



N° d 'ordre :...024/PFE/2025

## Projet de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de **Docteur Vétérinaire**

**Domaine :** Sciences de la Nature et de la Vie

**Filière :** Sciences Vétérinaires

### THÈME

---

## Suivi de reproduction chez l'espèce équine synthèse bibliographique

---

Présenté par :

**BERDJANE Lyna**

**BENOUDJIT Mohamed Akram**

Soutenu publiquement, le 29 juin 2025 devant le jury composé de :

Pr. LAMARA. A	Professeur	Président
Dr. AOUANE. N	Maitre de conférence B	Promotrice
Pr. SOUAMES. S	Professeur	Examinateur

**Année universitaire 2024 / 2025**





N° d 'ordre :.../PFE/2025

## Projet de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de **Docteur Vétérinaire**

**Domaine :** Sciences de la Nature et de la Vie

**Filière :** Sciences Vétérinaires

### THÈME

---

## Suivi de reproduction chez l'espèce équine synthèse bibliographique

---

Présenté par :

**BERDJANE Lyna**

**BENOUDJIT Mohamed Akram**

Soutenu publiquement, le 29 juin 2025 devant le jury composé de :

Pr. LAMARA. A	Professeur	Président
Dr. AOUANE. N	Maitre de conférence B	Promotrice
Pr. SOUAMES. S	Professeur	Examinateur

**Année universitaire 2024 / 2025**

## **Remerciements**

Louange à Dieu le Tout-Puissant qui nous a donné la force et la persévérance pour mener à bien ce travail. Nous exprimons notre profonde gratitude à toutes les personnes qui ont contribué à sa réalisation.

Nous remercions sincèrement **Pr. LAMARA. A** pour avoir présidé ce jury avec rigueur et bienveillance, ainsi que **Pr. SOUAMES. S** pour son examen attentif et sa précieuse suggestion qui a enrichi ce travail. Une reconnaissance particulière va à notre promotrice, **Dr. AOUANE.N** dont l'encadrement expert, les conseils éclairés et le soutien constant ont été déterminants à chaque étape de cette recherche.

Nos remerciements chaleureux s'adressent également à Docteur BOUZIDI pour son accueil généreux, son accompagnement méthodologique et le partage des ressources essentielles à notre étude. Nous saluons avec admiration l'équipe vétérinaire de la Garde Républicaine pour son professionnalisme exceptionnel, ses contributions techniques précieuses et son engagement dans l'excellence clinique équin, qui ont ancré notre travail dans une réalité pratique exigeante.

Enfin, notre pensée reconnaissante embrasse toutes les personnes – collègues, amis et famille dont le soutien discret mais constant a été un pilier invisible de ce parcours.

## Dédicaces

À nos enseignants,

Merci pour votre patience et votre savoir partagé. Vous nous avez guidés avec bienveillance tout au long de nos études. Votre passion pour votre métier a été une vraie inspiration.

À nos chers parents,

Merci pour votre amour infini et tous vos sacrifices silencieux. Vous avez toujours été là pour nous soutenir, dans les bons moments comme dans les difficultés. Votre confiance en nous a été notre plus grande force.

À nos oncles et tantes, maternels et paternels,

Merci pour votre présence chaleureuse et vos conseils précieux. Les repas de famille, vos encouragements et votre bonne humeur ont illuminé notre parcours.

À nos amis proches,

Merci pour votre soutien fidèle et vos moments de complicité. Vos rires et votre écoute ont rendu ce chemin plus léger et plus joyeux.

À toute notre famille,

Merci pour votre affection constante et vos traditions réconfortantes. Vous êtes notre ancrage et notre source de courage.

Ce mémoire est dédié à vous tous, qui avez cru en nous et nous avez accompagnés jusqu'à ce jour important.

**BERDJANE LYNA**

**BENOUDJIT MOHAMED AKRAM**

## Liste des figures

<b>Figure 1:</b> Détroit antérieur du bassin de la jument .....	2
<b>Figure 2:</b> Coupe transversale à travers l'abdomen de la jument illustrant le soutien du tractus reproducteur assuré par les ligaments larges.....	3
<b>Figure 3:</b> Ovaire d'une jument.....	3
<b>Figure 4:</b> Ovaire de la jument : comparaison entre un ovaire inactif (gauche) et un ovaire actif (droite), avec visualisation de la fosse d'ovulation (concavité) et du hile (convexité) .....	4
<b>Figure 5:</b> Photo d'ovaire et la trompe utérine .....	5
<b>Figure 6:</b> Appareil génital d'une jument ( vue latérale après isolement et étalement ) .....	7
<b>Figure 7:</b> Photo de l'appareil génital d'une jument .....	7
<b>Figure 8:</b> La surface interne du vagin de la jument (la mesure du coin est de 21mm de diamètre) .....	9
<b>Figure 9:</b> Vue sagittale de l'appareil reproducteur de l'étonnement .....	11
<b>Figure 10:</b> La régulation neurohormonale par le complexe hypothalamo-hypophysaire.....	14
<b>Figure 11:</b> Le cycle sexuel de la jument, les chaleurs, et le moment optimum pour la saillie ou l'insémination artificielle .....	15
<b>Figure 12:</b> Transmission de l'information lumineuse.....	16
<b>Figure 13:</b> Coupe transversale de la corne utérine (à gauche) et coupe longitudinale du corps utérin (à droite) chez une jument en diestrus .....	19
<b>Figure 14:</b> Représentation schématique de la coupe transversale (A) d'une corne utérine et de la coupe longitudinale (B) du corps de l'utérus .....	19
<b>Figure 15:</b> Ovaire d'une jument en chaleurs avec des follicules de différentes formes .....	20
<b>Figure 16:</b> Evolution du flux sanguin et des modifications échographiques du follicule avant l'ovulation .....	20
<b>Figure 17:</b> Evolution du follicule dominant et du follicule second par la taille dans les jours précédant l'ovulation .....	21
<b>Figure 18:</b> Deux follicules œstraux chez une jument peu avant une ovulation double. Le diamètre des follicules est de 35 et 37 mm .....	21
<b>Figure 19:</b> Follicule œstral irrégulier chez une jument avant l'ovulation. Le plus grand diamètre (entre les croix) est de 53mm .....	22

<b>Figure 20:</b> Follicule collabé avec un large liseré échogène périphérique (flèches) au niveau de l'ancienne paroi folliculaire le jour de l'ovulation. On voit au centre un liquide anéchogène.	23
<b>Figure 21:</b> Schéma des 2 types de formation d'évolution des corps jaunes .....	24
<b>Figure 22:</b> Corps jaune hémorragique (flèches) chez une jument 3 jours après l'ovulation ..	25
<b>Figure 23:</b> Corps jaune massif (flèches) chez une jument 8 jours après l'ovulation.....	25
<b>Figure 24:</b> Deux corps jaunes gestatif (flèches) sur l'ovaire d'une jument à 25 jours de gestation. Un follicule se voit au-dessous.....	26
<b>Figure 25:</b> Corps jaune gestatif (flèches) d'une jument à 17 jours de gestation. Il est entouré de plusieurs follicules .....	26
<b>Figure 26:</b> Image échographique de gestation de 9 jours .....	29
<b>Figure 27:</b> Image échographique de gestation de 10 jours .....	30
<b>Figure 28:</b> Gestation à 18 jours. La vésicule embryonnaire contenue dans la corne utérine (flèches) a une forme en poire.....	32
<b>Figure 29:</b> Gestation à 16 jours. La vésicule embryonnaire a une forme ovoïde et mesure 26x20mm. Les deux croix disposées parallèlement au-dessous marquent le plus grand diamètre .....	32
<b>Figure 30:</b> forte accumulation de sécrétions dans l'utérus d'une jument souffrant d'endométrite chronique. Les plis de l'endomètre forment des bourrelets saillants dans la lumière de l'utérus.....	33
<b>Figure 31:</b> photo réelle d'un cas clinique d'une malformation vulvaire .....	34
<b>Figure 32:</b> Schéma qui présente les différentes étapes d'une vulvoplastie.....	35
<b>Figure 33:</b> Photo réelle d'une vulvoplastie ou épisioplastie .....	36
<b>Figure 34:</b> Schéma du mécanisme de mise en place d'un corps jaune persistant lors d'une ovulation en fin de phase lutéale du follicule dominant de la vague de croissance secondaire, le second corps jaune qui en résulte est insensible, car, Agé de moins de 5 jours à l'action lutéolytique de PGF2a au moment de la décharge endogène, il va donc persister. ....	37
<b>Figure 35:</b> Mort imminente de l'embryon a 17 jours (à droite) de gestation et Mort embryonnaire a 27 jours (à gauche) .....	40
<b>Figure 36:</b> Deux follicules œstraux chez une jument peu avant une ovulation double. Le diamètre des follicules est de 35 et 37 mm .....	41

