de la structure anatomo-histologique de l'ovaire de la jument.....	8
Figure 8 : Représentation schématique de la saisonnalité de reproduction chez la jument dans l'hémisphère nord.....	9
Figure 9 : Représentation schématique de la régulation neuro-hormonale de la saisonnalité de reproduction chez la jument.....	10
Figure 10 : Représentation schématique des phases œstrale et diœstrale du cycle œstral chez la jument.....	13
Figure 11 : Représentation schématique du cycle sexuel chez la jument	14
Figure 12 : Représentation schématique du contrôle neuro-hormonal du cycle œstral chez la jument.....	15
Figure 13 : Représentation schématique du follicule primordial	17
Figure 14 : Représentation schématique du follicule primaire.....	17
Figure 15 : Représentation schématique du follicule secondaire.....	17
Figure 16 : Représentation schématique du follicule tertiaire	18
Figure 17 : Représentation schématique du follicule de De Graaf	19
Figure 18 : Photographie d'un cheval <i>Equus caballus</i>	24
Figure 19 : Photographie de la face dorsale du tractus génital récolté de la jument adulte	25
Figure 20 : Ovaires droit et gauche d'une jument adulte après fixation au formol dilué à 10% de PBS	25
Figure 21 : Ovaires droit et gauche d'une jument adulte après une coupe longitudinale	25
Figure 22 : Ovaire droit d'une jument adulte après une coupe longitudinale et transversale	26
Figure 23 : Découpe et mise en place des segments de l'ovaire de la jument sur les cassettes..	26

Figure 24 : Mise en place centrée du prélèvement ovarien dans le moule métallique	28
Figure 25 : Dépôt et Immobilisation du prélèvement au centre du moule métallique.....	28
Figure 26 : Remplissage du moule métallique par la paraffine liquéfiée	28
Figure 27 : Blocs de paraffine.....	28
Figure 28 : Réalisation du ruban de paraffine (a) ; récupération de la coupe sur une lame porte objet (b) ; séchage des lames sur une plaque chauffante (c)	29
Figure 29 : Bains de xylène.....	29
Figure 30 : Bains d'hydratation contenant de l'éthanol à 100° et 96°et de l'eau du robinet	30
Figure 31 : Batterie de déshydratation et d'éclaircissement.....	31
Figure 32 : Montage des lames avec le liquide de montage « Eukitt® »	31
Figure 33 : Microscope utilisé lors de l'observation des lames	31
Figure 34 : Localisation des orientations morphologiques d'un ovaire d'une jument adulte.....	32
Figure 35 : Observation histologique de la médulla et du cortex de l'ovaire d'une jument adulte.	33
Figure 36 : Observation histologique de l'albuginée de l'ovaire d'une jument adulte. M : Médulla ; TC : Tissu conjonctif ; A : Albuginée. a : G : x100 ; b : G : x200. Coloration H&E ..	34
Figure 37 : Histologie d'une portion de la fosse d'ovulation d'un ovaire d'une jument adulte. L : Lumière ; TC : Tissu conjonctif ; EC : Epithélium cubique. a : G : x100 ; b : G : x200. Coloration H&E.....	34
Figure 38 : Histologie d'un épithélium cylindrique de la face antérieure de la fosse d'ovulation d'un ovaire d'une jument adulte. TC : Tissu conjonctif ; EC : Epithélium cylindrique .a G : x100 ; b : G : x200. Coloration H&E	35
Figure 39 : Histologie d'un épithélium cilié de la face antérieure de la fosse d'ovulation d'un ovaire d'une jument adulte. C : Cortex ; TC : Tissu conjonctif ; EC : Epithélium cilié. → : Cils. a : G : x100 ; b : G : x600. Coloration H&E	35
Figure 40 : Histologie du cortex d'un ovaire d'une jument adulte. FPr : Follicule primordial ; FP : Follicule primaire ; TC : Tissu conjonctif. a : G : x100 ; b : G : x200. Coloration H&E.....	36
Figure 41 : Histologie du cortex d'un ovaire d'une jument adulte. FS : Follicule secondaire ; TC : Tissu conjonctif. a : G : x100 ; b : G : x200. Coloration H&E.....	37
Figure 42 : Histologie de la médulla de l'ovaire d'une jument adulte. VS : Vaisseaux sanguins ; GR : Globules rouges ; L : Lumière du vaisseau sanguin ; TC : Tissu conjonctif lâche ; ↔ : Paroi du vaisseau sanguin. Coloration H&E. a : G : x100 ; b : G : x200.	37

Figure 43 : Histologie du follicule primaire (a) et secondaire (b) atrétiques chez une jument adulte. FPa : Follicule primaire atrétique ; FSa : Follicule secondaire atrétique ; TC : Tissu conjonctif lâche. Coloration H&E. a et b : G : x200.	38
Figure 44 : Histologie du corps jaune en régression chez une jument adulte. CJ : corps jaune ; Sp : septa. Coloration H&E. a et b : G : x100.	39
Figure 45 : Histologie du corps blanc chez une jument adulte. Fb : fibroblastes. Coloration H&E. a et b : G : x100.	39

Liste des tableaux

Tableau 1 : Croissance folliculaire durant le cycle œstral de la jument : taille du plus gros follicule, concentrations hormonales et caractéristiques de croissance du follicule dominant ..22

Liste des abréviations

°C : Degré celsius

CL : Corpus luteum

cm :Centimètre

FSH : Follicle Stimulating Hormone

g :Gramme

GnRH : Gonadotropin-Releasing Hormone

LH :Luteizing Hormone

min : Minute

mm :Millimètre

P4 : Progesterone

PBS : Phosphate Buffered Saline

PGF2 α : Prostaglandines F2 α

VL : Vertèbres lombaires

VS : Vertèbres sacrales

Introduction

Par rapport à d'autres espèces domestiques d'élevage, la jument présente certaines particularités de reproduction d'ordre physiologique mais aussi d'ordre anatomique concernant l'ovaire. En effet, la jument est une espèce polyœstrienne à reproduction saisonnière dépendante des variations de la durée du jour au cours de l'année. Une augmentation de la durée de la lumière du jour déclenche l'activité reproductive, tandis qu'une diminution de la durée de la lumière du jour inhibe l'activité de l'ovaire. Par conséquent, la durée de saison de reproduction, ou la saison ovulatoire de la jument est limitée du début du printemps jusqu'à la fin de l'été (Brinsko *et al.*, 2011). Cette durée de la saison de reproduction peut être influencée par d'autres facteurs tels que la région géographique, la race, l'âge, le climat, la nutrition, et d'autres facteurs environnementaux (Satué et Gardon, 2013). Par ailleurs, certaines particularités d'ordre morpho-anatomique caractérisent l'ovaire de la jument par rapport aux autres espèces de mammifères d'élevage. Première particularité, ils sont remarquablement grands et peuvent mesurer jusqu'à 5 à 8 cm selon le grand axe et 2 à 4 cm selon le petit axe (Weir et Rowlands, 1974). Leur forme change considérablement avec le cycle œstral en raison de la taille des follicules qui peuvent atteindre la taille de 40 à 50 mm chez les juments (Ono *et al.*, 2015). Deuxième particularité, l'emplacement du cortex et de la médulla est inversé. Sa surface germinale, où se trouvent les follicules et les ovocytes, est située dans la partie centrale de l'ovaire, tandis que son tissu conjonctif et ses vaisseaux se trouvent dans la couche externe. Par conséquent, l'ovulation n'a lieu que dans la fosse d'ovulation, qui commence à se développer entre le 5^{ème} et 7^{ème} mois d'âge (Ono *et al.*, 2015). Les ovaires atteignent leur maturité structurelle vers le début de la puberté (Ginther, 1992). L'objectif de notre travail est une contribution à l'étude anatomique et histologique de l'ovaire de jument adulte. Le présent travail comprend deux parties : 1/ Une partie bibliographique portant sur la description de l'anatomie de l'appareil génital et sur la physiologie de la reproduction de la jument. Et 2/ Une partie expérimentale qui consiste à une étude anatomique et histologique de l'ovaire d'une jument adulte.

Chapitre I : Anatomie et histologie de l'appareil génital de la jument

Le système reproducteur de la jument est constitué d'un ensemble d'organes organisés en deux parties, des organes génitaux externes représentés par la vulve, et des organes génitaux internes, constitués, en allant de l'extérieur vers l'intérieur par le vagin, le col, le corps et les cornes de l'utérus, les trompes de Fallope et enfin les ovaires (Figure 1) (Brinsko *et al.*, 2011), ils se situent en moitié dans la cavité abdominale et l'autre moitié dans la cavité pelvienne (Blanchard *et al.*, 2003). En plus de ses organes, il existe des parties isolées du tractus génital et qui ont un rôle dans la régulation des phénomènes physiologiques de la reproduction (Brinsko *et al.*, 2011).

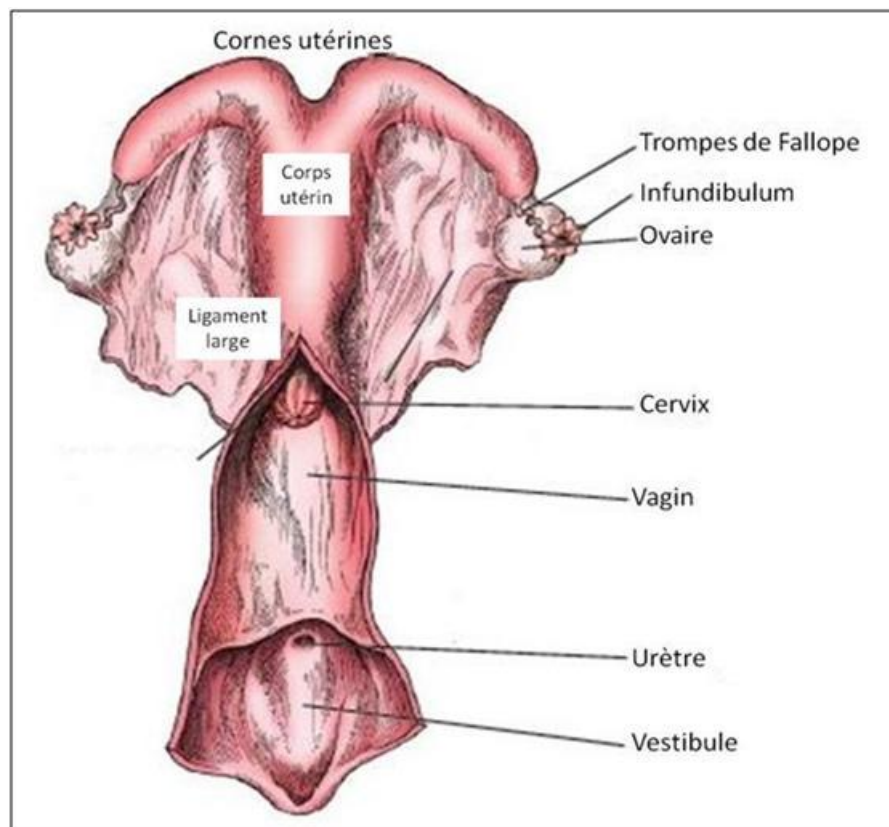


Figure 1 : Représentation schématique de la vue ventrale de l'appareil génital de la jument (Davies-Morel, 2018)

I.1. Organes génitaux externes

- **Vulve :** C'est la partie externe des organes génitaux de la jument. Elle est constituée par deux lèvres recouvertes d'une fine couche de peau élastique et pigmentée qui renferme plusieurs glandes sébacées et sudoripares (Abad et Rigaud, 2019).

Sa musculature sous-jacente associée au clitoris lui permet de se contracter en dioestrus, de s'allonger en œstrus et de s'ouvrir largement pour faciliter le passage du fœtus lors de la mise bas. Elle se trouve 5 à 7 cm sous l'anus et prend une position légèrement inclinée crânio-caudalement avec une longueur de 12 à 15 cm, avec deux commissures, ventrale large et dorsale pointue (Figure 2) (Brinsko *et al.*, 2011).

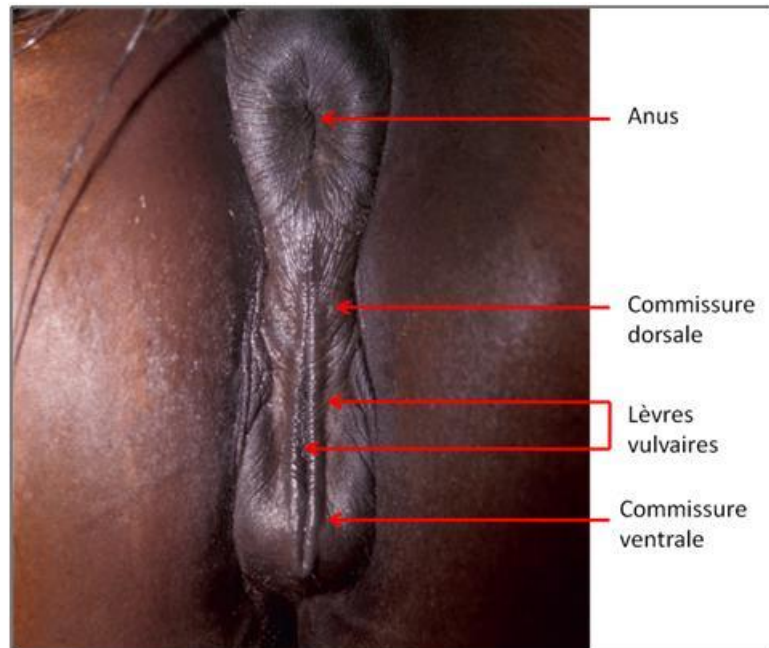


Figure 2 : Photographie représentant la région périnéale de la jument (Brinsko *et al.*, 2011)

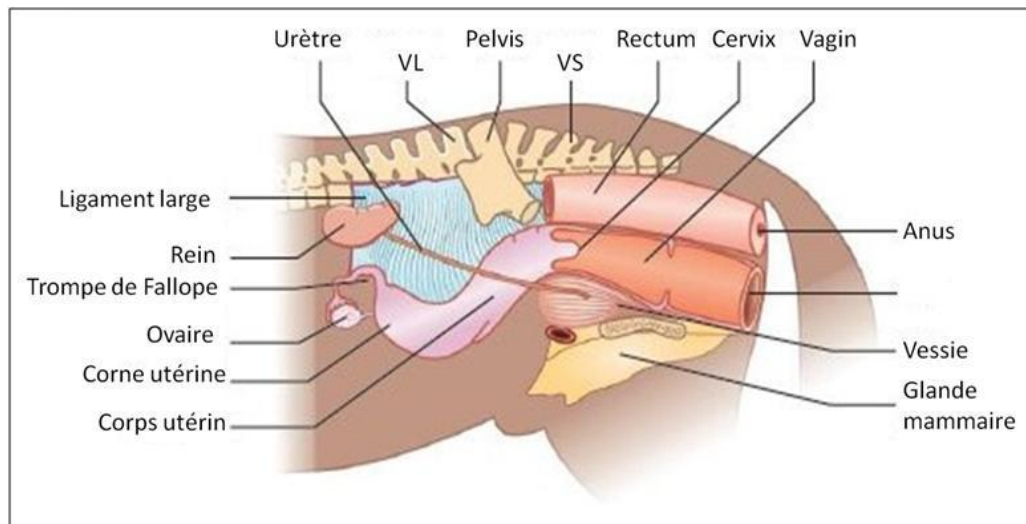
Le périnée est une région correspondant à la vulve et la peau adjacente, l'anus et la zone environnante. Sa bonne conformation est d'une importance capitale dans la protection contre les contaminations extérieures par les bactéries lors des saillies pouvant donner des endométrites, ainsi que la diminution des prédispositions à diverses maladies comme le pneumovagin (Davies-Morel, 2008).

I.2. Organes génitaux internes

I.2.1. Vagin

Le vagin de la jument mesure en moyenne 18 à 23 cm de long (Figures 1 et 3) et 10 à 15 cm de diamètre. Il possède un plancher qui repose sur l'ischium du bassin, avec des parois effondrées et apposées. L'hymen divise le vagin en sections antérieure et postérieure également connue sous le nom de vestibule du vagin (Davies-Morel, 2008).

Le vestibule mesure environ 10 à 12 cm de long, présente une orientation descendante et contient ventralement des glandes vestibulaires qui sécrètent du mucus pour assurer la lubrification du tractus postérieur (Mckinnon *et al.*, 2011).



VL : Vertèbres lombaires ; VS : Vertèbres sacrales

Figure 3 : Représentation schématique de la vue latérale de l'appareil génital et urinaire de la jument (Davies, 2018)

I.2.2. Utérus

L'utérus de la jument est de type bicornis en forme d'Y, organisé en trois segments : le col, le corps et les cornes utérines.

- **Le col utérin**, ou cervix est un étroit canal musculueux, serré, à paroi épaisse et mesure 6 à 8 cm de long et 4 à 5 cm de diamètre (Figure 1). Il communique avec l'utérus par l'ostium interne et le vagin par l'ostium externe (Brinsko *et al.*, 2011). Il est bordé intérieurement par un épithélium des cellules sécrétoires qui produisent un mucus mince servant de lubrifiant pendant l'œstrus et un mucus épais pour obstruer la lumière cervicale pendant le diœstrus et la gestation afin qu'elle soit moins perméable aux bactéries et aux corps étrangers. Contrairement à la vache, il ne présente pas d'anneaux cervicaux transversaux mais des plis longitudinaux qui sont continus avec les plis de l'endomètre du corps de l'utérus. Le col utérin est un organe dynamique ; il se dilate pendant l'œstrus et la parturition, et il se ferme hermétiquement pendant le diœstrus et la gestation (Davies-Morel, 2008 ; Brinsko *et al.*, 2011). A l'œstrus, le cervix fait saillie au niveau vaginal et donne une structure de forme caractéristique dite en « fleur épanouie » (Figure 4) (Brinsko *et al.*, 2011 ; Abad et Rigaud., 2019).



Figure 4 : Photographie du cervix en saillie au niveau vaginal sous forme de « fleur épanouie »
(Davies-Morel, 2008)

- **Le corps de l'utérus**, un organe creux reliant le col de l'utérus aux trompes de Fallope, mesure 18 à 20 cm de long et 8 cm de diamètre (Figure1). Sa paroi est constituée d'un endomètre, couche glandulaire et sécrétoire, à épithélium simple pseudo-stratifié et d'un myomètre avec une couche musculaire circulaire interne, et longitudinale externe (Davies-Morel, 2008 ; Brinsko *et al.*, 2011).
- **Les cornes utérines**, au nombre de deux et situées au niveau intra-abdominal, prolongent le corps utérin crânialement (Figure 1). Chaque corne utérine mesure 20 à 25 cm de long avec un diamètre de 4-6 cm à l'origine qui diminue à 1-2 cm à mesure qu'elle se rapproche de trompe de Fallope (Charlot-Valdieu, 2006 ; Davies-Morel, 2008 ; Brinsko *et al.*, 2011). L'ensemble des organes reproducteurs est suspendu et maintenu stable grâce au ligament large (Figure 3). Ce dernier est divisé en 3 parties, le mésométrium et le mésosalpinx soutenant respectivement les cornes utérines et les trompes de Fallope, et enfin le mésovarium attaché à la quatrième ou cinquième vertèbre lombaire soutenant les ovaires. Les composantes structurales du ligament large assurent non seulement une relative fixité de l'utérus dans la cavité abdominale mais assure aussi le passage des artères, des veines et des nerfs qui irriguent et innervent l'utérus et les ovaires (Davies-Morel, 2008).

I.2.3. Oviducte

L'oviducte ou salpinx, au nombre de deux, correspondent à de longs tubules tortueux en continuité avec les cornes utérines, mesurant entre 20 et 30 cm (Figure 5). Le diamètre de ces tubules varie légèrement sur leur longueur, étant de 2 à 5 mm à l'extrémité de l'isthme, au plus près de la corne utérine, et augmentant progressivement jusqu'à 5 à 10 mm au niveau de l'ampoule, au plus près de l'ovaire (Davies-Morel, 2008). ils assurent la jonction entre l'utérus et l'ovaire, et suivent la trajectoire des bordures du ligament large (Brinsko *et al.*, 2011).

Ils sont divisés en allant des cornes vers les ovaires en 4 parties (Charlot-Valdieu, 2006 ; Davies-Morel, 2008) :

- La jonction utéro-tubaire, correspond à la zone de liaison entre l'oviducte et la corne utérine correspondante.
- L'isthme, assure la remontée des spermatozoïdes vers l'ampoule et la descente de l'œuf fécondé vers l'utérus.
- L'ampoule, qui correspond à la portion dilatée de l'oviducte, représente le lieu de fécondation.
- L'infundibulum, en forme d'entonnoir enveloppe partiellement l'ovaire qui est uni à ce dernier par la *Fimbria Ovarica*. Il assure la captation de l'ovocyte après ovulation, qui est par la suite dirigé vers l'ampoule grâce aux battements de cils et aux contractions musculaires pour être éventuellement fécondé.



Figure 5 : Photographie montrant l'ovaire (O), l'infundibulum (I), l'ampoule (A), le cercle vert montre l'emplacement de l'isthme et de la jonction utero-tubaire (A-Ij) et l'utérus (Ut) (Purohit, 2020)

I.2.4.Ovaires

Les ovaires, au nombre de deux, représentent la partie glandulaire de l'appareil génital de la jument. Ils ont une forme d'un haricot et mesurent environ 6,5 cm de long, 3,5 cm de large et 3,5 cm d'épaisseur en saison de reproduction (Figure 6). Leur poids varie entre 70 à 80 g en fonction de l'activité ovarienne. Les ovaires sont situés dans la région ventrale sous-lombaire entre la quatrième ou cinquième vertèbre lombaire, suspendus par de longs ligaments larges en forme de feuille ; et ils sont généralement situés à plusieurs centimètres derrière le rein correspondant (Davies-Morel, 2008; Brinsko *et al.*, 2011).

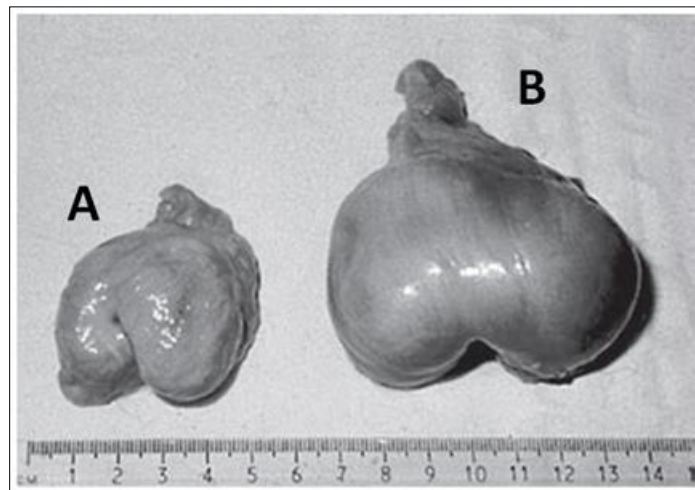


Figure 6 : Photographie d'un ovaire inactif (A) et actif (B) (Davies-Morel, 2008)

Chaque ovaire comporte (Brinsko *et al.*, 2011) :

- Deux bords, supérieur ou dorsal, et inférieur ou ventral. Le bord dorsal est convexe et donne attache au mésovarium (portion crâniale du ligament large). C'est par ce bord que les vaisseaux, nerfs et muscles lisses du mésovarium atteignent l'ovaire. Le bord ventral ou libre est constitué d'une partie profondément concave, correspondant à la fosse d'ovulation de 5mm de profondeur.
- Deux faces, médiale et latérale.
- Deux pôles, crânial et caudal. Le pôle caudal est relié à l'utérus par l'intermédiaire du ligament propre de l'ovaire (Barone, 2001 ; Brinsko *et al.*, 2011).

La particularité des ovaires de la jument (Figure 7) par rapport à d'autres espèces est que la zone corticale contenant les structures folliculaires et lutéales est située à l'intérieur de l'ovaire et n'atteint la surface qu'au niveau de la fosse ovulatoire, alors que la médullaire est à

l'extérieur. C'est pour cela, qu'on parle d'ovaires à «structures inversées» (Figure 7) (Brinsko *et al.*, 2011 ; Davies, 2018). Chaque ovaire est recouvert d'une épaisse albuginée et enveloppé de péritoine à l'exception de la fosse d'ovulation (Davies Morel., 2015 ; Brinsko *et al.*, 2011 ; Benammar *et al.*, 2021).

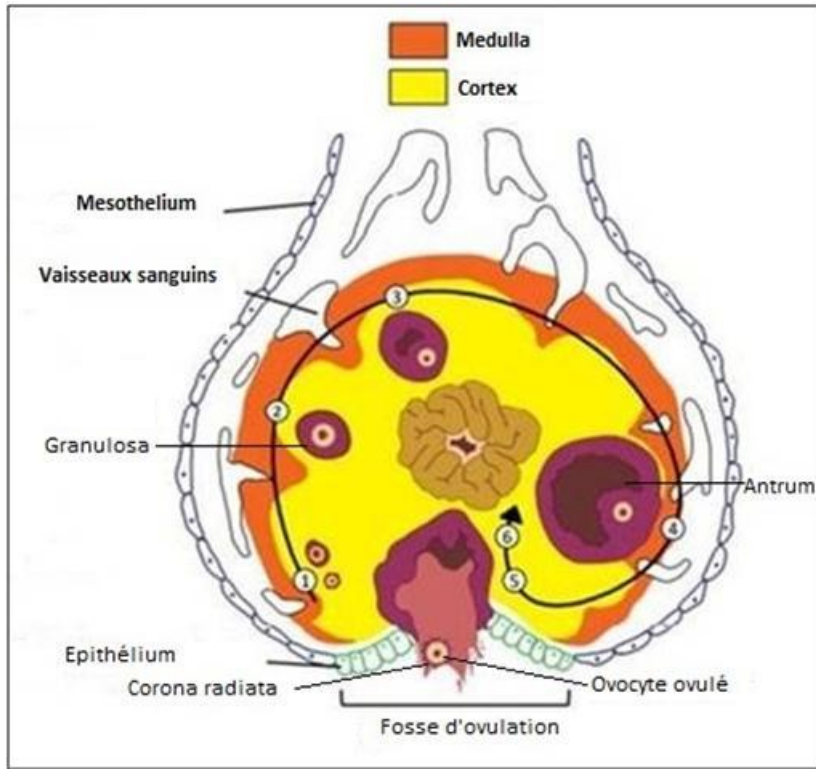


Figure 7 : Représentation schématique de la structure anatomo-histologique de l'ovaire de la jument (Modifiée : Benammar *et al.*, 2021)

Chapitre II : Physiologie de la reproduction de la jument

II.1. Puberté

On entend par puberté, l'âge de la maturité sexuelle qui se traduit par la première ovulation ou la première manifestation de chaleurs. La jument atteint généralement cette maturité sexuelle vers l'âge de 12 et 18 mois (Samper, 2009). Cependant, l'âge de puberté varie d'un individu à un autre selon plusieurs facteurs notamment la race, la période de naissance, l'état nutritionnel et l'état corporel (Kainer, 2011). Néanmoins, il n'est recommandé de mettre la jument à la reproduction qu'à partir de 2 à 3 ans d'âge, lui conférant ainsi une croissance et une maturation complète de ses organes reproducteurs, et réduisant également le risque de perte du poulain voire même de la jument (Sendel, 2010).

II. 2. Saisonnalité de la reproduction

La reproduction chez la jument prend un schéma saisonnier pendant les jours longs de l'année. Dans l'hémisphère nord, la jument présente plusieurs cycles œstraux successifs pendant la période à jours longs (Avril à Octobre) et une période d'anoestrus saisonnier pendant la période à jours courts (hiver) (Figure 8) (Charlot-Valdieu, 2006).

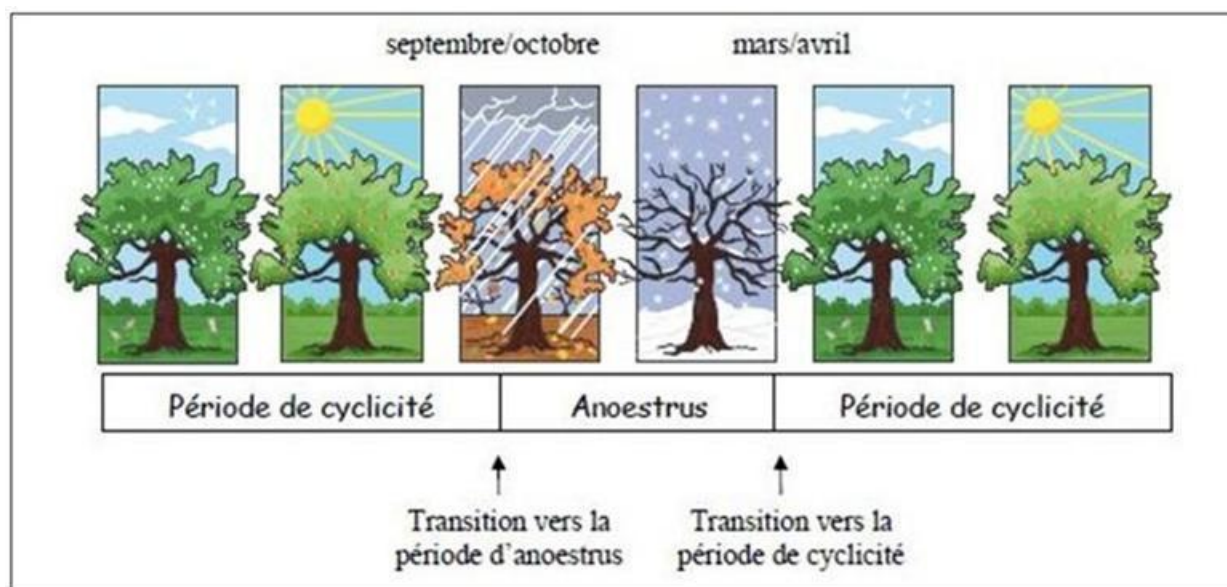


Figure 8 : Représentation schématique de la saisonnalité de reproduction chez la jument dans l'hémisphère nord (Giedt et Hiney, 2019)

Le principal facteur influençant l'activité ou l'inactivité du système reproducteur est la durée du jour. La lumière est perçue par l'œil au niveau de photorécepteurs qui convertissent et transmettent l'information à la glande pinéale par des influx nerveux (Allard *et al.*, 2019). En l'absence de lumière, la glande pinéale secrète de la mélatonine qui à un effet inhibiteur sur la sécrétion de la Gonadotrophin-Releasing Hormone (GnRH), bloquant ainsi tout l'axe hypothalamo-hypophysaire. Cependant, au cours du printemps et de l'été, la sécrétion de mélatonine diminue chez les juments exposées à des jours longs, ce qui stimule la libération de gonadotrophines : l'Hormone Folliculo-Stimulante (FSH) et la Luteinizing Hormone (LH) par l'antéhypophyse et par conséquent la reprise de l'activité sexuelle (Figure 9). En conséquence, la variation de la durée de la photopériode pendant l'année permet de distinguer quatre périodes selon l'activité ovarienne de la jument (Figure 8) (Aurich, 2011 ; Satué et Gardon, 2013) qui sont :

- Une période de transition printanière,
- Une période de reproduction,
- Une période de transition automnale,
- Une période d'anoestrus hivernal.