## Liste des tableaux

<b>Tableau I :</b> Différentes pathologies qui touchent les ovaires .....	42
<b>Tableau II :</b> Avortement infectieux .....	46

## Abréviations

**GnRH** : Gonadotropine Releasing Hormone

**FSH** : Follicle Stimulating Hormone

**LH** : Luteinizing Hormone

**PGF<sub>2α</sub>** : Prostaglandine F2 alpha

**PMSG** : Pregnant Mare Serum Gonadotropin

**ADH** : Antidiuretic Hormone

**GH (STH)** : Growth Hormone (Somatotropin)

**ACTH** : Adrenocorticotropic Hormone

**TSH** : Thyroid-Stimulating Hormone

**PRL** : Prolactine

**CJ** : Corps Jaune

**CJP** : Corps Jaune Persistant

**PBIE** : Persistent Breeding-Induced Endometritis

**PMN** : Polynucléaires Neutrophiles

**PRP** : Plasma Riche en Plaquettes

**THI** : Temperature-Humidity Index

**EHV-1** : Equine Herpesvirus type 1

**hCG** : human Chorionic Gonadotropin

**IM** : Intramusculaire

**IV** : Intraveineuse

**UI** : Unités Internationales

**Spz** : Spermatozoïde



## **Sommaire**

### **Partie bibliographique**

#### **Introduction**

#### **Chapitre I :**

##### **Généralités sur l'anato-physiologie de l'appareil génital chez la jument et l'étalon**

I-1/ Conformation du bassin : .....	2
I-2/ Les organes génitaux :.....	2
I-2-1/ Les ligaments larges :.....	2
I-2-2/ Les ovaires : .....	3
I-2-3/ Le tractus génital : .....	5
1/ l'oviducte ou trompe de Fallope, ou salpinx: .....	5
I-2-4/ L'utérus ou matrice :.....	6
I-2-5/ Le vagin :.....	8
I-2-6/ La vulve :.....	9
I-3/ Anatomie de l'appareil génital de l'étalon.....	9
I-3-1/ Enveloppe testiculaire :.....	10
I-3-2/ Testicules :.....	10
I-3-3/ Voies spermatiques : .....	10
I-3-4/ Urètre et annexes : .....	10
I-3-5/ Pénis : .....	11
I-4/ Le contrôle Hormonal :.....	11
I-4-1/ Hormones hypothalamiques :.....	12
I-4-2/ Hormones hypophysaires (gonadotropes) :.....	12
I-4-3/ Hormones gonadiques (ovaires) : .....	12
I-4-4/ Hormone placentaire :.....	13
I-4-5/ Hormones utérines : .....	13
I-5/ Axe hypothalamo--hypophyso-ovarien :.....	13

I-6/ Cycle sexuel de la jument :.....	14
I-7/ Le cycle ovarien :.....	15
I-8/ Cycle œstral chez la jument :.....	15
I-9/ Facteurs influençant la reproduction de la jument :.....	16
I-9-1/ Photopériode et reproduction saisonnière : .....	16
I-9-2/ Âge de la jument :.....	17
I-9-3/ Alimentation et état corporel :.....	17

## **Chapitre II :**

### **Echographie en reproduction équine**

II-1/ Technique de l'examen échographique :.....	19
II-2/ Examen échographique des ovaires :.....	19
II-2-1/ Suivi de la croissance folliculaire :.....	19
II-2-2/ Evolution du follicule avant l'ovulation : .....	20
II-2-3/ Ovulation :.....	22
II-2-4/ Evolution du corps jaune (CJ) :.....	23
II-2-4-1/ Au cours du cycle : .....	23
II-3/ Examen échographique transrectal de l'utérus :.....	26
II-3-1/ Variations en fonctions des stades physiologiques : .....	26
II-3-1-1/ Lors de l'anœstrus saisonnier :.....	27
II-3-1-2/ Lors de l'œstrus :.....	27
II-3-1-3/ Lors de l'interoestrus (dioestrus) : .....	27
II-3-2/ Gestation : .....	28
A.Gestation simple : .....	28
A.1. Les deux premières semaines : .....	28
A.2. Troisième semaine : .....	30

## **Chapitre III :**

### **Les pathologies propre à la jument et liées à la gestation et poulainage**

III-1-1/ Endométrite : .....	31
a) Endométrite physiologique : .....	31
b) Endométrite pathologique : .....	32
c) Physiopathologie des endométrites : .....	32
d) Incidence des endométrites : .....	32
e) Traitement : .....	33
III-1-2/ La mauvaise confirmation vulvo-périnéale (Pneumo et urovagin) : .....	34
III-1-3/ Pyomètre : .....	36
III-1-4/ Structure lutéale persistante (Corps jaune persistant) : .....	36
III-1-5/ Pathologies ovariennes : .....	37
III-2-1/ Mortalité embryonnaire précoce : .....	39
III-2-2/ Les gémellités : .....	40
III-2-3/ Avortement : .....	41
III-2-4/ Rétention placentaire : .....	43



## Introduction

L'élevage équin, pilier économique et culturel des secteurs sportifs, agricoles et de loisirs, repose sur une maîtrise optimale de la reproduction. Pourtant, la jument, espèce saisonnière à polyœstrus, présente des défis complexes : imprévisibilité de l'ovulation, variabilité des cycles, et sensibilité accrue aux pathologies génitales (Ginther, 1992). Ces contraintes compromettent la fertilité et pénalisent la rentabilité des élevages (Samper, 2009). Dans ce contexte, l'échographie transrectale s'impose comme une révolution diagnostique, offrant une fenêtre dynamique sur l'appareil reproducteur (McKinnon et al., 2011). Elle permet non seulement de visualiser en temps réel la croissance folliculaire ou la gestation naissante, mais aussi d'anticiper des complications telles que les gestations gémellaires ou les défaillances lutéales (Renaudin et al., 2018).

Ce projet de fin d'études explore l'intégration de cette technologie dans la pratique vétérinaire équine, structuré en trois chapitres interdépendants. Le premier chapitre établit les fondements anatomo-physiologiques indispensables. Il décrypte la conformation pelvienne, la dynamique ovarienne (maturation folliculaire, mécanismes d'ovulation, transformation en corps jaune), et la régulation neurohormonale fine gouvernée par l'axe hypothalamo-hypophyso-ovarien (Aurich, 2011). L'influence de facteurs clés comme la photopériode, l'âge, ou l'état corporel y est analysée, éclairant leur impact sur la cyclicité et les taux de conception (Ginther, 1992 ; McCue, 2008).

Le deuxième chapitre se concentre sur la technique échographique et son application clinique. Des protocoles d'examen transrectal (sondes linéaires 5–8 MHz) au suivi précis de la folliculogenèse, il détaille les signes prédictifs de l'ovulation et l'évolution du corps jaune (Ginther, 1995 ; Barbacini et al., 2003). L'évaluation utérine, de l'œdème caractéristique de l'œstrus à la détection précoce de la vésicule embryonnaire (dès j9–j10), y est systématisée, soulignant son rôle dans le diagnostic de gestation et la prévention des avortements (Weber et al., 2007 ; Squires, 2011).

Enfin, le troisième chapitre aborde les pathologies critiques : endométrites (physiologiques ou chroniques), malformations vulvaires favorisant le pneumo-vagin, structures lutéales persistantes, et complications gestationnelles (mortalité embryonnaire, gémellité, rétention placentaire). Pour chacune, les corrélats échographiques et les stratégies thérapeutiques (lavages utérins, prostaglandines, chirurgie réparatrice) sont discutés, reliant la théorie à la résolution pratique (Brinsko et al., 2011).

À la croisée de l'anatomie, de l'imagerie et de la pathologie, ce travail vise à offrir un référentiel complet pour les praticiens. Il démontre comment l'échographie, en transcendant les limites de la palpation traditionnelle, devient l'outil incontournable d'une reproduction équine maîtrisée, performante et durable (McKinnon et al., 2011).

CHAPITRE I

GÉNÉRALITÉS SUR L'ANATO-  
PHYSIOLOGIE DE L'APPAREIL GÉNITAL  
CHEZ LA JUMENT ET L'ÉTALON

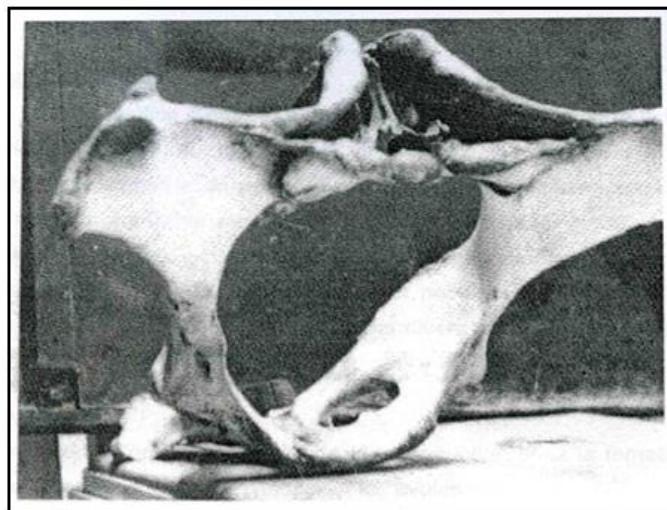
## Généralités sur l'anatomie de l'appareil génital de la jument et l'étalon

---

La pratique de l'obstétrique et de la gynécologie équine requiert une connaissance approfondie de l'anatomie et de la physiologie sexuelle de la jument. Ce premier chapitre offre, de manière non exhaustive, un aperçu des notions fondamentales liées à l'appareil génital de la jument et l'étalon, en abordant sa morphologie ainsi que ses variations hormonales.