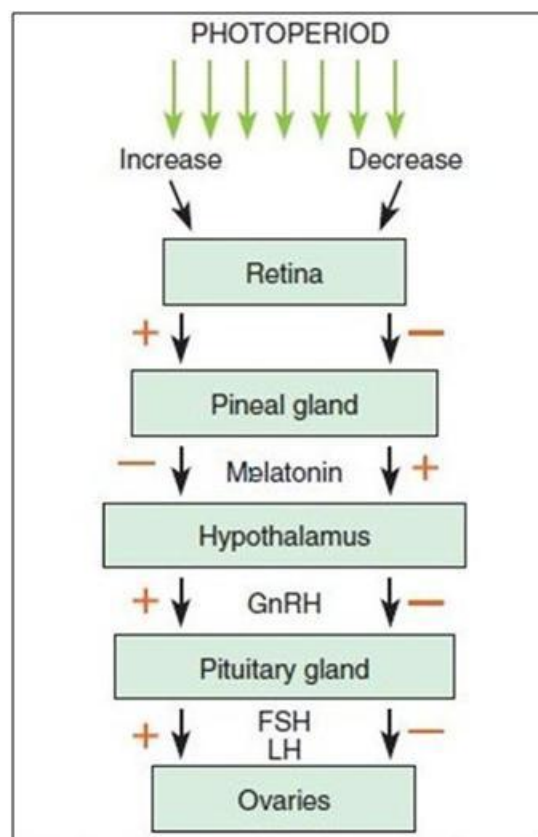


Figure 9 : Représentation schématique de la régulation neuro-hormonale de la saisonnalité de reproduction chez la jument (Brinsko *et al.*, 2011)

II. 2.1. Période de transition printanière

La période de transition printanière ou de transition vers l'œstrus, correspond à l'entrée progressive en activité des ovaires (Allard *et al.*, 2019). Elle survient après l'anoestrus hivernal au début du printemps suite à l'augmentation progressive de la photopériode (Figure 8). Elle a une durée variable de 6 à 8 semaines. Pendant cette période, les juments présentent des manifestations de chaleurs irrégulières et longues ainsi que le développement de follicules dominants anovulatoires pendant plusieurs cycles, faute de concentrations suffisante en LH (Löfstedt, 2011 ; Satué et Gardon, 2013). La fin de cette période est marquée par la survenue de la première ovulation indiquant le début de la saison de reproduction (Löfstedt, 2011).

II.2.2. Période de reproduction

Elle s'étend du mois d'avril au mois de septembre dans l'hémisphère nord et du mois d'octobre au mois de mars dans l'hémisphère sud. Le début de la période de reproduction survient lorsque la durée de la photopériode est suffisante pour permettre le levé de l'inhibition de la mélatonine sur la GnRH. À chaque cycle œstral, il peut y avoir une ou deux vagues folliculaires majeures suite à la sécrétion de FSH. Pendant la saison de reproduction, les vagues folliculaires aboutissent à la formation d'un follicule dominant. Dans l'hémisphère nord, les cycles œstraux sont plus durables au début (avril ou mai) qu'à la fin de la saison de reproduction (juin ou juillet). Il a été émis l'hypothèse que le but de la saisonnalité de la reproduction est d'assurer les naissances au moment le plus favorable de l'année, avec de meilleures conditions environnementales et une meilleure disponibilité alimentaire pour le bon développement du poulain (Aurich, 2011 ; Satué et Gardon, 2013).

II.2.3. Période de transition automnale

Cette période correspond à l'entrée en inactivité progressive des ovaires, durant laquelle il y a toujours des croissances folliculaires, mais non suivies d'une ovulation (Allard *et al.*, 2019). Le début de la période de transition automnale ou de transition vers l'anoestrus est favorisé par la diminution de l'influence de la photopériode de la fin de l'été, qui dans l'hémisphère nord couvre les mois d'octobre à décembre (Satué et Gardon, 2013). Cette période de transition automnale est marquée par l'échec d'un follicule dominant d'une vague majeure à ovuler en fin d'œstrus, faute de sécrétion suffisante de LH (Löfstedt, 2011 ; Satué et Gardon, 2013 ; Allard *et al.*, 2019).

II.2.4. Période d'anoestrus

L'anoestrus saisonnier chez les juments résulte de l'influence limitée de la photopériode sur les niveaux de gonadotrophines et survient durant l'hiver (décembre-mi-février) dans l'hémisphère nord. L'augmentation de la durée d'obscurité pendant l'hiver favorise la libération de fortes concentrations de mélatonine qui bloque l'axe hypothalamo-hypophysio-ovarien. Ainsi, la sécrétion de GnRH n'est pas suffisante pour stimuler la libération des gonadotrophines FSH et LH (Alexander et Irvine, 1991). Généralement durant cette période, la jument ne présente pas de signes d'œstrus. Les ovaires sont inactifs, de petite taille, ne présentent que des follicules dont la taille est d'environ 15 mm, absence de corps jaunes et des concentrations hormonales (GnRH, FSH, LH, œstrogènes et progestérone) basses (Allard *et al.*, 2019).

Ce modèle saisonnier de reproduction peut être influencé par d'autres facteurs tels que la température, la région géographique, la race, l'âge, l'état physiologique, la présence de stress ou de maladie, l'alimentation et l'état corporel (Satué et Gardon, 2013).

II.3. Cycle œstral

Au cours de la saison de reproduction, la jument non gestante présente une succession de cycles œstraux qui se répètent régulièrement avec un intervalle de temps constant. Le cycle œstral est défini comme l'intervalle de temps séparant deux ovulations consécutives. La durée moyenne du cycle est de 21 jours et varie approximativement entre 18 et 22 jours (Brinsko *et al.*, 2011 ; Satué et Gardon, 2013). Le jour de l'ovulation représente le jour 0 (J0) du cycle et sert comme repère pour décrire les différentes phases du cycle œstral (Samper, 2009).

Chaque cycle est divisé en deux phases bien distinctes (Figure 10) :

- La première phase est la phase œstrale (Folliculaire) à dominance hormonale œstrogénique. Durant cette période la jument présente un comportement d'acceptation du mâle ainsi qu'un tractus génital prêt à faire progresser les spermatozoïdes vers le lieu de fécondation.
- La deuxième phase est la phase diœstrale (Lutéale). C'est une phase à dominance progestéronique durant laquelle la jument manifeste un comportement de refus du mâle et le tractus génital est prêt à accueillir un éventuel embryon (Brinsko *et al.*, 2011 ; Satué et Gardon, 2013).

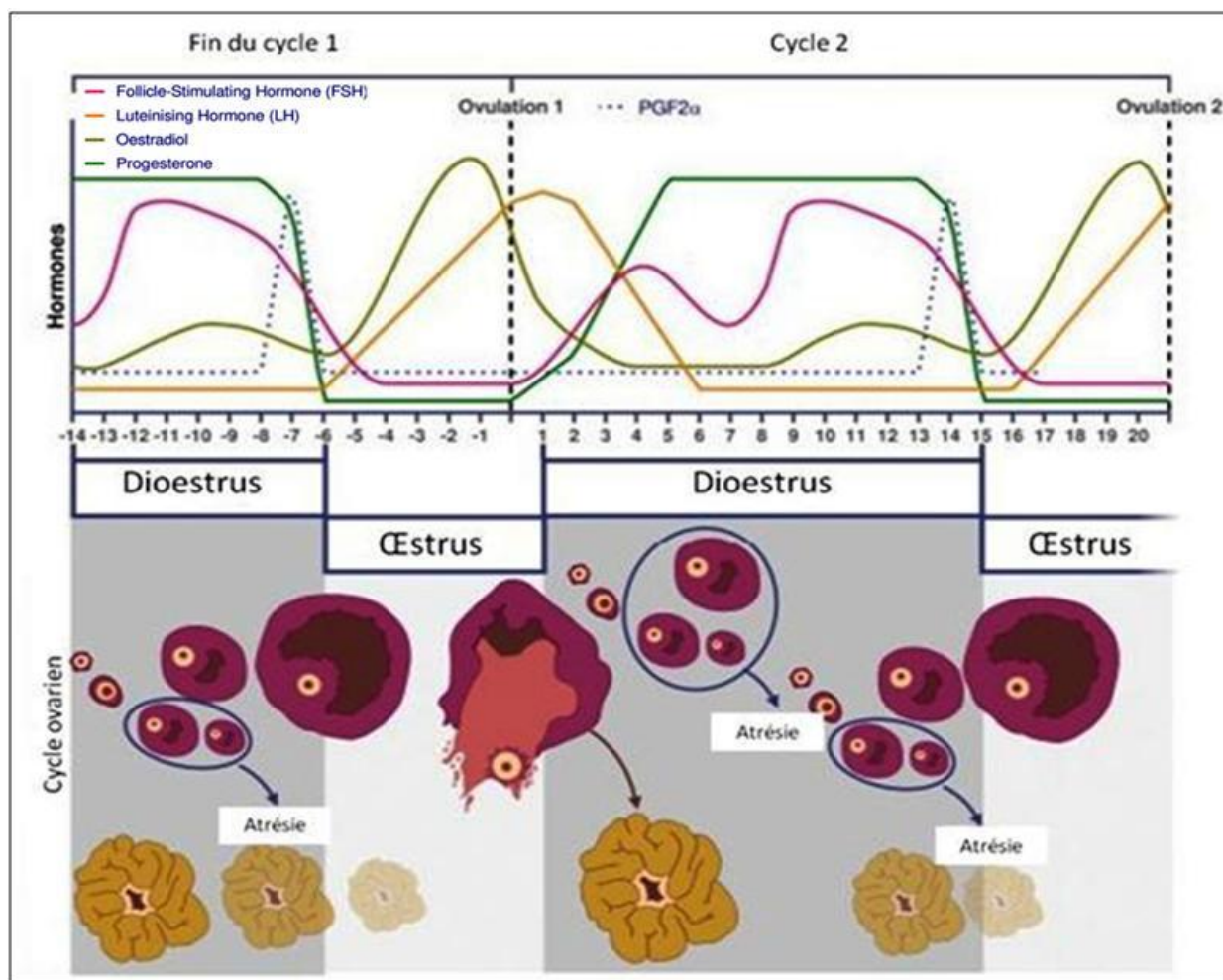


Figure 10 : Représentation schématique des phases œstrale et dioestrale du cycle œstral chez la jument (Benammar *et al.*, 2021)

II.3.1. Phase œstrale

La phase œstrale ou folliculaire est caractérisée par la présence de follicules à différents stades de développement et une augmentation simultanée de la sécrétion d'œstrogènes (E2) (Figure 10). Elle a une durée moyenne de 7 jours avec une étendue de variation de 3 à 9 jours (Brinsko *et al.*, 2011 ; Satué et Gardon, 2013). Durant cette période, la jument est sexuellement réceptive et prête à accepter l'étalon (Brinsko *et al.*, 2011). Le taux important d'œstrogènes au cours de cette phase se traduit selon Allard *et al.* (2019) par une :

- Induction d'un comportement d'œstrus ;
- Formation d'œdème utérin et un relâchement et une humidification du col ;
- Sécrétion d'un mucus vaginal ;
- Amplification des défenses immunitaires au niveau du tractus génital pour lutter contre les éventuels germes introduits lors de l'accouplement.

II.3.2. Phase diœstrale

La phase diœstrale ou lutéale débute à l'ovulation. Après expulsion de l'ovocyte entouré par les cellules de la *Corona Radiata*, et du liquide folliculaire, un caillot sanguin va combler ce vide et former un corps jaune hémorragique. Ce dernier se développe après lutéinisation des cellules de la granulosa et de la thèque interne formant ainsi un corps jaune responsable de la synthèse de la progestérone (Figure 11) (Samperet *al.*, 2007 ; Satué et Gardon, 2013).

Contrairement à la phase œstrale, le dioestrus dure en moyenne 14 à 15 jours avec une durée plus ou moins constante (Satué et Gardon, 2013).

Les effets de la progestérone produite au cours de cette phase se traduisent selon Allard *et al.*, (2019) par une :

- Inhibition des comportements de chaleurs ;
- Fermeture du col ;
- Disparition de l'œdème utérin ;
- Préparation du tractus génital à accueillir un embryon en cas de gestation.

En absence de gestation, il y a libération des prostaglandines F2 α (PGF2 α) par l'endomètre utérin (Figure 12). Ces dernières provoquent une régression du corps jaune qui survient 13 à 16 jours après sa formation et une diminution rapide de la synthèse de la progestérone (P4), ce qui va lever l'inhibition qu'exerce la P4 sur l'hypothalamus, et la reprise d'un nouveau cycle œstral (Brinsko *et al.*, 2011 ; Satué et Gardon, 2013).