### I-1/ Conformation du bassin :

Le bassin de la jument a une forme générale de cône tronqué, avec son sommet, appelé « détroit postérieur », situé au niveau de l'orifice vulvaire, et sa base, le « détroit antérieur », orientée vers la cavité abdominale (**Derivaux et Ectors., 1980**) (Figure 1).



**Figure 1:** Détrict antérieur du bassin de la jument  
(**Derivaux et Ectors., 1980**)

### I-2/ Les organes génitaux :

Les organes génitaux de la femelle sont principalement situés dans la région pelvi-abdominale, à l'exception de l'orifice d'entrée, ou vulve. Leur disposition varie en fonction de l'état de l'animal, qu'il soit vide ou en gestation, et ces variations dépendent également du stade de la gestation. Comprendre cette topographie est essentiel pour appliquer efficacement certaines méthodes d'exploration, telles que le diagnostic de gestation par palpation interne chez les grandes espèces, le traitement de certaines dystocies, et pour effectuer des interventions liées à l'accouchement ou à divers troubles pathologiques (**Derivaux et Ectors., 1980**).

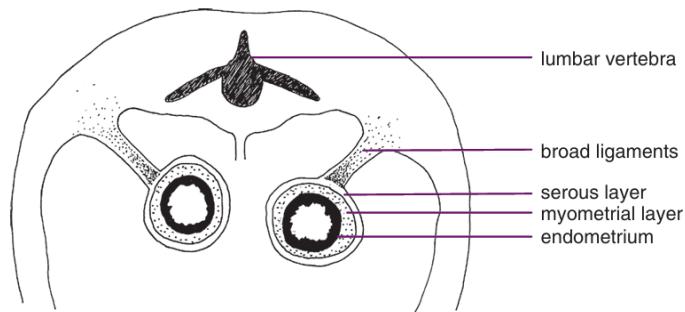
#### I-2-1/ Les ligaments larges :

Ils représentent l'une des caractéristiques principales du tractus génital de la jument. S'étendant de la troisième et quatrième vertèbre lombaire jusqu'à la quatrième vertèbre

## Généralités sur l'anatomie de l'appareil génital de la jument et l'étalon

sacrée, ils sont fixés à la partie dorsale des cornes utérines (Figure 2). Ces structures comprennent :

- ☒ un mésosalpinx qui soutient l'ovaire
- ☒ un mésomètre soutenant la corne utérine et la partie antérieure du vagin.
- ☒ Ils contiennent également les artères, veines et nerfs utérins (**Hanzen., 2004**)



**Figure 2:** Coupe transversale à travers l'abdomen de la jument illustrant le soutien du tractus reproducteur assuré par les ligaments larges (**Davies Morel., 2008**)

### I-2-2/ Les ovaires :

Les ovaires de la jument sont situés dans la partie crâniale de l'appareil génital, plus en avant que chez les ruminants en raison de la structure non spiralée du tractus génital et de l'attache dorsale du ligament large à l'utérus. De forme flageolet, ils mesurent 6 à 8 cm de long et 3 à 4 cm de large pour un poids moyen de 70 à 80 g, leur taille variant selon l'activité ovarienne (**Blanchard et al., 2005**) (Figure 3).



**Figure 3:**Ovaires d'une jument  
(**Aouane., 2007**)

## Généralités sur l'anatomie de l'appareil génital de la jument et l'étalon

Positionnés sous la 4e ou 5e vertèbre lombaire, ils sont suspendus à des ligaments larges situés derrière les reins. L'ovaire droit est systématiquement plus crânial de 2 à 3 cm que l'ovaire gauche, et leur position peut fluctuer en raison de la mobilité des anses intestinales (**Blanchard et al., 2005**). Pendant le stade d'activité sexuelle, lorsque la jument est en chaleur, ils augmentent de taille pour atteindre 6 à 8 cm de longueur et 3 à 4 cm de largeur, ils sont également plus mous au toucher en raison du développement de follicules remplis de liquide (Figure 4). Les juments plus âgées et multipares tendent à avoir des ovaires plus grands qui peuvent atteindre jusqu'à 10 cm de longueur (**Davies Morel., 2008**).



**Figure 4:** Ovaires de la jument : comparaison entre un ovaire inactif (gauche) et un ovaire actif (droite), avec visualisation de la fosse d'ovulation (concavité) et du hile (convexité) (**Davies Morel., 2008**)

La palpation transrectale des ovaires peut être facilitée en suivant la corne utérine ipsilatérale jusqu'à son extrémité crâniale, près de la fosse d'ovulation. L'ovaire présente un pôle crânial et un pôle caudal, avec une face latérale et médiale. Le pôle caudal est relié à la corne utérine par le ligament ovarien. L'ovaire est recouvert de séreuse péritonéale sauf au niveau de l'attache dorsale, où passent les vaisseaux sanguins et l'innervation. En termes d'organisation interne, la médulla, qui contient les vaisseaux sanguins, est périphérique, tandis que le cortex, où se trouvent les follicules, est central. L'ovulation se produit dans la fosse d'ovulation, une dépression ventrale, et les corps jaunes se localisent également dans l'ovaire, sans modifier la surface convexe. Les ovaires jouent un rôle à la fois exocrine (élaboration des gamètes) et endocrine (production des hormones sexuelles) (**Blanchard et al., 2005**).

### I-2-3/ Le tractus génital :

#### 1/ l'oviducte ou trompe de Fallope, ou salpinx:

Le tractus génital commence par l'**oviducte**, également appelé **trompe de Fallope** ou **salpinx**. Ce canal a pour fonction de capter l'ovule et de le transporter vers l'utérus après la fécondation. Chaque ovaire est associé à un oviducte, long de 20 à 30 cm, généralement sinueux, situé le long du bord du ligament large (Figures 5). L'oviducte se compose de plusieurs segments :

- **Le pavillon** ou **infundibulum**, dont le rôle est de capter le(s) gamète(s) femelle(s) au moment de l'ovulation (**Bonnes et al., 2005**).
- **L'ampoule**, qui constitue le site principal de la fécondation.
- **L'isthme**, qui agirait comme un filtre physiologique pour les spermatozoïdes, les dirige vers l'ampoule.

L'ampoule et l'isthme sont intégrés dans la paroi de la bourse ovarique et s'ouvrent à l'extrémité de la corne utérine, au niveau de la **jonction utéro-tubaire** (**Soltner., 2001**).



**Figure 5:** Photo d'ovaire et la trompe utérine  
(**Aouane., 2007**)

### I-2-4/ L'utérus ou matrice :

L'utérus constitue l'organe essentiel de la gestation. Il s'agit d'un sac membraneux qui s'étend depuis la partie antérieure de la cavité pelvienne jusqu'à la région sous-lombaire. Il est maintenu en position par le **ligament large**, qui s'insère le long des faces supérieures et latérales de l'organe, lui donnant une configuration caractéristique : en **Y** ou en **T** en vue dorsale, et en **V** lorsqu'on l'observe latéralement. Chez la jument, le ligament intercornual est nettement moins développé que chez la vache (Figures 6-7).

L'utérus se divise en trois segments principaux :

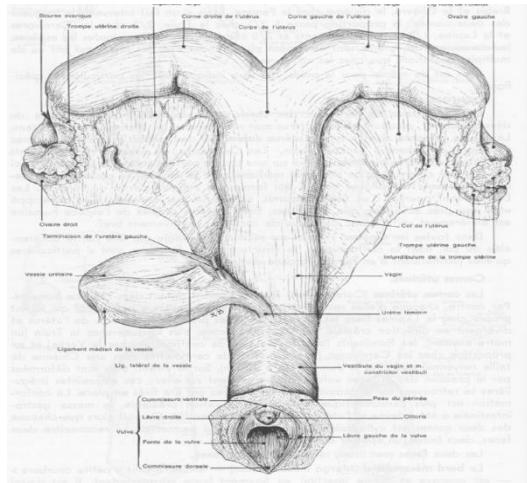
- **Les cornes utérines** : au nombre de deux, s'étendent en avant du détroit antérieur. Elles présentent une grande courbure orientée vers la paroi ventrale et sont infléchies vers le haut à leur extrémité, où s'insère la trompe utérine. Leur longueur varie de 18 à 25 cm.
- **Le corps utérin** : de forme cylindrique et légèrement aplatie, est situé dans le bassin, dans une position relativement horizontale. Il mesure environ 20 cm de long pour 13 cm de large, et se rétrécit brutalement en arrière pour former le col.

## Généralités sur l'anatomie de l'appareil génital de la jument et l'étalon

- **Le col utérin ou cervix :** constitue la zone de transition entre l'utérus et le vagin. Sa cavité est tapissée d'une muqueuse formant de nombreux replis (aspect plissé) qui s'ouvrent vers le vagin. Les parois du col sont particulièrement épaisses et présentent parfois une consistance fibro-cartilagineuse (Derivaux *et al.*, 1980). Le col mesure 7 à 8 cm de long et son diamètre varie entre 3,5 et 4 cm (**Bonnes *et al.*, 2005**).

**Figure 6:** Appareil génital d'une jument

( vue latérale après isolement et  
étalement ) (**Barone., 1990**)



**Figure 7:** Photo de l'appareil génital  
d'une jument (**Aouane., 2007**)

La paroi des cornes et du corps utérin de la jument est composée de trois tuniques :

1. **Muqueuse (ou endomètre) :** Épaisse et souple, elle est recouverte de 5 à 10 rangées de replis endométriaux, dont le nombre reste constant quel que soit l'âge ou le statut reproductif. Ces replis, formés de tissu conjonctif recouvert d'épithélium, ne contiennent pas de cellules sécrétrices. Après l'ovulation, l'épithélium prolifère et forme des invaginations où s'ouvrent les glandes utérines, réparties de façon diffuse

## Généralités sur l'anatomie de l'appareil génital de la jument et l'étalon

---

sur l'ensemble de l'endomètre. Cette muqueuse joue un rôle essentiel dans la gestation, notamment en contribuant à la formation du placenta.

**Remarque :** Chez la jument, l'endomètre présente une spécificité : vers le 35e jour de gestation, des cellules embryonnaires colonisent la lamina propria pour former des cupules endométriales (endometrial cups). Ces structures régressent autour du 5e mois mais assurent entre-temps le maintien des corps jaunes accessoires, en demeurant actives durant 60 à 80 jours, indépendamment de la viabilité fœtale (**Hanzen, 2004**).

2. **Muscleuse (ou myomètre) :** Constituée de trois couches de fibres musculaires lisses, elle est responsable des contractions utérines, en particulier lors de la mise bas (**Bonnes *et al.*, 2005**).
3. **Séreuse (ou adventice) :** Cette enveloppe externe permet l'ancrage de l'utérus au ligament large, assurant sa fixation anatomique (**Bonnes *et al.*, 2005**).

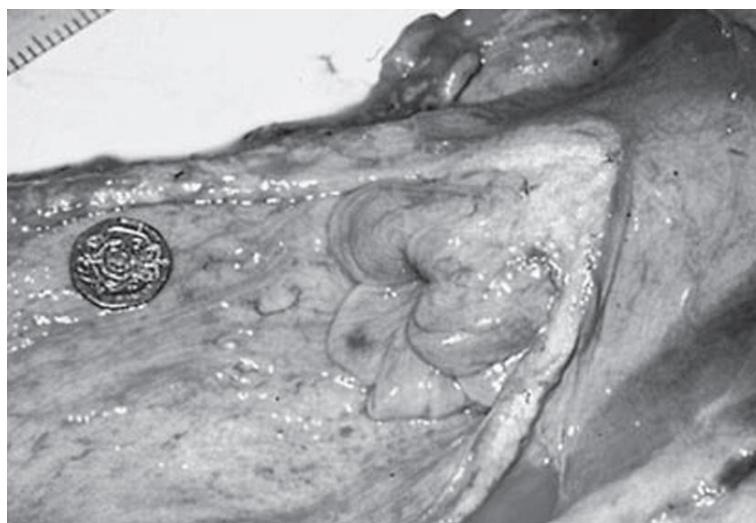
### I-2-5/ Le vagin :

Le vagin de la jument est un conduit tubulaire d'environ 15 à 20 cm de longueur, disposé horizontalement au sein de la cavité pelvienne, entre l'exocol et un repli transversal situé sur le plancher vaginal, lequel recouvre partiellement l'orifice externe de l'urètre. Chez les juments vierges, appelées aussi « maidens », ce repli ventral peut s'étendre sur les parois latérales et dorsales, formant ainsi une structure comparable à un hymen. Dans de rares situations, cet hymen est imperforé, obstruant totalement la jonction vestibulo-vaginale et rendant l'accouplement impossible sans intervention chirurgicale.

Vers sa partie caudale, le vagin se prolonge par le vestibule. Sa lumière est habituellement virtuelle, ne s'ouvrant que lors de l'accouplement ou au passage du poulain pendant la mise bas. Doté d'une grande élasticité, le vagin, y compris sa muqueuse, peut se distendre considérablement, facilitant ainsi l'expulsion du fœtus. Cependant, cette capacité à se dilater peut aussi, dans certains cas pathologiques, permettre l'entrée d'air, conduisant à un pneumovagin.

## Généralités sur l'anatomie de l'appareil génital de la jument et l'étalon

Sur le plan histologique, la muqueuse vaginale est revêtue d'un épithélium stratifié pavimenteux. La portion crâniale du vagin est recouverte à l'extérieur par une séreuse péritonéale, contrairement à la partie caudale, située en région rétropéritonéale, qui en est dépourvue. Cette disposition anatomique, majoritairement postérieure aux culs-de-sacs péritonéaux, offre une protection contre les perforations péritonéales en cas de déchirures liées à la saillie. Néanmoins, des lésions très crâniales peuvent exceptionnellement engendrer de telles complications. Enfin, à la différence de l'utérus, du col et du vestibule, le vagin ne



**Figure 8:** La surface interne du vagin de la jument (la mesure du coin est de 21mm de diamètre) (**Davies Morel., 2008**)

possède aucune structure sécrétrice (**Blanchard et al., 2005**) (Figure 8).

### I-2-6/ La vulve :

La vulve représente la région terminale commune aux systèmes urinaire et génital chez la jument. Elle est constituée du vestibule vaginal et de l'orifice vulvaire, ce dernier étant délimité par deux lèvres vulvaires qui protègent l'entrée des voies génitales et urinaires. Le vestibule, d'une longueur de 10 à 12 cm, reçoit l'abouchement de l'urètre en avant de l'hymen. À mi-distance latéralement, on trouve les glandes de Bartholin, dont les sécrétions lubrifiantes sont essentielles pour faciliter l'accouplement. La commissure supérieure des lèvres vulvaires est séparée de l'anus par le périnée, une zone anatomique importante pour la continence et la protection des organes internes. À l'extrémité ventrale de la vulve se situe le clitoris, un organe érectile richement vascularisé, dépourvu d'urètre, qui joue un rôle dans la réponse sexuelle (**Ozil et al., 1988**).

## **Généralités sur l'anatomie de l'appareil génital de la jument et l'étalon**

---

Chez l'étalon, l'appareil génital présente une organisation comparable à celle des bovins, avec des particularités spécifiques à l'espèce équine.

### **I-3/ Anatomie de l'appareil genital de letalon :**

#### **I-3-1/ Enveloppe testiculaire :**

Les testicules sont logés dans un scrotum sous-inguinal, volumineux et peu pendulaire. Le dartos est bien développé, participant à un ligament fundiforme étendu. Le fascia spermatique est épais, et le crémaster, large, assure un soutien musculaire efficace. Le canal vaginal est court, et la cavité vaginale est large, favorisant des hernies inguinales fréquentes (**Barone., 2001**).

#### **I-3-2/ Testicules :**

De forme ovoïde et position horizontale, ils mesurent en moyenne 9–11 cm de long pour 190 g. Le testicule gauche est souvent plus volumineux et caudal. L'albuginée est épaisse, et le médiastinum testis est peu développé. Le réseau vasculaire est riche, avec un plexus pampiniforme modérément développé (**Barone., 2001**).

#### **I-3-3/ Voies spermatiques :**

L'épididyme, long de 12 à 13 cm, comporte un canal d'environ 80 m. Le conduit déférent mesure 60–70 cm et présente une ampoule développée à paroi glandulaire. Les vésicules séminales sont allongées, à paroi mince et richement plissée. Le conduit ejaculateur est représenté par un orifice commun du conduit déférent et de la vésicule. La prostate est large, bilobée et dépourvue de portion disséminée. Les glandes bulbo-urétrales sont denses et bien vascularisées (**Barone., 2001**).