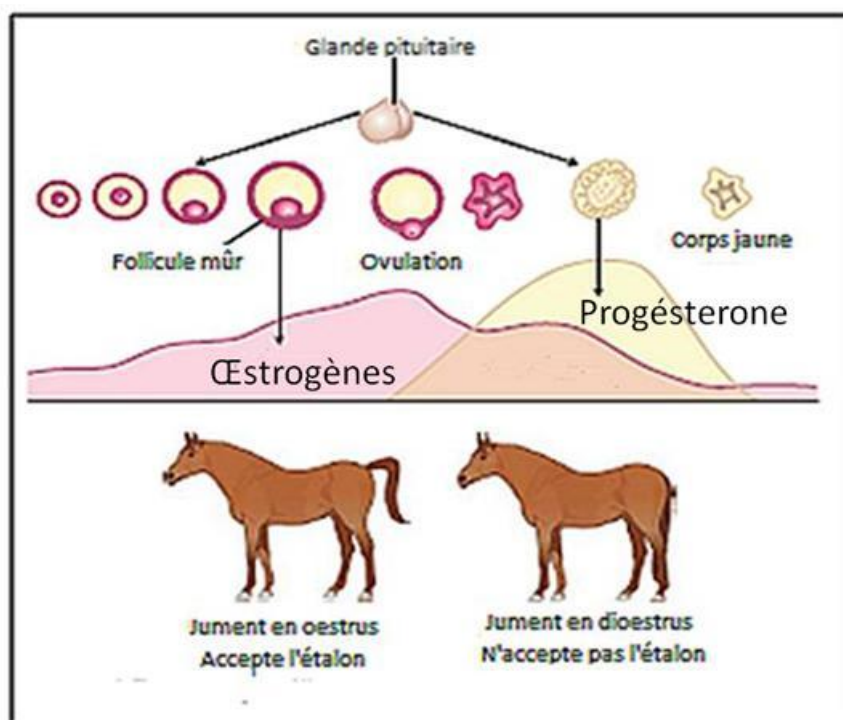


Figure 11 : Représentation schématique du cycle sexuel chez la jument (Davies,2018)

II.4. Régulation neuro-endocrinienne du cycle œstral chez la jument

L'endocrinologie du cycle œstral implique un équilibre délicat entre les hormones produites par la glande pinéale, l'hypothalamus, l'hypophyse, les ovaires et l'endomètre.

Les pinéaloctes de la glande pinéale produisent de la mélatonine (Ambroise-Thomas, 1998), hormone responsable de la saisonnalité de la reproduction chez la jument. Elle exerce un effet inhibant sur la sécrétion de la GnRH lorsque sa concentration est élevée en période de jours courts. L'hypothalamus produit la GnRH, qui est libérée en brèves impulsions dans le système porte hypothalamo-hypophysaire, et stimule la synthèse et la libération des gonadotrophines, FSH et LH (Figure 12), à partir de hypophyse (Irvine et Alexander, 1994). La FSH est responsable de la croissance et du développement folliculaire, de la production des œstrogènes par le follicule dominant et de la formation des récepteurs à LH sur le follicule préovulatoire (Davies-Morel, 2008). La libération de la FSH décrit un profil de sécrétion biphasique au cours du cycle œstral chez la jument qui se traduit par deux pics de FSH à deux périodes du cycle, le premier pic à 9-12 jours du cycle et le deuxième pic au moment de l'ovulation (Figure 10). La sécrétion de la FSH est inhibée par l'inhibine produite par le follicule dominant localisé au niveau de l'ovaire actif (Satué et Gardon, 2013 ; Davies, 2018).

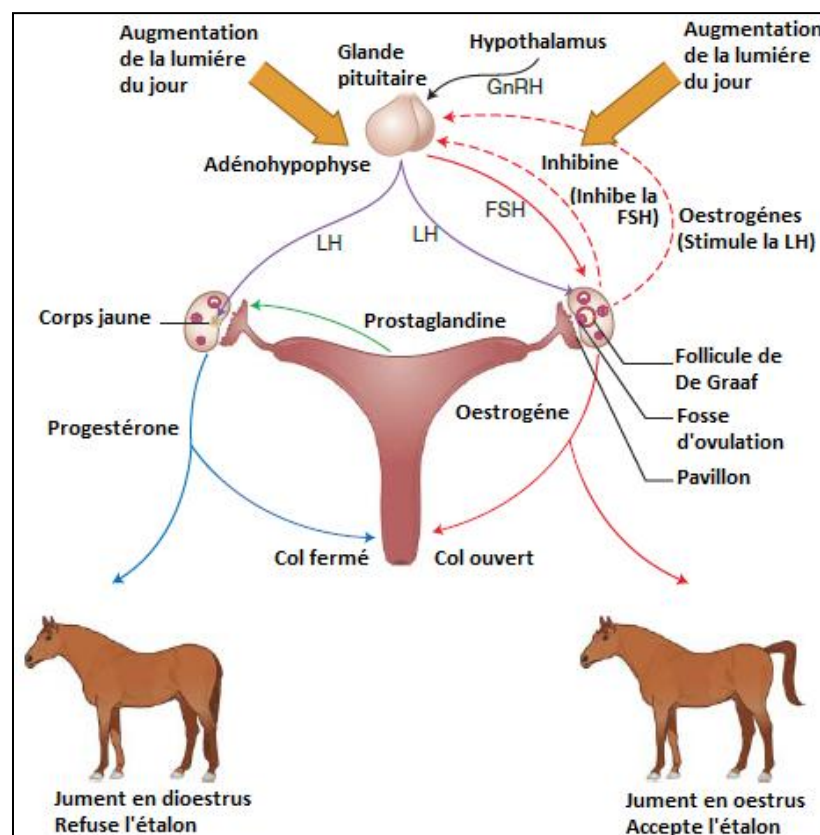


Figure 12 : Représentation schématique du contrôle neuro-hormonal du cycle œstral chez la jument (Davies, 2018)

Les follicules en croissance produisent les œstrogènes principalement le 17β -œstradiol responsables des changements de comportement et des modifications du tractus génital lors de l'œstrus (Palmer, 1978 ; Allard *et al.*, 2019).

Le développement final du follicule préovulatoire, son ovulation et la formation du corps jaune se font grâce à la LH. Après l'ovulation, le corps jaune formé sécrète de la P4 hormone stéroïdienne qui atteint un pic de concentration 5 à 6 jours après l'ovulation (10ng/mL) et persiste pendant toute la phase du dioestrus (Figure 10). La P4 exerce une inhibition transitoire de la sécrétion de la FSH, et un feedback négatif sur la sécrétion de la LH bloquant ainsi toute ovulation (Palmer, 1978 ; Davies-Morel, 2008).

En l'absence de gestation et de signal embryonnaire, le corps jaune formé va subir une diminution de l'apport sanguin ce qui va engendrer sa lutéolyse du 14^{ème} au 17^{ème} jour du dioestrus, en raison de la sécrétion de la $PGF2\alpha$ par l'endomètre (Davies-Morel, 2008 ; Satué et Gardon, 2013). Les variations des concentrations hormonales au cours du cycle œstral chez la jument non gestante sont présentées dans la figure 10.

II.5. Ovogenèse et folliculogénèse

Chez la jument, le stock ovocytaire et folliculaire se fait durant la vie embryonnaire (1^{er} et 2^{ème} tiers de la gestation) et ils ne seront utilisés qu'à partir de l'âge de la puberté (Allard *et al.*, 2019).

II.5.1. Ovogenèse

Durant la période de vie embryonnaire, et de la naissance à la puberté, le stock définitif de cellules sexuelles est formé par des cellules à 2n chromosomes bloquées au début de la première division méiotique appelées ovocytes primaires. À la puberté et sous le contrôle des hormones hypothalamo-hypophysaires, la première division méiotique s'achève lors de l'ovulation et donne naissance à des ovocytes secondaires bloqués à ce stade jusqu'à une probable fécondation avec l'émission d'un premier globule polaire (Yoon, 2012).

II.5.2. Folliculogénèse

La Folliculogénèse correspond aux phénomènes qui permettent le développement des follicules. Il existe 5 types de follicules selon leurs stades de développement :

- **Follicule primordial** : C'est la seule forme de follicules qui existe sur l'ovaire avant la puberté et durant la vie embryonnaire. Ce type de follicules est caractérisé par un

ovocyte primaire entouré par une couche irrégulière de quelques cellules folliculaires (Figure 13) (Davies-Morel, 2008).

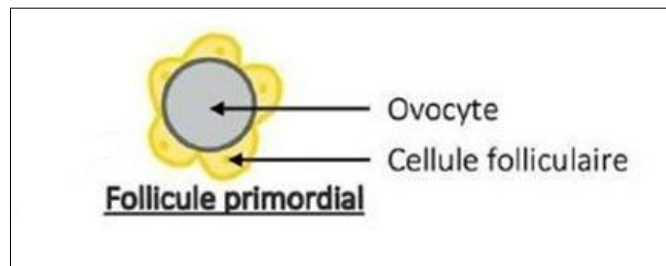


Figure 13 : Représentation schématique du follicule primordial (Allard *et al.*, 2019)

- **Follicule primaire** : Après la puberté, le follicule primordial et sous l'influence des hormones sécrétées par l'hypothalamus et l'hypophyse se transforme en follicule primaire. Ce sont des follicules caractérisés par un ovocyte primaire entouré par une couche régulière de cellules folliculaires (Figure 14) (Davies-Morel, 2008 ; Samper, 2009).

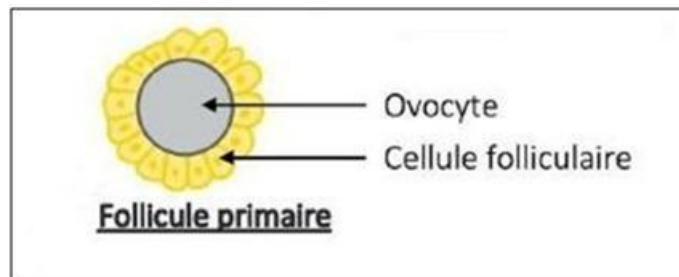


Figure 14 : Représentation schématique du follicule primaire (Allard *et al.*, 2019)

- **Follicule secondaire** : C'est un follicule formé par un ovocyte entouré d'une membrane appelée la membrane pellucide, plusieurs couches de cellules follicules et des thèques non distinguées (Figure 15) (Davies-Morel, 2008 ; Samper, 2009 ; Allard *et al.*, 2019).

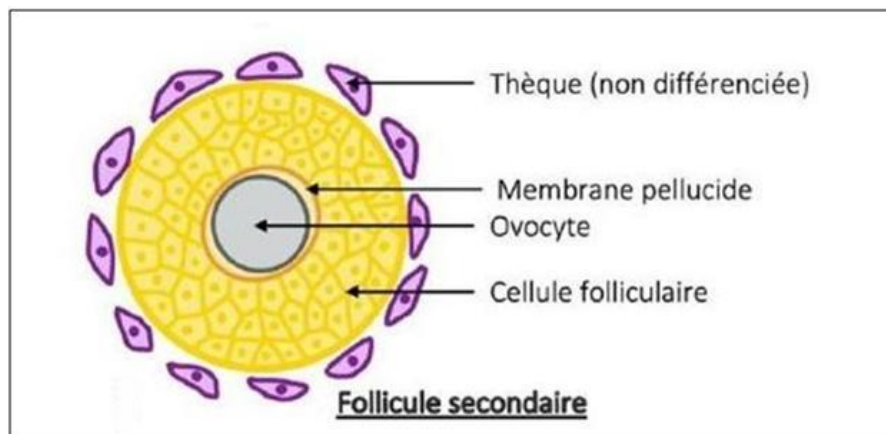


Figure 15 : Représentation schématique du follicule secondaire (Allard *et al.*, 2019)

- **Follicule tertiaire** : Il est formé par un ovocyte primaire entouré par la membrane pellucide et un grand nombre de cellules folliculaires appelées à ce stade « cellules de la Granulosa ». Du fait du grand nombre de cellules, certaines vont s'éclater et former ainsi une cavité remplie de liquide folliculaire appelée « Antrum ». Les cellules de la thèque se différencient et s'organisent en thèque interne et en thèque externe (Figure 16) (Davies-Morel, 2008 ; Samper, 2009 ; Allard *et al.*, 2019).

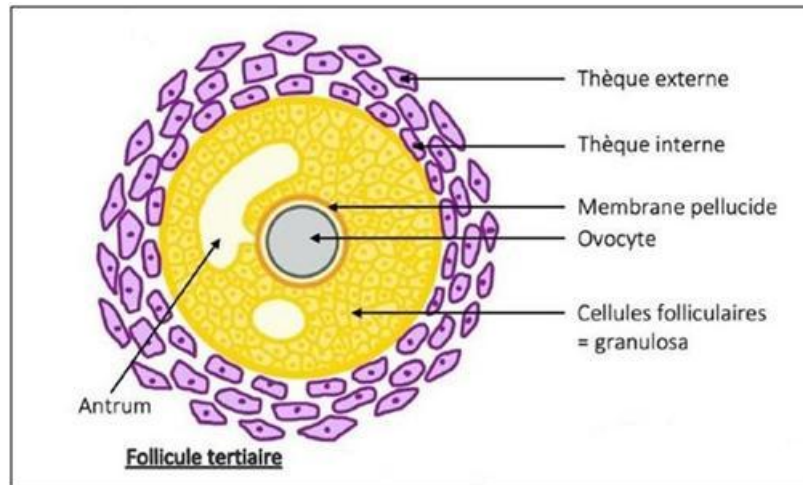


Figure 16 : Représentation schématique du follicule tertiaire (Allard *et al.*, 2019)

- **Follicule de De Graaf** : Appelé également follicule préovulatoire ou mûr. A ce stade, l'Antrum augmente de taille et les cellules de la granulosa s'organisent et se nomment comme suit (Figure 17) :
 - les cellules entourant l'ovocyte et sa membrane pellucide prennent le nom de « *Corona Radiata* ».
 - les cellules reliant la *Corona Radiata* avec le reste de la granulosa prennent le nom de « *Cumulus Oophorus* ».
 Les cellules de la granulosa sont séparées des cellules de la thèque interne par une membrane appelée membrane basale ou membrane de Slavjansky, responsable des divers échanges entre les cellules (Davies-Morel, 2008 ; Samper, 2009 ; Allard *et al.*, 2019).

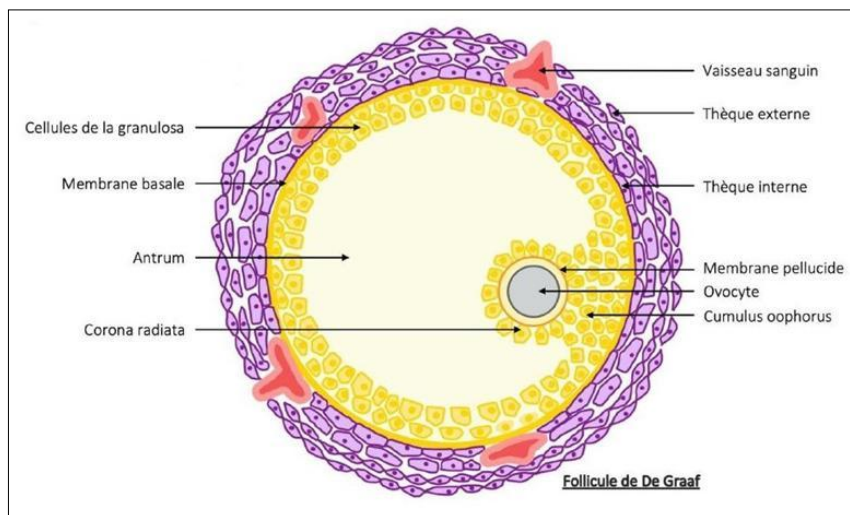


Figure 17 : Représentation schématique du follicule de De Graaf (Allard *et al.*, 2019)

II.5.3. Dynamique folliculaire durant le cycle œstral

Le développement folliculaire ovarien est un processus dynamique complexe, caractérisé par une prolifération et une différenciation marquées des cellules folliculaires, créant ainsi un environnement optimal pour la maturation des ovocytes et leur préparation à la fécondation après l'ovulation (Satué et Gardon, 2013).

La croissance folliculaire consiste au développement de l'un des follicules de 5mm recrutés vers un follicule capable d'ovuler. Au cours du cycle œstral, la croissance folliculaire se fait en vagues qui comprennent les phases suivantes :

- **Recrutement** : c'est l'émergence d'un groupe de 5 à 10 follicules primordiaux de 4 à 6 mm de diamètre.
- **Sélection** : durant cette phase, les follicules recrutés augmentent de taille avec une vitesse de croissance de 2 à 4 mm par jour jusqu'à ce qu'un follicule sélectionné atteigne la taille de 20 à 25 mm.
- **Dominance** : seulement un ou deux follicules sélectionnés continuent leur croissance et évoluent en follicules dominants. Les autres follicules subissent l'atrésie sous l'effet de l'inhibine qui exerce un feedback négatif sur la synthèse de FSH et les œstrogènes sécrétés par le follicule dominant. Le follicule dominant continue sa croissance pour atteindre une taille d'environ 35mm au stade préovulatoire pour ovuler sous l'effet de la LH (Brinsko *et al.*, 2011). La taille du follicule dominant avant l'ovulation varie au cours de la saison et en fonction de la race (Davies-Morel, 2008 ; Samper, 2009). En

moyenne, les follicules ovulent à un diamètre compris entre 40 et 50 mm (Abad et Rigaud, 2019).

Chez la jument, il existe deux types de vagues folliculaires : les vagues mineures et les vagues majeures avec certaines particularités pour chaque type de vague folliculaire (Satué et Gardon, 2013). Ces vagues sont caractérisées par :

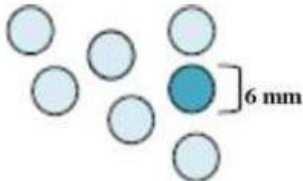
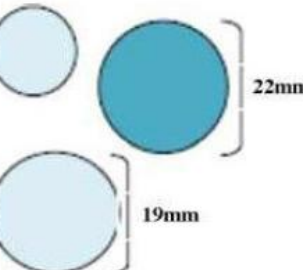
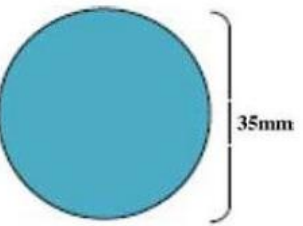
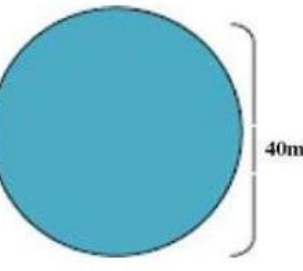

- **Vague folliculaire mineure** : la croissance des follicules recrutés n'aboutit pas à la formation de follicule dominant et par conséquent à l'ovulation. Tous les follicules recrutés de la vague mineure s'atrécient.
- **Vague folliculaire majeure** : elle coïncide avec un environnement hormonal adéquat et aboutit au développement d'un follicule dominant parmi les follicules sélectionnés de la vague majeure. Le follicule dominant croît et peut atteindre une taille ≥ 30 mm. On distingue deux types selon le moment de leur apparition au cours du cycle œstral :
 - **Vague folliculaire majeure primaire** : elle débute vers le milieu du dioestrus, dans laquelle le follicule dominant ovule à la fin ou près de la fin de l'œstrus.
 - **Vague folliculaire majeure secondaire** : elle émerge à la fin de l'œstrus ou au début du dioestrus. Elle se déroule au cours du dioestrus et peut aboutir à une ovulation diœstrale même en présence d'une imprégnation progestéronique. Cette ovulation n'est pas accompagnée de signes cliniques d'œstrus mais par la formation potentielle d'un deuxième corps jaune qui pourrait occasionnellement persister (Brinsko *et al.*, 2011 ; Allard *et al.*, 2019).

Au cours du cycle œstral, les variations entre les juments en ce qui concerne le moment de l'émergence et le type de vagues folliculaires (mineures ou majeures, ovulatoires ou anovulatoires) peuvent être importantes ; cependant, le plus souvent, une vague ovulatoire majeure commence au milieu du cycle et un follicule (parfois deux) devient dominant et ovule tandis que les autres follicules subordonnés de la vague régressent. Au cours de la croissance folliculaire, environ 7 à 11 follicules par vague émergent à des diamètres de 5 à 6 mm et entrent dans une phase de croissance commune pendant environ 6 jours, dans laquelle les follicules se développent à un rythme à peu près similaire et chaque follicule a la capacité de devenir dominant. Par la suite, le processus de sélection (déviation) se produit dans lequel plusieurs facteurs intra-folliculaires augmentent dans le plus gros follicule de la vague ovulatoire mais pas dans les follicules subordonnés qui s'atrécient. Seul le plus gros follicule

dominant continue de croître et finit par ovuler (Aurich, 2011). Cette cinétique de croissance folliculaire a lieu pendant toutes les périodes de la vie de la jument pubère (Samper, 2009).

Le mécanisme de contrôle de la vague de croissance folliculaire se déroule comme suit : au début de la vague folliculaire, le recrutement d'un pool de petits follicules se fait sous l'influence d'un pic de sécrétion de FSH. Cette dernière stimule la croissance des petits follicules jusqu'à l'apparition après sélection d'un follicule dominant. Les œstrogènes et l'inhibine sécrétés par ce dernier, exercent un feedback négatif sur la production de FSH, ce qui va provoquer la régression et l'atrésie des autres follicules. Cependant, la production importante des œstrogènes par le follicule dominant associée à une baisse de la progestérone produite par le corps jaune en régression (lutéolyse), induit une augmentation de la concentration de la LH, responsable de la croissance finale du follicule dominant et l'ovulation, malgré une concentration basse en FSH (Samper, 2009 ; Allard *et al.*, 2019). L'évolution de la taille du plus gros follicule, des concentrations hormonales et caractéristiques de croissance du follicule dominant durant le cycle œstral sont présentés dans le tableau 1 (Aurich, 2011).

Tableau 1 : Croissance folliculaire durant le cycle œstral de la jument : taille du plus gros follicule, concentrations hormonales et caractéristiques de croissance du follicule dominant
(Aurich, 2011)

Jour du cycle	Dynamique de la croissance folliculaire	Stade du cycle	Concentration hormonale dans la circulation périphérique	Caractéristiques de croissance du follicule dominant
7		Développement de la vague folliculaire	- FSH ↑	- Émergence - Croissance de tous les follicules de la vague
13		Sélection (Déviation)	- FSH ↓ - 17β-œstradiol ↑ - Inhibine ↑	- Croissance constante (3mm/jour) - Activation des mécanismes de sélection Sensibilité à la FSH ↑ IGF-1 ↑ Inhibine ↑ Oestradiol ↑
17		Début de la phase préovulatoire	- LH ↑ - 17β-œstradiol ↑	- Croissance continue (3mm/jour)
19		Phase préovulatoire	- LH → - 17β-œstradiol ↑	- Stabilisation de la croissance - Maturation finale du follicule
21		Ovulation	- LH ↑ - P4 ↑	- Lutéinisation des cellules de la granulosa - Progestérone ↑ - Vascularisation ↑

IGF-1 : Insulin-Like Growth Factor 1

Partie expérimentale

I. Matériel et méthodes

Les chevaux constituent une espèce dont l'élevage prend de l'ampleur en Algérie, c'est pour cela que les connaissances des particularités anatomo-histologiques permettent de bien gérer les juments en reproduction.

I.1. Systématique des chevaux

Les chevaux appartiennent au :

- Règne : Animalia
- Embranchement : Chordata
- Sous-embranchement : Vertebrata
- Classe : Mammalia
- Sous-classe : Theria
- Infra-classe : Eutheria
- Ordre : Perissodactyla
- Famille : Equidae
- Genre : Equus
- Espèce : ***Equus caballus*** (Figure 18)



Figure 18 : Photographie d'un cheval *Equus caballus*

I.2. Modèle animal

Notre étude à portée sur un tractus génital de jument (Figure 19), âgée de plus de 13 ans, récoltée au niveau de l'abattoir de l'El-Harrach juste après abattage puis transportée dans un sac isotherme jusqu'au laboratoire. Après orientation du prélèvement, les ovaires droit et gauche sont identifiés, prélevés et placés séparément dans des flacons contenant une solution de fixation Formol du commerce (Formaldéhyde) diluée à 10% dans une solution tampon (PBS = Phosphate Buffered Saline).



Figure 19 : Photographie de la face dorsale du tractus génital récolté de la jument adulte

I.3. Méthodes utilisées

Les ovaires fixés sont utilisés pour réaliser une étude histologique. La technique d'histologie a été réalisée au niveau du laboratoire d'anatomie pathologique du Docteur Boutora S. situé à Blida.

I.3.1. Etapes de la technique d'histologie

I.3.1.1. Fixation

Chaque ovaire fixé (Figure 20) de plus de 48 heures est coupé longitudinalement selon son grand axe (Figure 21) puis transversalement selon le petit axe, légèrement au dessus de la fosse d'ovulation (Figure 22).



Figure 20 : Ovaires droit et gauche d'une jument adulte après fixation au formol dilué à 10% de PBS



Figure 21 : Ovaires droit et gauche d'une jument adulte après une coupe longitudinale

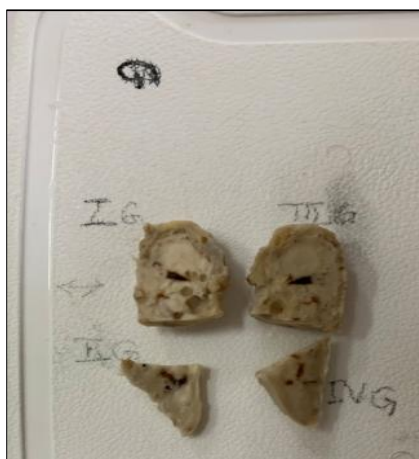


Figure 22 : Ovaire droit d'une jument adulte après une coupe longitudinale et transversale

Un prélèvement d'une épaisseur de 3 mm environ de chaque partie obtenue est déposé dans une cassette d'histologie portant les références d'identification de chaque ovaire (droit ou gauche) ainsi que de chaque segment de l'ovaire découpé (segment I, II, III, IV) (Figure 23). Et enfin, les cassettes ont été placées dans du formol tamponné à 10%. Cette fixation a pour but de conserver les structures tissulaires dans un état aussi proche que possible du vivant.

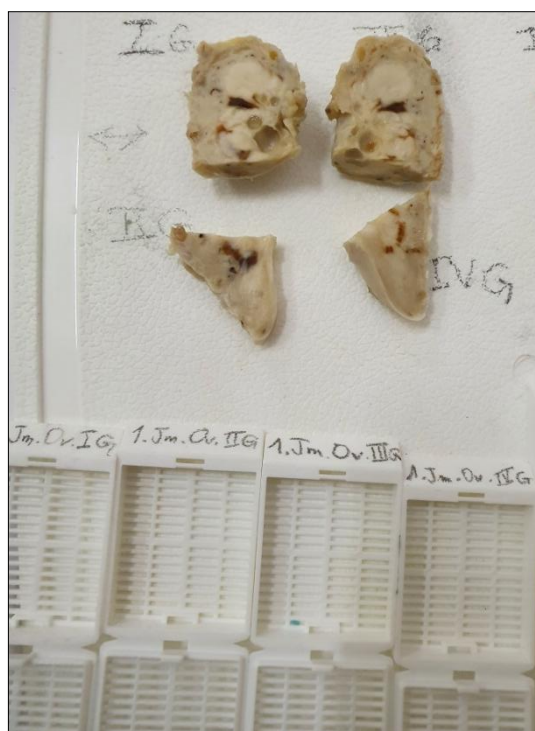


Figure 23 : Découpe et mise en place des segments de l'ovaire de la jument sur les cassettes

I.3.1.2. Inclusion

-Déshydratation et substitution (éclaircissement)

Les prélèvements doivent être entièrement déshydratés avant l'inclusion dans la paraffine. On procède à une double substitution car la paraffine n'est pas miscible dans l'alcool ; pour cela on remplace :

- L'eau par de l'alcool (déshydratation).
- L'alcool par le xylène (substitution).

Cette étape consiste à faire passer les cassettes renfermant les prélèvements dans les bains d'alcool à concentrations croissantes (allant de 70° à 100°), puis dans un solvant organique, le Xylène. La durée dans chaque bain est la suivante :

- | | |
|-------------------------|----------------------|
| 1. Alcool 96° : 30 min. | 6. Alcool 100° : 1h. |
| 2. Alcool 96° : 30 min. | 7. Alcool 100° : 1h. |
| 3. Alcool 96° : 30 min. | 8. Xylène : 1h. |
| 4. Alcool 96° : 30 min. | 9. Xylène : 1h. |
| 5. Alcool 96° : 30 min. | 10. Xylène : 1h. |

Les prélèvements déshydratés sont alors immergés dans différents bains de paraffine chauffée à 56°C dans une étuve, une température dépassant juste son point de fusion. La durée de chaque bain de paraffine est la suivante :

- Premier bain de paraffine : 30 min.
- Deuxième bain de paraffine : 30 min.
- Troisième bain de paraffine : 1h.

- Confection des blocs de paraffine

Les étapes de confection sont les suivantes :

- Le prélèvement est centré au fond du moule métallique (Figure 24) ;

- Après dépôt et immobilisation du prélèvement (Figure 25), la paraffine liquide est ajoutée dans le moule métallique après avoir couvert l'ensemble par la cassette correspondante (Figure 26).

- Après refroidissement sur plaque réfrigérée et solidification de la paraffine, le bloc de prélèvement est séparé du moule métallique (Figure 27).



Figure 24 : Mise en place centrée du prélèvement ovarien dans le moule métallique



Figure 25 : Dépôt et Immobilisation du prélèvement au centre du moule métallique



Figure 26 : Remplissage du moule métallique par la paraffine liquéfiée

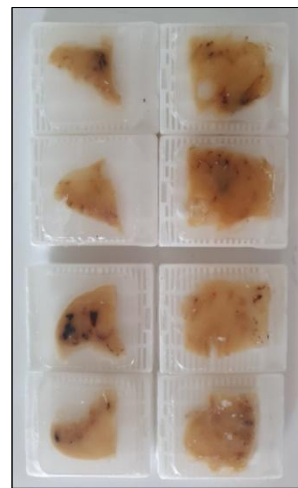


Figure 27 : Blocs de paraffine

I.3.1.3. Réalisation et étalement des coupes

Les coupes tissulaires d'une épaisseur de $5\mu\text{m}$ ont été effectuées à l'aide d'un microtome (Figure 28a).