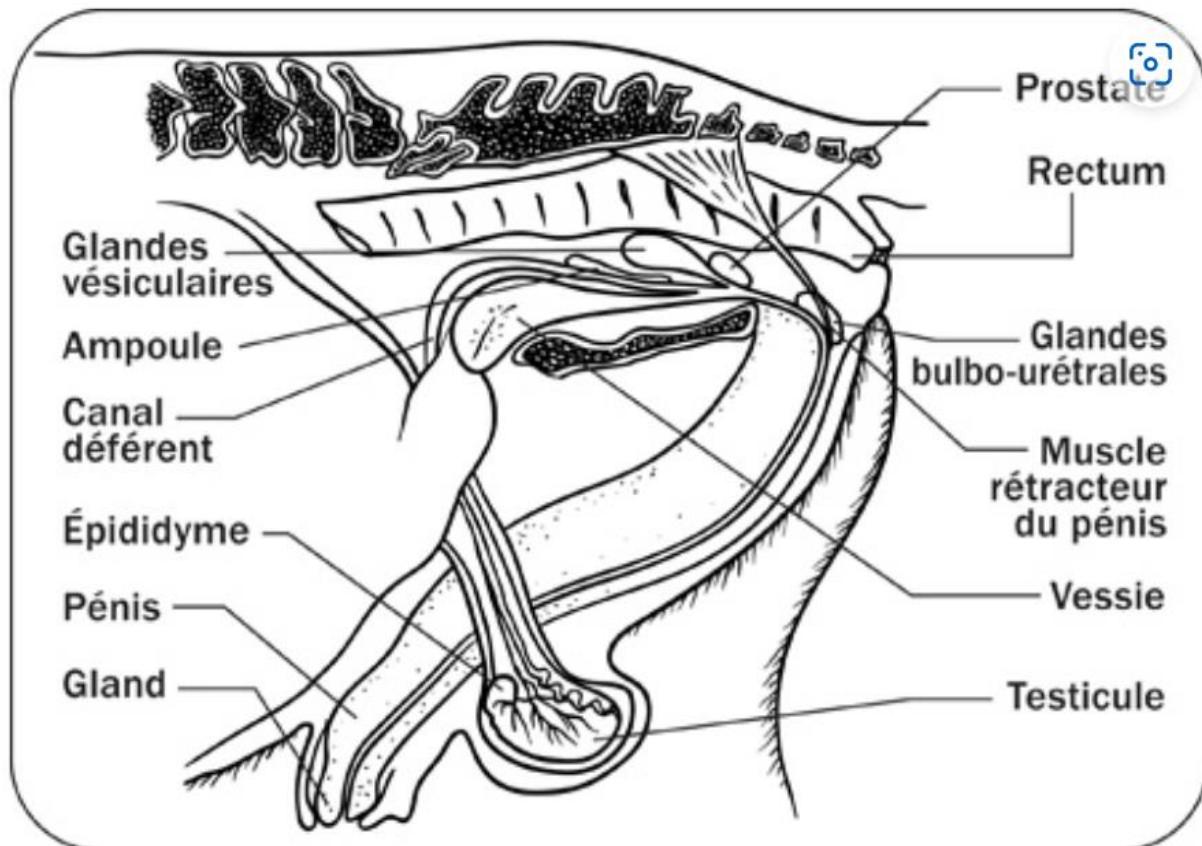
#### **I-3-4/ Urètre et annexes :**

L'urètre s'étend sur 60–70 cm, avec une portion pelvienne courte. Il présente des glandes accessoires (prostate, bulbo-urétrales, urétrales) dont les orifices se répartissent sur toute la longueur. Le corps spongieux est saillant et le processus urétral mesure environ 2 cm (**Barone., 2001**).

## Généralités sur l'anatomie de l'appareil génital de la jument et l'étalon

### I-3-5/ Pénis :

Long de 50–60 cm au repos et jusqu'à 90 cm en érection, le pénis est musculo-caverneux, à section cylindroïde dans sa portion libre. Le gland est volumineux, particulièrement lors de l'érection. Il présente un processus urétral central entouré par une fosse glandulaire profonde, pouvant contenir du smegma. Le système ligamentaire et musculaire, notamment le muscle rétracteur, assure la mobilité et le maintien au repos



**Figure 9:** Vue sagittale de l'appareil reproducteur de l'étalon (Anonyme 1., 2022)

(Barone.,2001) (Figure 9).

### I-4/ Le Contrôle Hormonal :

Le contrôle hormonal du cycle reproducteur chez la jument est assuré par une coordination complexe entre le cerveau (hypothalamus et hypophyse), les ovaires et l'utérus. Cette régulation repose sur plusieurs types d'hormones aux rôles spécifiques.

#### I-4-1/ Hormones hypothalamiques :

- **GnRH (Gonadotropin Releasing Hormone)** : produite par l'hypothalamus, elle stimule la sécrétion des gonadotrophines (FSH et LH) par l'hypophyse (Ginther., 2016).
- **Oxytocine** : synthétisée dans l'hypothalamus et libérée par l'hypophyse postérieure. Elle agit notamment sur l'utérus (contractions lors de la mise bas) et la glande mammaire (éjection du lait) (McCracken *et al.*, 2020).

#### I-4-2/ Hormones hypophysaires (gonadotropes) :

- **FSH (Follicule Stimulating Hormone)** : stimule la croissance et la maturation des follicules ovariens (Senger., 2020).
- **LH (Luteinizing Hormone)** : déclenche l'ovulation et initie la formation du corps jaune (Ginther., 2016).

#### I-4-3/ Hormones gonadiques (ovaires) :

## Généralités sur la physiologie de l'appareil génital de la jument et l'étalon

- œstrogènes : produits principalement par les follicules, ils induisent les signes de
- Chaleur et modifient le comportement de la jument (ex : immobilisation à la monte) (**Betteridge., 2015**).
- Progestérone : sécrétée par le corps jaune, elle prépare et maintient l'utérus pour une éventuelle gestation et inhibe le cycle oestral (**McCue., 2021**).

### I-4-4/ Hormone placentaire :

- PMSG (Pregnant Mare Serum Gonadotropin) : produite par les cupules endométriales du placenta, elle agit comme la FSH et la LH. Elle est essentielle. Le contrôle hormonal du cycle reproducteur chez la jument est assuré par une coordination complexe entre le cerveau (hypothalamus et hypophyse), les ovaires et l'utérus. Cette régulation repose sur plusieurs types d'hormones aux rôles spécifiques.

### I-4-5/ Hormones utérines :

- **Prostaglandines (PGF2 $\alpha$ )** Sécrétées par l'endomètre, elles :
  1. Facilitent l'ovulation
  2. Induisent la lutéolyse (régression du corps jaune)
  3. Stimulent les contractions utérines (**McCracken *et al.*, 2020**)

## I-5/ Axe hypothalamo--hypophysio-ovarien :

Le contrôle de la reproduction chez la jument repose sur un dialogue complexe entre le cerveau et les ovaires, via l'axe hypothalamo-hypophysio-ovarien. Ce système régule la cyclicité sexuelle à travers une cascade hormonale finement orchestrée (**Ginther., 1992 ; Senger., 2015**).

L'hypothalamus libère la GnRH (Gonadotropin-Releasing Hormone), qui stimule l'hypophyse antérieure à produire deux gonadotrophines essentielles : la FSH (hormone folliculo-stimulante) et la LH (hormone lutéinisante) (Figure 10).

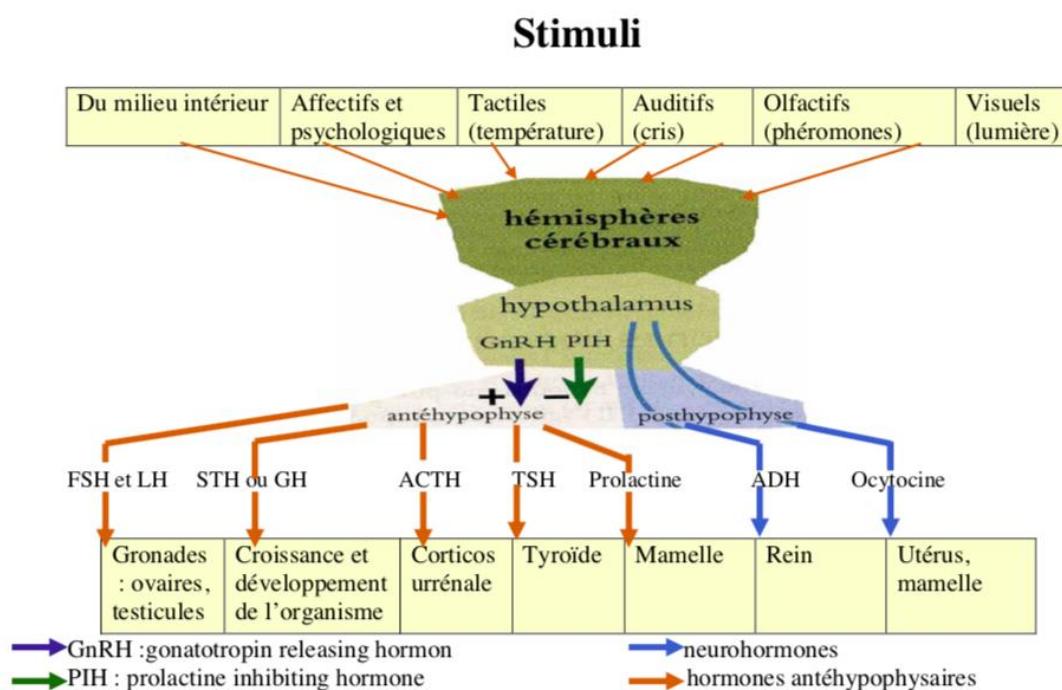
- La FSH permet la croissance et la maturation des follicules ovariens, entraînant la sécrétion d'œstrogènes par les cellules folliculaires (**McCue., 2021**).

## Généralités sur la physiologie de l'appareil génital de la jument et l'étalon

À mesure que les taux d'œstrogènes augmentent, ceux-ci exercent un rétrocontrôle négatif sur la FSH, limitant sa production, mais induisent un pic de LH qui déclenche l'ovulation du follicule dominant (Betteridge., 2015; Senger., 2015).

Après l'ovulation, le follicule éclaté se transforme en corps jaune, lequel commence à sécréter de la progestérone, une hormone clé dans le maintien de la phase lutéale.

- La progestérone empêche le retour en chaleur en inhibant la libération de GnRH et donc des gonadotrophines, instaurant ainsi une période de repos sexuel ou silence œstral (Allen *et* Stewart., 2001).



**Figure 10:** La régulation neurohormonale par le complexe hypothalamo-hypophysaire. (Bonnes *et al.*, 2005)

### I-6/ Cycle sexuel de la jument :

Chez la jument, l'activité sexuelle débute à la puberté et suit un cycle œstral d'environ 21 jours, influencé par la photopériode. En climat tempéré, la majorité des juments entrent en anœstrus hivernal entre janvier et mars (Anonyme 2., 2023), tandis qu'en Algérie, cette

## Généralités sur la physiologie de l'appareil génital de la jument et l'étalon

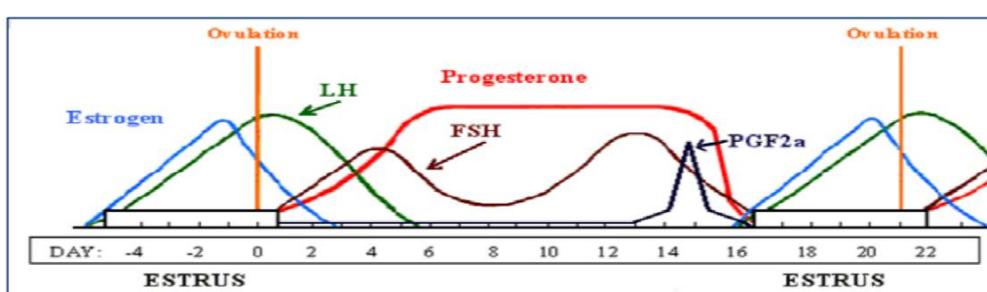
inactivité ovarienne peut commencer dès décembre (**Rahal., 2006**). Toutefois, des variations individuelles existent : certaines juments cyclent toute l'année, d'autres alternent entre activité cyclique et repos ovarien.

### I-7/ Le cycle ovarien :

Se compose d'une phase lutéale, d'environ 14-15 jours, caractérisée par la présence du corps jaune et une sécrétion de progestérone inhibant les ovulations (**Anonyme 1., 2022**), et d'une phase folliculaire, au cours de laquelle plusieurs follicules croissent, mais un seul devient dominant et ovule spontanément 24 à 48 heures avant la fin de l'œstrus (**Anonyme 2., 2023**). Contrairement à d'autres espèces, la jument ne présente pas de pic net de LH : la libération est prolongée et culmine au moment de l'ovulation (**Anonyme 1., 2022**). La FSH stimule initialement la croissance folliculaire, suivie par la production d'œstradiol et d'inhibine, qui exercent un rétrocontrôle négatif pour limiter la croissance des autres follicules (**Ginther., 2020**). L'espèce équine est donc essentiellement mono-ovulante. L'utilisation de l'échographie, notamment Doppler, améliore la prévision de l'ovulation, bien qu'elle reste difficile à anticiper précisément (**Silva *et al.*, 2021**). En cas de corps jaune persistant, des prostaglandines comme la PGF<sub>2α</sub> peuvent être utilisées pour induire une nouvelle phase folliculaire (**Rodrigues *et al.*, 2021**).

### I-8/ Cycle œstral chez la jument :

Le cycle œstral de la jument correspond à l'intervalle entre deux périodes de chaleurs consécutives, avec une durée moyenne de 21 jours, bien que des variations entre 15 et 33 jours soient possibles (**Anonyme 1., 2023**). La jument est une espèce à polyoestrus saisonnier, dont l'activité reproductive est fortement influencée par la photopériode : l'augmentation de la durée du jour stimule l'axe hypothalamo-hypophyso-ovarien, déclenchant l'activité sexuelle, principalement de février à août dans l'hémisphère nord (**Ginther., 2020;Anonyme 1., 2022**). En automne, cette activité décline progressivement, jusqu'à cesser totalement en hiver (**Anonyme 2., 2023**). Les premières chaleurs apparaissent généralement entre 12 et 18 mois chez la pouliche (**Clayton *et al.*, 2021**). La durée des chaleurs (œstrus) varie selon les



**Figure 11:** Le cycle sexuel de la jument, les chaleurs, et le moment optimum pour la saillie ou l'insémination artificielle (**Anonyme 2., 2001**)

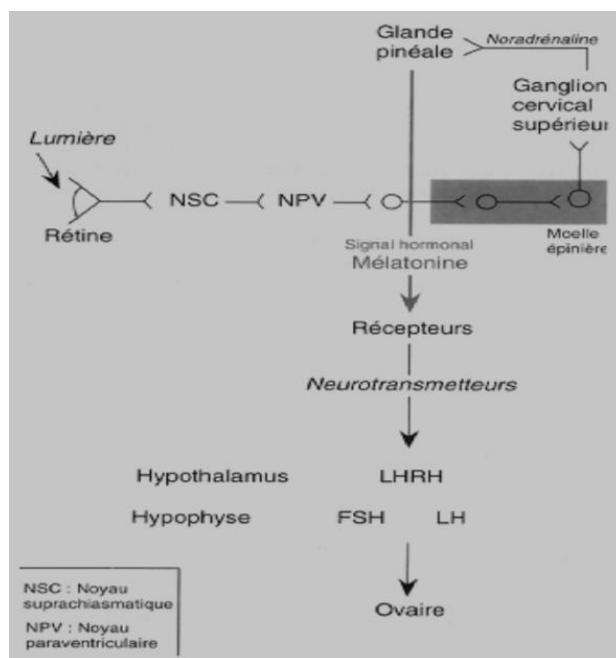
## Généralités sur la physiologie de l'appareil génital de la jument et l'étalon

individus, pouvant aller de 3 à 10 jours. Il est donc essentiel de connaître les particularités comportementales de chaque jument pour optimiser la gestion de la reproduction (McCue., 2021). L'ovulation survient habituellement entre 36 et 48 heures avant la fin de l'œstrus, ce qui complique sa prédiction sans surveillance échographique régulière (Silva *et al.*, 2021) (Figure 11).

### I-9/ Facteurs influençant la reproduction de la jument :

#### I-9-1/ Photopériode et reproduction saisonnière :

Chez la jument, la reproduction est fortement influencée par la photopériode, qui contrôle l'activité ovarienne via la sécrétion de mélatonine. Lorsque les jours s'allongent au printemps, la diminution de mélatonine favorise la sécrétion de GnRH par l'hypothalamus, déclenchant la production de FSH et LH, ce qui stimule la croissance folliculaire et l'ovulation (Ginther., 2020). Pour induire une activité sexuelle anticipée, les éleveurs utilisent un éclairage artificiel de 14,5 heures/jour à partir de début décembre, ce qui permet de déclencher le cycle œstral dès la fin février (Palmer., 2021 ;McCue., 2023 ) (Figure 12).



**Figure 12:** Transmission de l'information lumineuse (Klein., 1985)

## **Généralités sur la physiologie de l'appareil génital de la jument et l'étalon**

### **I-9-2/ Âge de la jument :**

La fertilité diminue avec l'âge à cause de la baisse de qualité des ovocytes, la dégénérescence de l'endomètre et une augmentation des pertes embryonnaires. Les juments de plus de 15 ans ont un taux de gestation plus faible et un risque plus élevé de complications néonatales chez le poulain (Scoggin., 2015; Maško *et al.*, 2018). Toutefois, une jument âgée ayant récemment pouliné a plus de chances de concevoir que celle restée vide, car la gestation précédente maintient une certaine dynamique hormonale favorable (Maško *et al.*, 2018).