Le ruban de paraffine contenant le prélèvement coupé est déposé dans un bain marie contenant de l'eau distillée préchauffée à 42°C pour enlever les plis, puis à l'aide d'un scalpel les meilleures coupes flottantes ont été sélectionnées. Ce dernier est récupéré sur une lame porte objet (Figure 28b). L'adhésion de la coupe de paraffine est réalisée sur une plaque chauffante ($+ 42^{\circ}\text{C}$) (Figure 28c). Après avoir coupé l'ensemble des blocs de paraffine, les lames sont placées dans une étuve pendant 2 heures à $+ 60^{\circ}\text{C}$ pour permettre le séchage et une bonne adhésion des coupes.

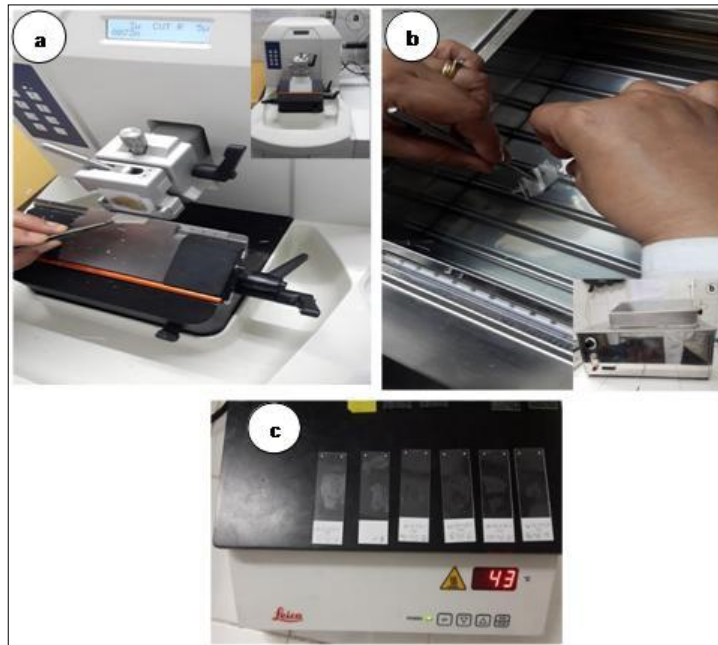


Figure 28 : Réalisation du ruban de paraffine (a) ; récupération de la coupe sur une lame porte objet (b) ; séchage des lames sur une plaque chauffante (c)

I.3.1.4. Etapes de la coloration

Avant de colorer les coupes histologiques, un déparaffinage et une hydratation des coupes histologiques est nécessaire car la coloration est réalisée par des colorants aqueux.

Les étapes de coloration sont les suivantes:

- **Déparaffinage**

Le déparaffinage est effectué par passage des lames dans deux bains de xylène pendant 10 minutes, pour enlever la paraffine et poursuivre le reste des étapes avant coloration (Figure 29).

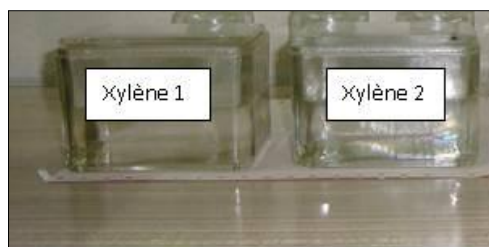


Figure 29 : Bains de xylène

- **Hydratation**

L'hydratation des coupes consiste à faire passer les lames dans des bains d'alcools à concentration décroissante (100° et 96°) pour une durée de 5 minutes par bain. Le dernier bain d'hydratation est réalisé dans l'eau distillée jusqu'à disparition du trouble (Figure 30).



Figure 30 : Bains d'hydratation contenant de l'éthanol à 100° et 96° et de l'eau du robinet

- **Coloration proprement dite**

Pour notre expérimentation, nous avons choisi la coloration Hématoxyline-Eosine (H&E). Les étapes de la coloration sont les suivantes :

- Hématoxyline de Harris (RAL diagnostics®) pendant 5 min.
- Rinçage à l'eau du robinet
- Différenciation par un passage rapide dans l'alcool acide
- Rinçage à l'eau du robinet
- Bleuir l'hématoxyline par un passage rapide dans l'eau ammoniacale
- Rinçage à l'eau du robinet
- Eosine à 2% pendant 5 min.
- Rinçage à l'eau du robinet

I.3.1.5. Montage des lames

Avant le montage des lames histologiques, les étapes de déshydratation et d'éclaircissement des lames (Figure 31) sont nécessaires car les colorants utilisés sont aqueux.

- **Déshydratation**

La déshydratation a consisté à faire passer les lames dans des bains d'alcool à concentration croissante (70°, 96°, 100°) pendant 3 minutes par bain.

- **Eclaircissement**

L'éclaircissement a consisté à faire passer les lames dans deux bains de xylène ; le premier bain d'une durée de quelques secondes et le second bain d'une durée de 10 minutes.



Figure 31 : Batterie de déshydratation et d'éclaircissement

- **Montage des lames proprement dit**

Le montage entre lame et lamelle de la coupe histologique a été réalisé en utilisant le liquide de montage «Eukitt®» (Figure 32).



Figure 32 : Montage des lames avec le liquide de montage « Eukitt®»

I.3.1.6. Observation des lames

Les lames colorées sont observées au microscope photonique (Leica) (Figure 33) et les images sont capturées à l'aide d'une caméra sont analysées par un logiciel Image View®.



Figure 33 : Microscope utilisé lors de l'observation des lames

II. Résultats et discussion

II.1. Aspect anatomique de l'ovaire

L'examen anatomique de l'ovaire présente une forme en haricot (Figure 34). Cette forme a été rapportée par Marković *et al.* (2003) et Brinsko *et al.* (2011) chez la même espèce. Chaque ovaire présente deux bords (dorsal et ventral) et deux pôles (crânial et caudal) (Figure 35). Ces orientations de l'ovaire sont également décrites par Vanderwall (2022). Le bord ventral libre présente une dépression appelé la fosse d'ovulation. La présence de cette dernière est unique chez les chevaux (Marković *et al.*, 2003).

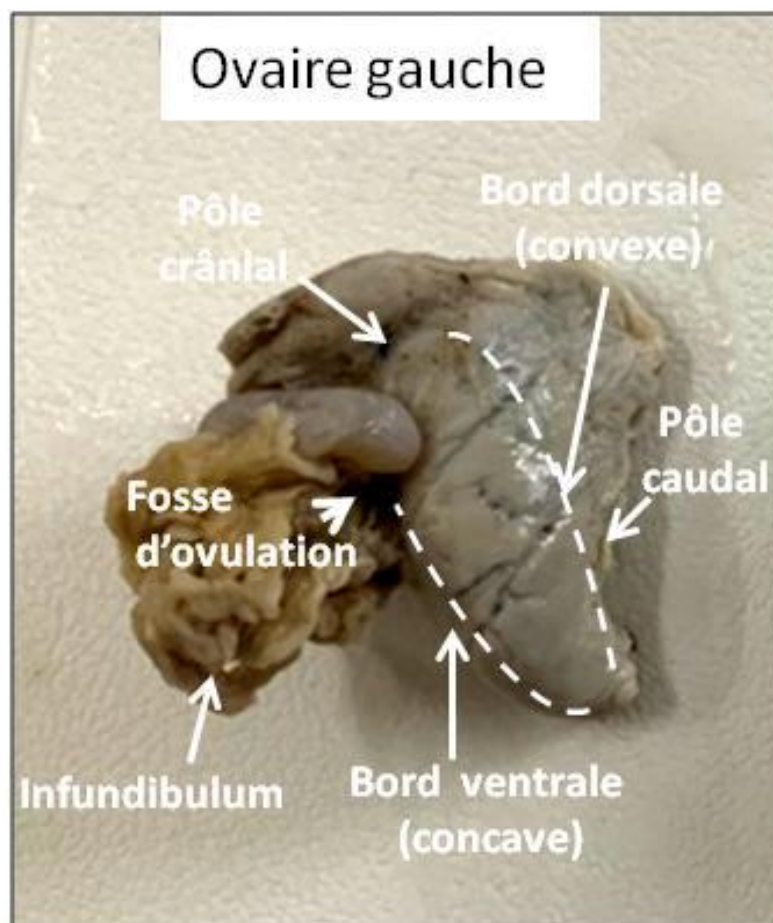


Figure 34 : Localisation des orientations morphologiques d'un ovaire d'une jument adulte

II.2. Aspect histologique de l'ovaire

L'observation histologique de la coupe longitudinale de l'ovaire de la jument montre que le cortex (interne) et la médulla (externe) (Figure 35) sont inversés par rapport à ceux des autres animaux d'élevage. Un aspect identique est décrit par d'autres auteurs chez la même espèce (Marković *et al.*, 2003 ; Brinsko *et al.*, 2011 ; Melia *et al.*, 2020), chez le tatou à neuf bandes (*Dasypus novemcinctus*) (Enders et Buchanan, 1959) et le cuis (*Galea musteloides*) (Weir et Rowlands, 1974).

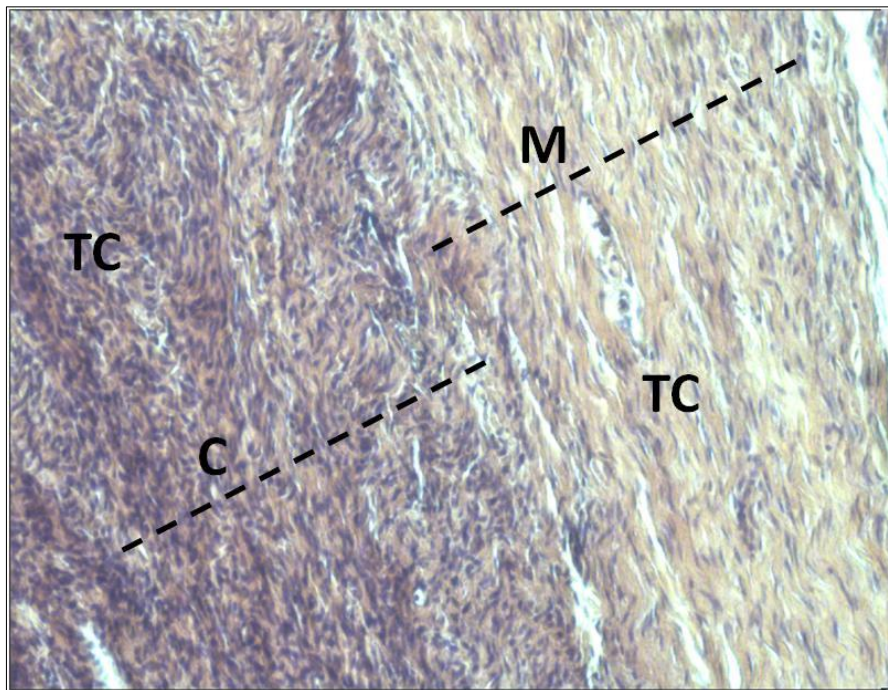


Figure 35 : Observation histologique de la médulla et du cortex de l'ovaire d'une jument adulte.

M : Médulla ; TC : Tissu conjonctif ; C : Corticale. Coloration H&E, G : x100

La périphérie de l'ovaire est délimitée extérieurement par une tunique appelée l'albuginée composée de fibres de tissu conjonctif (Figure 36) sauf au niveau de la fosse d'ovulation où il y a un épithélium germinale.

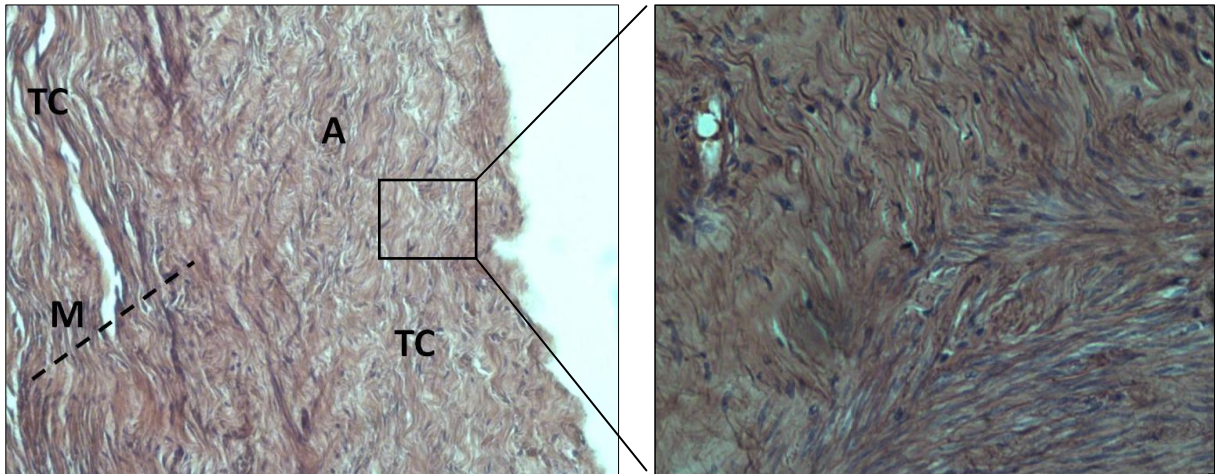


Figure 36 : Observation histologique de l'albuginée de l'ovaire d'une jument adulte. M : Médulla ; TC : Tissu conjonctif ; A : Albuginée. a : G : x100 ; b : G : x200. Coloration H&E

Les descriptions histologiques des différentes parties des l'ovaire se feront sur la fosse d'ovulation, cortex et médulla.

II.2.1. Description histologique de la fosse d'ovulation

Du point de vue histologique, une petite portion de la fosse d'ovulation est délimitée extérieurement par des cellules épithéliales cubiques appartenant à l'épithélium germinale (Figure 37). Ces cellules ne reposent pas sur une lame basale. L'intérieur de la fosse du côté du cortex est constitué de fibres de tissu conjonctif (Figure 37).