### **I-9-3/ Alimentation et état corporel :**

L'alimentation influence directement la fertilité. Un état corporel trop bas ( $<4/9$ ) réduit la sécrétion de GnRH et peut entraîner une anovulation, tandis qu'un excès d'embonpoint ( $>7/9$ ) nuit également à la reproduction, notamment en affectant la fonction hormonale et utérine (Henneke *et al.*, 1983; Martin-Rosset., 2012; Madbarn., 2022). L'évaluation de l'état corporel repose sur la méthode de Henneke, qui note 6 à 7 régions anatomiques (encolure, garrot, dos, épaules, côtes, attache de la queue, croupe) par palpation et observation (Henneke *et al.*, 1983; Martin-Rosset., 2012).

## CHAPITRE II

# L'ÉCHOGRAPHIE EN REPRODUCTION ÉQUINE

L'échographie occupe une place essentielle en gynécologie équine, offrant une méthode pratique et fiable pour le diagnostic précoce de la gestation. Elle est également précieuse pour le suivi des ovaires, notamment pour observer la croissance folliculaire afin de prévoir avec précision le moment de l'ovulation. Cette technique permet en outre de détecter la survenue d'ovulations multiples durant la phase cœstrale ou d'ovulations en phase lutéale, situations pouvant entraîner des gestations gémellaires. Par ailleurs, l'examen échographique des ovaires aide à mieux définir le stade physiologique de la jument, particulièrement durant la période d'ancestrus saisonnier. Il est important de considérer l'échographie comme un examen complémentaire, qui doit toujours être associé à un examen clinique complet. Dans ce chapitre, nous commencerons par présenter la technique de l'examen échographique, incluant l'utilisation et la manipulation de l'appareil. Ensuite, nous détaillerons l'examen échographique des ovaires, en insistant sur le suivi folliculaire et le diagnostic de l'ovulation. Enfin, nous aborderons l'examen utérin par voie transrectale, notamment en début de gestation (**Bruyas et al., 1996**).

## **II-1/ Technique de l'examen échographique :**

Pour interpréter correctement les images échographiques de l'appareil reproducteur, une bonne compréhension de l'anatomie et de la physiologie de la reproduction est indispensable (les différents éléments sont rappelés dans le chapitre I). Les images obtenues reflètent la nature dynamique de l'activité hormonale ovarienne, et permettent d'évaluer les différentes phases du cycle en lien avec le développement folliculaire, l'ovulation, et la formation du corps jaune (**Mckinnon., 2011**).

Pour cela, on utilisera de préférence un échographe portable équipé d'une sonde linéaire transrectale 5 MHz (jusqu'à 8 MHz), offrant une résolution axiale de 0,8 mm et une profondeur d'exploration de 12 cm (**Bruyas et al., 1996**).

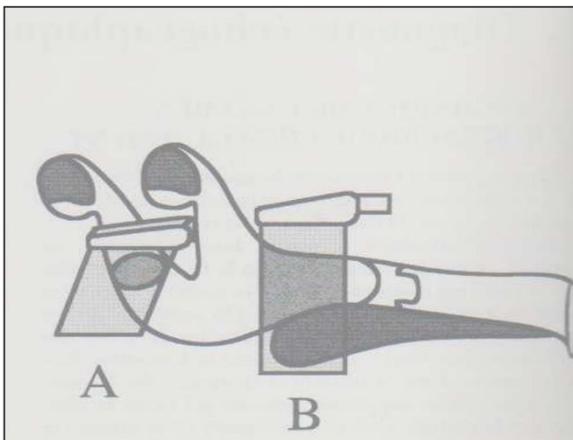
L'examen échographique de l'appareil génital de la jument s'effectue principalement par voie transrectale, méthode privilégiée pour son accès direct et sa précision. L'approche transcutanée, quant à elle, est limitée à l'exploration de l'utérus et du fœtus en fin de gestation, généralement trois à quatre mois avant le terme (**Blanchard et al., 2005**).

Pour garantir la sécurité de la jument, du matériel et du praticien, une contention minimale mais efficace est indispensable. Avant l'introduction de la sonde, il convient d'évacuer soigneusement les matières fécales du rectum à l'aide d'une main et d'un bras bien lubrifiés, en veillant à ne pas introduire d'air, car celui-ci perturbe la transmission des ultrasons et compromet la qualité des images (**Blanchard et al., 2005**). Cette évacuation des matières fécales permet une localisation rapide des organes, assure un positionnement précis de la sonde et réduit la durée de l'examen (**Lapeyre., 1994**).

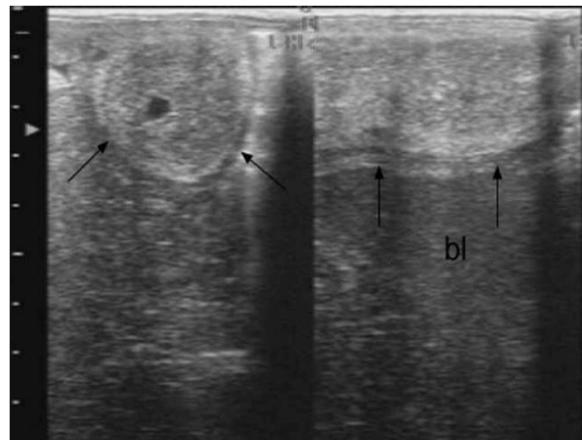
L'insertion de la sonde dans le rectum doit être réalisée avec douceur, en la maintenant dans le creux de la main. Cette technique permet de réduire les risques de traumatismes rectaux tout en laissant les doigts libres pour effectuer une palpation simultanée, permettant ainsi d'évaluer avec précision la position et la consistance des structures examinées (**Bruyas et all., 1996**).

Un protocole classique pourrait suivre l'ordre suivant : corps utérin antérieur, corne utérine droite, ovaire droit, retour par la corne utérine droite, corps utérin antérieur, corne gauche, ovaire gauche, puis retour au corps utérin et au col (**Mckinnon., 2011**). La procédure d'exploration consiste à faire progresser lentement la sonde au-dessus du col, puis le long du corps utérin jusqu'à la bifurcation des cornes. La sonde est ensuite déplacée vers l'extrémité de chaque corne utérine, en maintenant les images en coupe transversale centrées à l'écran (Figure 13). L'ovaire est examiné dans son intégralité en déplaçant légèrement la sonde vers l'avant et le haut. Cette exploration est répétée pour les deux cornes et les deux ovaires, avant de ramener doucement la sonde vers la bifurcation et de la retirer en effectuant un mouvement de rotation pour visualiser le corps utérin et le col (Figure 14). Cette démarche systématique garantit une exploration complète, essentielle pour localiser précisément une vésicule embryonnaire, détecter des gestations multiples ou identifier d'éventuelles anomalies utérines.

L'échographie transabdominale, utilisant des sondes basse fréquence (2,5 à 3,5 MHz), est particulièrement efficace en fin de gestation pour visualiser le fœtus, le placenta et les annexes. Une préparation soigneuse de la zone et l'application de gel améliorent la qualité des images. Cet examen permet d'évaluer le rythme cardiaque, les mouvements fœtaux, le liquide



amniotique et allantoidien, ainsi que l'état utéroplacentaire. Complétant l'échographie transrectale, cette technique est essentielle pour le suivi ovarien, la confirmation de la gestation et le diagnostic des affections génitales chez la jument (Blanchard *et al.*, 2005).