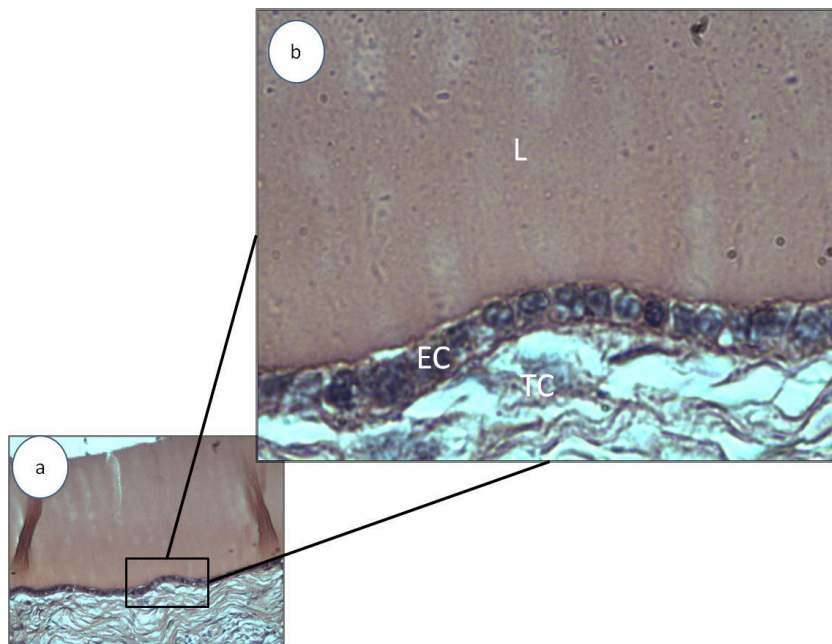


Figure 37 : Histologie d'une portion de la fosse d'ovulation d'un ovaire d'une jument adulte. L : Lumière ; TC : Tissu conjonctif ; EC : Epithélium cubique. a : G : x100 ; b : G : x200. Coloration H&E

Une grande partie de la face antérieure de la fosse d'ovulation est recouverte d'un épithélium cylindrique (Figure 38), dont certaines cellules sont ciliées (Figure 40). Cet épithélium présente de nombreux plis séparés du tissu ovarien par une couche variable de tissu conjonctif (Figures 38 et 39) contenant des cellules du muscle lisse. Les caractéristiques histologiques détaillées de la fosse d'ovulation sont décrits par O'Shea (1968).

Markovic *et al.* (2003) rapportent que durant la période de croissance du follicule, la fosse ovulatoire est constituée uniquement de tissu conjonctif et lorsque la période d'ovulation est terminée, la fosse ovulatoire se ferme (Brinsko *et al.*, 2011).

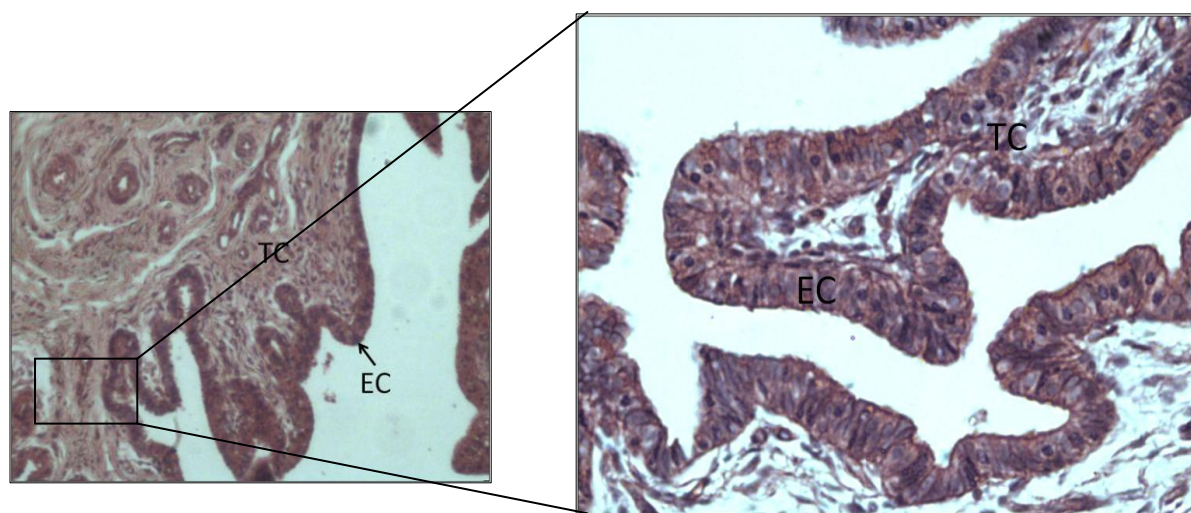


Figure 38 : Histologie d'un épithélium cylindrique de la face antérieure de la fosse d'ovulation d'un ovaire d'une jument adulte. TC : Tissu conjonctif ; EC : Epithélium cylindrique .a G : x100 ; b : G : x200. Coloration H&E

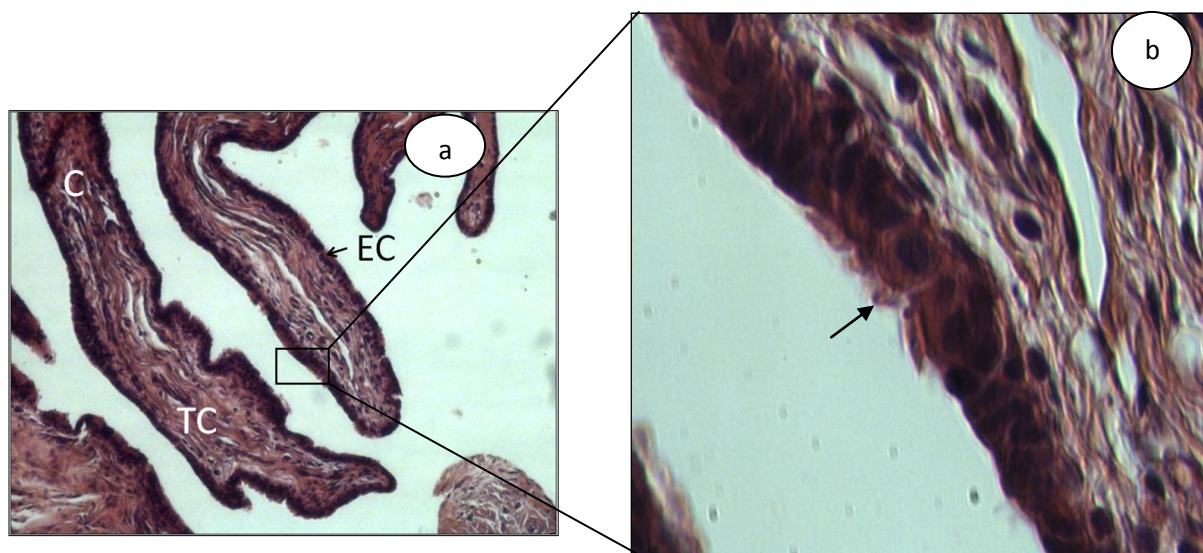


Figure 39 : Histologie d'un épithélium cilié de la face antérieure de la fosse d'ovulation d'un ovaire d'une jument adulte. C : Cortex ; TC : Tissu conjonctif ; EC : Epithélium cilié. → : Cils. a : G : x100 ; b : G : x600. Coloration H&E

II.2.2. Description histologique du cortex

L'aspect histologique du cortex montre à l'observation microscopique des groupes de follicules primordiaux et primaires répartis dans le stroma constitué de tissu conjonctif (Figure 40). Cette organisation groupée des follicules a été rapportée également par Leonel *et al.*, (2015). Les follicules peuvent être trouvés en groupes ou isolés. Autour des follicules en développement se trouvent des cellules semblables à des fibroblastes appelées stroma ovarien. Ces cellules évoluent en cellules de la thèque interne des follicules en développement. De nombreuses fibres musculaires lisses sont observées, elles vont s'entremêler avec les couches thécales des follicules en développement jouant ainsi un rôle dans le processus ovulatoire (Marković *et al.*,2003).

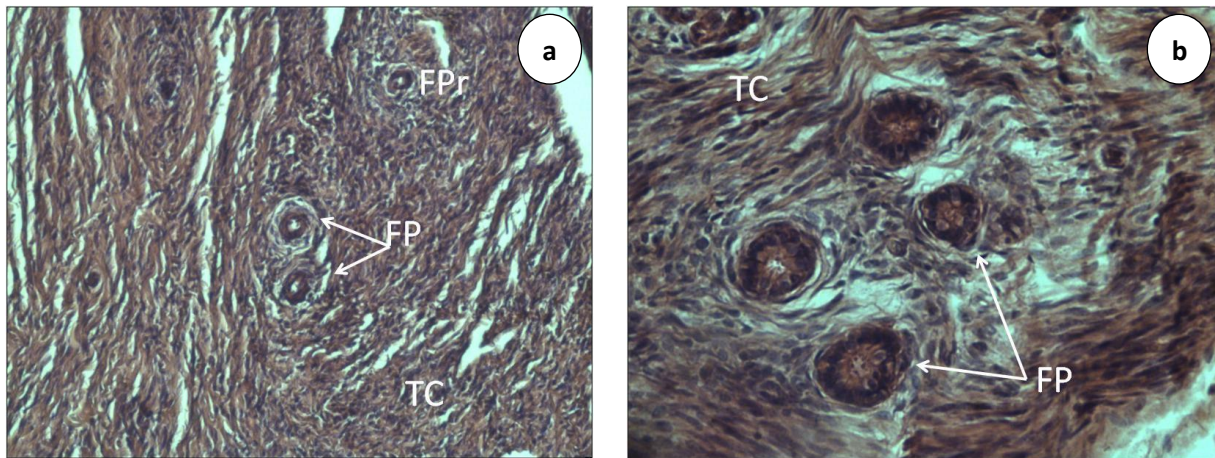


Figure 40 : Histologie du cortex d'un ovaire d'une jument adulte. FPr : Follicule primordial ; FP : Follicule primaire ; TC : Tissu conjonctif. a : G : x100 ; b : G : x200. Coloration H&E

Un nombre faible de follicules secondaires est observé dans le stroma ovarien constitué de tissu conjonctif (Figure 41). L'existence d'un petit nombre de ces follicules par rapport aux ovaires d'autres espèces est également rapportée par Marković *et al.* (2003).

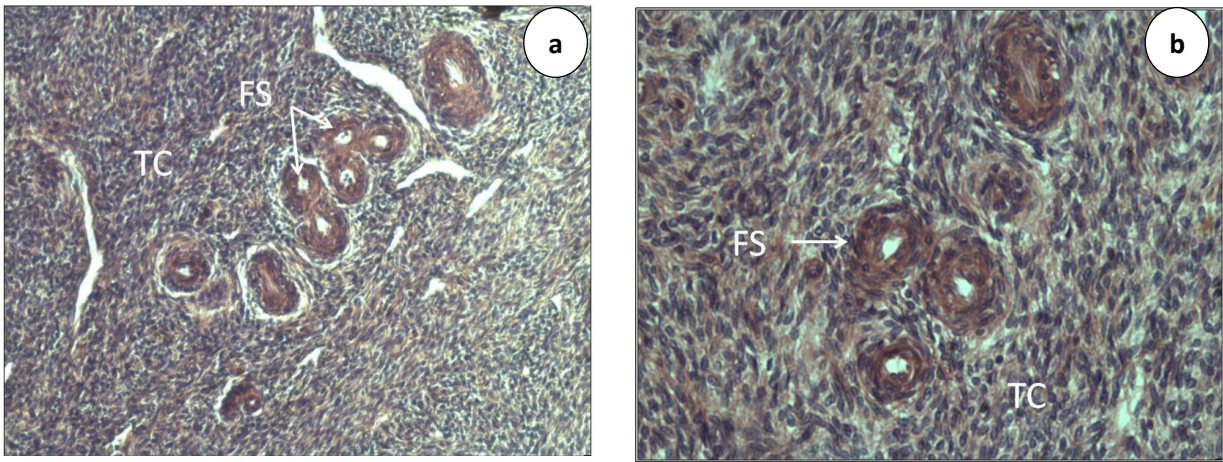


Figure 41 : Histologie du cortex d'un ovaire d'une jument adulte. FS : Follicule secondaire ; TC : Tissu conjonctif. a : G : x100 ; b : G : x200. Coloration H&E

II.2.3. Description histologique de la médulla

A l'observation histologique, la zone médullaire située à l'extérieur du cortex renferme de nombreux vaisseaux sanguins richement développés avec des diamètres très variables, un tissu conjonctif lâche et fibreux et des cellules musculaires lisses (Figure 42). La structure histologique de la médulla ovarienne est identique de la jument Gayo (Melia *et al.*, 2020).

Par comparaison à d'autres espèces, la localisation des vaisseaux sanguins se trouvent à l'intérieur de l'ovaire (Melia *et al.*, 2020).

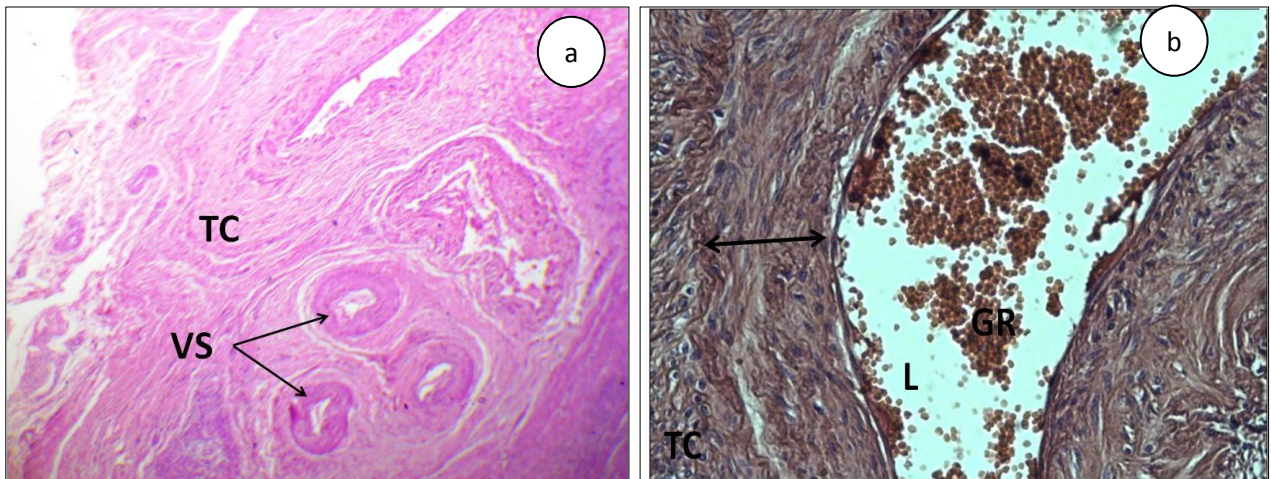


Figure 42 : Histologie de la médulla de l'ovaire d'une jument adulte. VS : Vaisseaux sanguins ; GR : Globules rouges ; L : Lumière du vaisseau sanguin ; TC : Tissu conjonctif lâche ; ↔ : Paroi du vaisseau sanguin. Coloration H&E. a : G : x100 ; b : G : x200.

L'histologie de la médulla montre des follicules à différents stades de développement répartie dans un tissu conjonctif. Les follicules observés sont des follicules primordiaux, follicules primaires et de nombreux follicules atrétiques caractérisés par une désorganisation de la structure histologique (Figure 43). Les follicules atrétiques sont caractérisés par des cellules de la granulosa subissant une picnose et la dispersion de cellules de la granulosa dans l'antra comme rapporté par Hamny *et al.* (2010). Ce phénomène physiologique peut survenir à n'importe quelle phase du développement folliculaire. Tous les follicules atrétiques qui conservent leur thèque interne sont appelés follicules thécogènes.

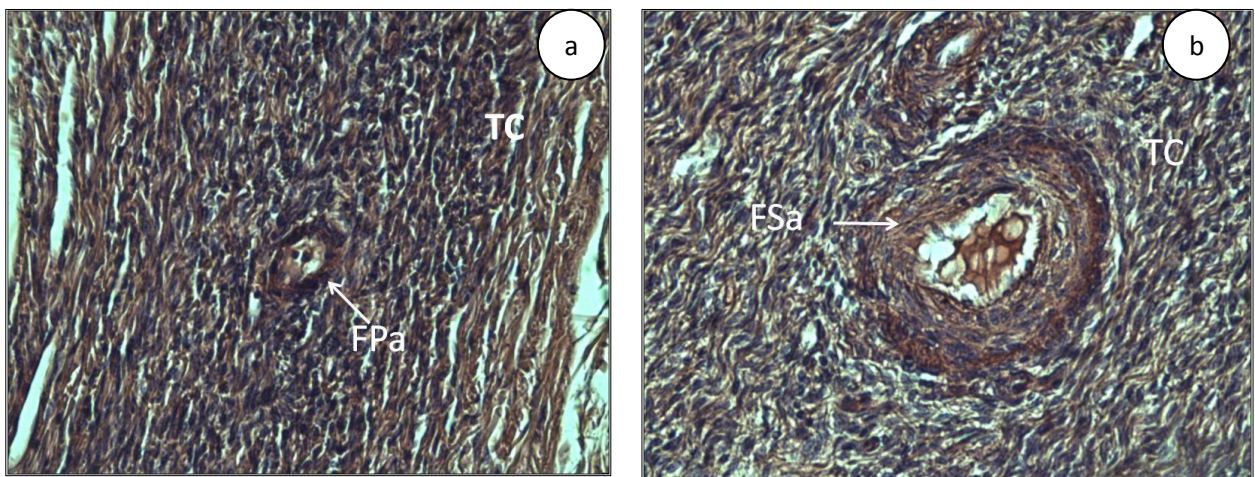


Figure 43 : Histologie du follicule primaire (a) et secondaire (b) atrétiques chez une jument adulte. FPa : Follicule primaire atrétique ; FSa : Follicule secondaire atrétique ; TC : Tissu conjonctif lâche. Coloration H&E. a et b : G : x200.

Les résultats sur les connaissances de la distribution spatiale des follicules utilisés pour cibler les zones avec un nombre plus riche de follicules pré-antraux ont indiqué que les follicules pré-antraux équins sont regroupés et situés près du centre géométrique de l'ovaire et que le vieillissement induit leur dispersion à travers le cortex ovarien (Alves *et al.*, 2018).

II.2.4. Description histologique du corps jaune

A l'observation histologique on observe un corps jaune en régression caractérisé par une désorganisation cellulaire et des espaces interstitiels très importants (Figure 44). Le nombre des cellules lutéales diminue considérablement, par contre celui des fibroblastes augmente (Figure 44) entre les cellules lutéales et au niveau des *Septa* de tissu conjonctifs (Figure 44).

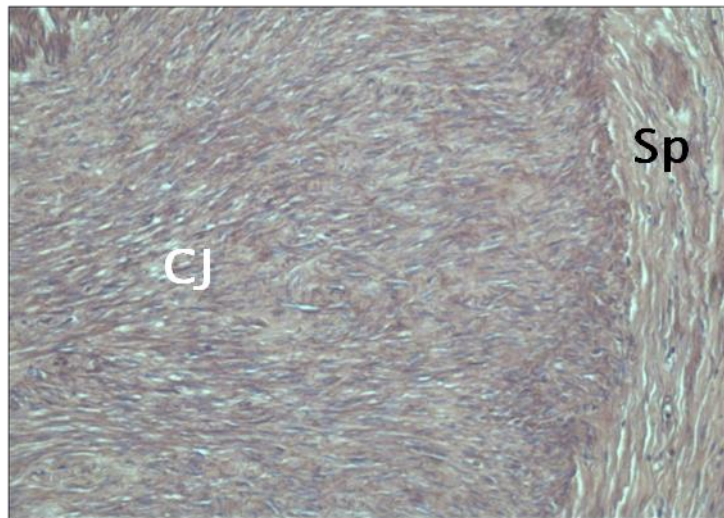


Figure 44 : Histologie du corps jaune en régression chez une jument adulte. CJ : corps jaune ;
Sp : septa. Coloration H&E. a et b : G : x100.

Des corps blanc ou *corpus albicans* sont observés au niveau des ovaires. Ils sont uniquement constitués par des fibroblastes et quelques vaisseaux sanguins (Figure 45).

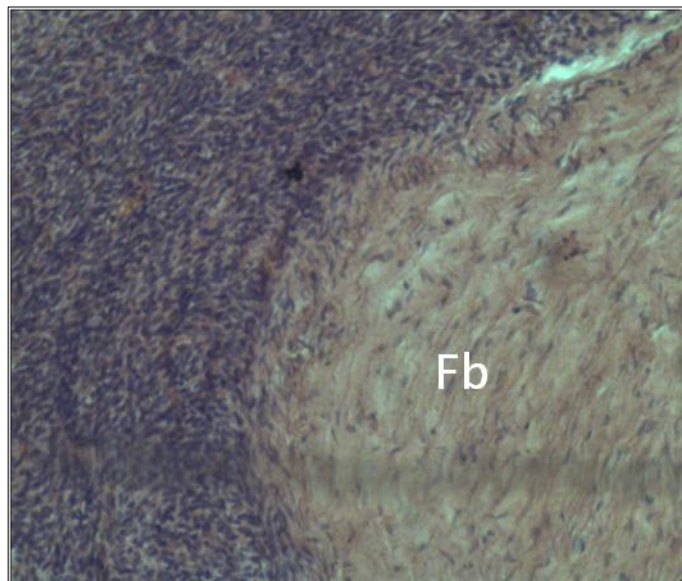


Figure 45 : Histologie du corps blanc (*corpus albicans*) chez une jument adulte. Fb : fibroblastes.
Coloration H&E. a et b : G : x100.

Conclusion et perspectives

Les ovaires équins sont en forme d'un haricot, composé chacun de deux bords (dorsal et ventral) et de deux pôles (crânial et caudal). Chaque ovaire présente une dépression proéminente sur le bord ventral libre correspondant à la fosse d'ovulation. La structure tissulaire est inversée. La zone médullaire ou vasculaire est externe et la zone corticale renfermant les follicules en développement ou atrétiques, est interne au centre de l'ovaire. Le corps jaune est intra-ovarien en zone corticale et ne fait pas saillie sur la surface de l'ovaire comme chez d'autres mammifères d'élevage.

En perspective, le travail devrait être reconduit sur un nombre plus important d'ovaires à différentes saisons de l'année afin d'analyser l'activité et l'évolution des différentes structures de l'ovaire. Il peut être associé à une étude immuno-histochimique pour mettre en évidence les récepteurs des différentes hormones intervenant dans la régulation de l'activité ovarienne.

Références bibliographiques

1. Abad, A., Rigaud, E., 2019. Atlas d'échographie de l'appareil génital de la jument réalisée par voie transrectale. Thèse : docteur vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse – ENVT, 128p.
2. Alexander, S.L., Irvine, C.H., 1991. Control of onset of breeding season in the mare and its artificial regulation by progesterone treatment. *Journal of Reproduction and Fertility Supplement*, 44, 307-318.
3. Allard, A., Barrier-batut, I., Caillaud, M., Chavatte-palmer, P., Deleuze, S, Goudet, G., Margat, A., Marnay-le-masne, L., Provost, E., 2019. Gestion de la jument: reproduction, gestation, poulinage. 8ème édition. Institut Français du Cheval et de l'Équitation, 236p.
4. Alves, B.G., Alves, K.A., Gastal, G.D.A., Gastal, M.O., Figueiredo, J.R., Gastal, E.L., 2018. Spatial distribution of preantral follicles in the equine ovary. *Plos One*, 13, 1-17.
5. Ambroise-thomas, S., 1998. La mélatonine: rôle biologique, intérêt et limites de l'usage thérapeutique. Thèse pour obtenir le grade de Docteur en Pharmacie, Université Joseph Fourier - Grenoble 1, 121p.
6. Aurich, C., 2011. Reproductive cycles of horses. *Animal Reproduction Science*, Elsevier, 124, 220-228.
7. Barone, R., 2001. Anatomie comparée des mammifères domestiques. Appareil uro- génital, foetus et ses annexes, péritoine et topographie abdominale, 3ème édition, Volume 4, Partie 2. Vigot, Paris, 896p.
8. Benammar A., Derisoud E., Vialard F., Palmer E., Ayoubi J.M., Poulain M., Chavatte-Palmer P., 2021. The Mare: A Pertinent Model for Human Assisted Reproductive Technologies?, *Animals* 11, 2304, 32p.
9. 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, 272p.
10. Brinsko, S.P., Blanchard, T.L., Varner, D.D., Schumacher, J., Love, C.C., Hinrichs, K., Hartman, K., 2011. *Manual of Equine Reproduction*. 3rd Edition. Mosby Elsevier, 324p.
11. Charlot-Valdieu, A., 2006. Contribution à l'étude du diagnostic de l'infertilité chez la jument. Thèse pour obtenir le grade de Docteur vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon, 238p.
12. Davies, Z., 2018. *Equine Science*, Third Edition. John Wiley & Sons, 480p.

13. Davies-Morel, M.C.G., 2008. Equine Reproductive Physiology, Breeding and Stud Management, 3rd Edition. Cambridge University Press, UK, 378p.
14. Enders, A.C., Buchanan, G.D., 1959. The reproductive tract of the female nine-banded armadillo. *Tex. Rep. Biol. Med.* 17, 323-340.
15. Giedt, E., Hiney, K., 2019. Reproductive Management of the Mare. Oklahoma State University, <https://extension.okstate.edu/fact-sheets/reproductive-management-of-themare.html>, Page consultée le 29/06/2022.
16. Ginther, O.J., 1992. Parturition, puerperium and puberty. *In: Reproductive Biology of the Mare: Basic and Applied Aspects*, 2nd ed., Equiservices Publishing, Cross Plains, 457–498.
17. Gonzalez, S., da Silva, C., Lindquist, A., *et al.*, 2017. Regional distribution and integrity of equine ovarian pre-antral follicles. *Reprod Dom Anim.* 00 : 1-6.
18. Irvine, C.H., Alexander, S.L., 1994. The dynamics of Gonadotrophin releasing hormone, lh and fsh secretion during the spontaneous ovulatory surge of the mare as revealed by intensive sampling of pituitary venous blood. *J. Endocrinol.* 140, 283-295.
19. Kainer, R.A., 2011. Chapter 165 : Internal Reproductive Anatomy. *In: Equine Reproduction.* 2nd edition. Wiley-Blackwell, pp. 1582-1597.
20. Leonel E.C.R., Bento-Silva, V., Costa e Silva, E.V., Zúccari C.E.SN., 2015. Follicle Populations in Mare Ovaries: From Preantral To Preovulatory Follicles. *EnciclopédiaBiosfera, Centro CientíficoConhecer , Goiânia*, 11(22), 1321-1333.
21. Löfstedt, R.M., 2011. Chapter 180: Diestrus. *In: Equine Reproduction.* 2nd edition. Wiley-Blackwell, pp. 1728-1731.
22. Marković, D., Pavlović, M., Pavlović, V., 2003. Seasonality, Folliculogenesis And Luteogenesis In Mare Ovaries. *FactaUniversitatis Series: Medicine and Biology Vol.10, No 3*, pp. 120-126.
23. McKinnon, AO., Squires, EL., Vaala, WE., Varner, DD., 2011. *Equine Reproduction.* 2nd edition. Wiley-Blackwell, 3132p.
24. Melia, J., Ayumi S.D.R., Masyitha, D., Rastina., Roslizawaty., Amrozi., 2020. Histology and Histomorphometry of Gayo Mare Ovaries. *JurnalKedokteranHewan*, 4(4) : 93-98.
25. Ono, M., Akuzawa, H., Nambo, Y., Hirano, Y., Kimura, J., Takemoto, S., Nakamura, S., Yokota, H., Himeno, R., Higuchi, T., Ohtaki, T., Tsumagari, S., 2015. Analysis of the equine ovarian structure during the first twelve months of life by three-dimensional internal structure microscopy. *J. Vet. Med. Sci.* 77(12),1599-1603.
26. O'Shea, J.D., 1968. A histological study of non-follicular cysts in the ovulation fossa region of the equine ovary. *Journal of Morphology*, 124(3), 313-320.

27. Palmer, E., 1978. Control of the oestrous cycle of the mare. *Station de Physiologie de la Reproduction I.N.R.A*, 54, 495-505.
28. Purohit, G.N., 2020. Peculiarities of equine reproduction Webinar on Equine Reproduction. Indian Society for the study of Animal Reproduction and RAJUVAS, Bikaner, Rajasthan, India. https://www.researchgate.net/publication/343427571_PECULIARITIES_OF_EQUINE_REPRODUCTION_RAJASTHAN_Indian_Society_for_Study_of_Animal_Reproduction_Prof_GN_Purohit_-Non-Commercial_and_Educational_-Content_collected_from_different_sources_Not_Permitted_f . Page consultée le 12/07/2022.
29. Samper, J.C., 2009. Chapter 12 : Uterine edema in the mare. *In: Equine Breeding Management and Artificial Insemination*. 2ème édition. Saunders Elsevier, St. Louis, Missouri, pp. 133-138.
30. Samper, J.C., Pycock, J.F., Mckinnon, A.O., 2007. Current therapy in equine reproduction. Saunders Elsevier, 492p.
31. Satué, K., Gardon, J.C., 2013. A Review of the Estrous Cycle and the Neuroendocrine Mechanisms in the Mare. *J. Steroids HormSci* 2013, 115(4): 1-8.
32. Sendel, T., 2010. Fiche technique : Anatomie, physiologie et reproduction de la jument. Imprimeur de la reine pour l'ONTARIO. <http://www.omafra.gov.on.ca/french/livestock/horses/facts/10-100.htm>, Page consultée le 28/07/2022.
33. Vanderwall, D., 2022. Case 13.4 - Granulosa Cell Tumor. *In: J. A. Orsini, N. S. Grenager & A. de Lahunta (Eds.), Academic Press. Comparative Veterinary Anatomy*, pp. 793-800.
34. Weir, B.J., Rowlands, I.W., 1974. Functional anatomy of the hystricomorph ovary. *Symp. Zool. Soc. Lond.* 34: 303-332.
35. Yoon, M.J., 2012. The Estrous Cycle and Induction of Ovulation in Mares. *Journal of science and technology*, 54 (3), 165-174.

Partie bibliographique