**Figure 14:** Représentation schématique de la coupe transversale (A) d'une corne utérine et de la coupe longitudinale (B) du corps de l'utérus (Lapeire., 1994)

**Figure 13:** Coupe transversale de la corne utérine (à gauche) et coupe longitudinale du corps utérin (à droite) chez une jument en diestrus (McKinnon., 2011)

## II-2/ Examen échographique des ovaires :

« Évaluation de la dynamique ovarienne en vue du diagnostic de l'ovulation »

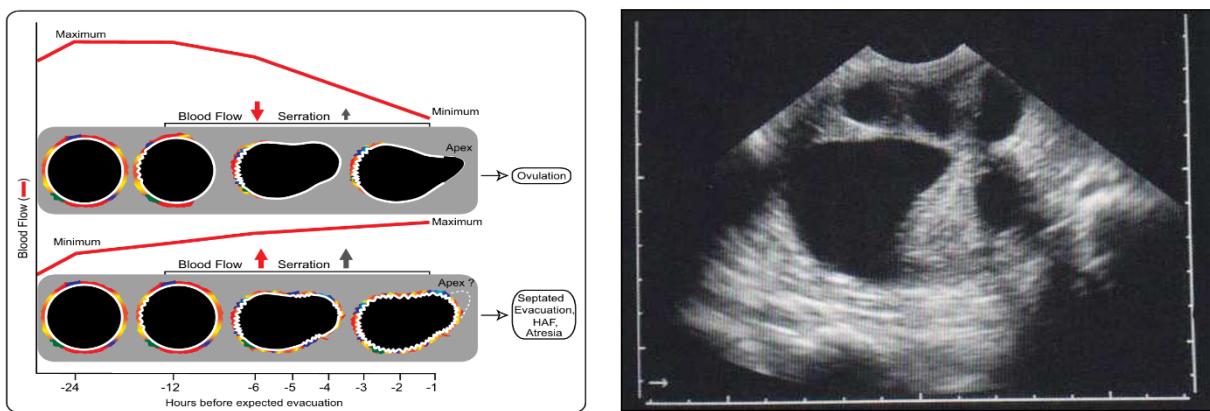
### II-2-1/ Suivi de la croissance folliculaire :

Le suivi de la croissance folliculaire et le diagnostic de l'ovulation sont essentiels chez la jument, notamment en raison de la durée variable de l'œstrus et de l'imprévisibilité du moment de l'ovulation. Il est crucial que l'insémination artificielle ou la saillie se réalisent à un moment proche de la libération de l'ovocyte par le follicule mature. Par ailleurs, le suivi échographique des ovaires devient indispensable lors de l'utilisation de techniques de reproduction modernes, telles que l'insémination artificielle avec sperme congelé, qui doit être effectuée dans les 24 heures précédant l'ovulation, ou la transplantation embryonnaire, où le moment exact de l'ovulation de la jument donneuse et des receveuses doit être connu avec une précision de +/- 12 heures.

Un examen manuel transrectal seul ne permet pas d'évaluer précisément la taille et le nombre des follicules, ni de déterminer avec certitude le moment de l'ovulation (Bruyas *et al.*, 1996). À l'échographie, le follicule apparaît comme une zone anéchogène (sans écho) délimitée par un fin liseré clair correspondant à sa paroi. Cette absence d'échogénicité s'explique par la

présence d'un liquide clair et pauvre en cellules dans la cavité folliculaire. La forme de cette cavité peut être ronde, ovale, polygonale ou même parfois carrée (Figure 15), en fonction des pressions exercées par les follicules ou corps jaunes voisins ainsi que par le stroma ovarien (**Ginther et Pierson., 1984**). Selon Ginther et son équipe (1986, 1995), dans environ 85 % des cas, le follicule pré-ovulatoire perd sa forme sphérique pour devenir ovoïde, souvent en forme de poire, dans les jours précédant l'ovulation (Figure 16).

Avec une sonde échographique de 5 MHz, les follicules cavitaires de plus de 2 à 3 mm de diamètre sont détectables, et ceux de plus de 5 mm apparaissent très nettement. Chez les



juments cyclées, il est parfois possible, en début d'œstrus, d'identifier le follicule qui ovulera, celui-ci mesurant alors au minimum 20 mm de diamètre (**Bruyas et al., 1996**). Cependant, il est fréquent qu'en début de chaleurs plusieurs follicules de taille importante soient présents ; parmi eux, un seul ovulera, tandis que les autres dégénéreront ou sont déjà en voie de

**Figure 16:** Evolution du flux sanguin et des modifications échographiques du follicule avant l'ovulation (**Mckinnon., 2011**)

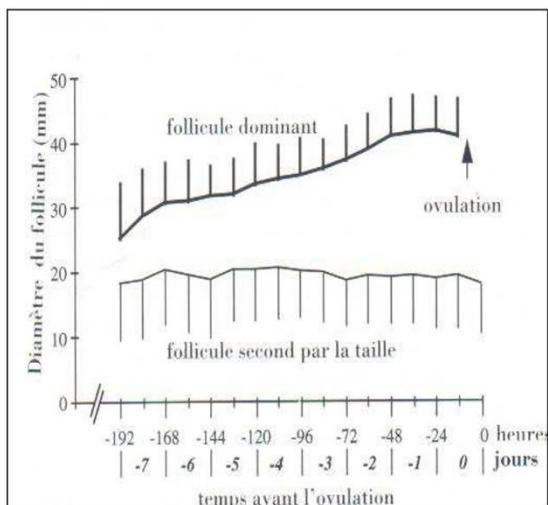
dégénérescence.

**Figure 15:** Ovaire d'une jument en chaleurs avec des follicules de différentes formes (**Lapeire., 1994**)

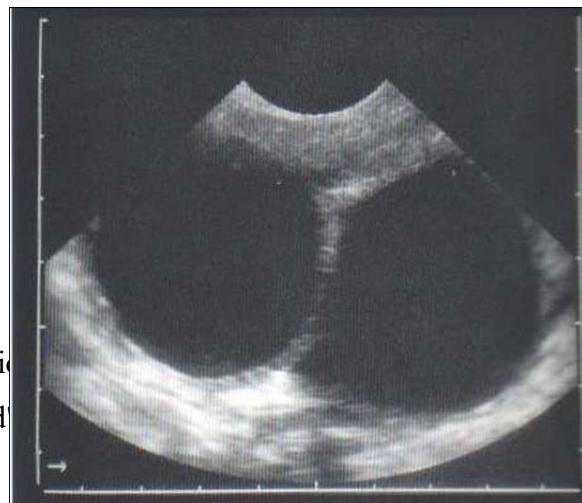
## II-2-2/ Evolution du follicule avant l'ovulation :

Environ 92 heures avant l'ovulation (j0 ; j7 = jour de l'ovulation), les follicules en fin d'œstrus présentent un diamètre moyen d'environ 25 mm (Figure 17). Ils croissent ensuite à un rythme quotidien d'environ 2 à 2,5 mm, atteignant un diamètre maximal moyen de 41 à 45 mm entre 24 et 48 heures avant l'ovulation (**Pierson et Ginther., 1984; Will et al., 1988**). Durant les deux derniers jours précédant l'ovulation, la taille des follicules reste généralement stable, voire peut légèrement diminuer la veille de l'ovulation (**Palmer et Driancourt., 1980**).

- Dans le cas d'une ovulation unique, le follicule pré-ovulatoire mesure habituellement 40 mm ou plus, les ovulations de follicules plus petits étant rares. La taille maximale observée pour les follicules œstraux normaux se situe entre 55 et 58 mm.



- Lors d'une ovulation double, les follicules sont légèrement plus petits que dans le cas d'une ovulation unique.



**Figure 17:** Evolution du follicule dominant et du follicule second par la taille dans les jours précédant l'ovulation (Will *et al.*, 1988)

**Figure 18:** Deux follicules œstraux chez une jument peu avant une ovulation double. Le diamètre des follicules est de 35 et 37 mm (Lapeire., 1994)

diamètres souvent compris entre 35 et 40 mm au moment de l'ovulation.

Chez un très grand nombre de follicules ovulatoires tardifs, une modification de la forme est observable dans les jours précédant l'ovulation (Will *et al.*, 1988). Plus de trois jours avant l'ovulation, la majorité des follicules dominants présente encore une forme nettement ronde.

Progressivement, à l'approche de l'ovulation, de nombreux follicules œstraux adoptent une morphologie ovale ou irrégulière (Figure 19). Finalement, au moment de l'ovulation, seuls environ un tiers des follicules conservent une forme parfaitement ronde.



**Figure 19:** Follicule oestral irrégulier chez une jument avant l'ovulation. Le plus grand diamètre (entre les croix) est de 53mm  
**(Lapeyre., 1994)**

### II-2-3/ Ovulation :

Selon les travaux expérimentaux de (**Bruyas et al., 1998**), visant à déterminer avec précision le moment de l'ovulation, aucune des 100 ovulations observées n'a pu être visualisée en temps réel, malgré un suivi échographique horaire et une induction contrôlée de l'ovulation. Cette observation soulève la question de la certitude avec laquelle on peut affirmer qu'un follicule identifié la veille ou l'avant-veille a effectivement ovulé.

L'échographie permet de reconnaître l'ovulation principalement par la disparition du follicule volumineux précédemment visible. Chez la jument, l'ovulation est un événement très bref, ne durant que quelques secondes à minutes (**Carnevale et Coll., 1988**). On observe alors un effondrement rapide du follicule, dont le diamètre passe de 35-40 mm à seulement 2-5 mm en moins de dix minutes (**Ginther, 1995**). Parallèlement, la périphérie du follicule devient très échogène (**Bruyas et al., 1996**), tandis que sa paroi semble se rétracter vers l'intérieur. La cavité folliculaire prend une forme irrégulière et peut contenir des résidus liquides. La nature exacte de ce liquide anéchogène central-qu'il s'agisse de reliquats du liquide folliculaire, de

sang infiltré après l'ovulation, ou d'un mélange des deux-reste à ce jour incertaine (**Lapeire., 1994**) (Figure 20).

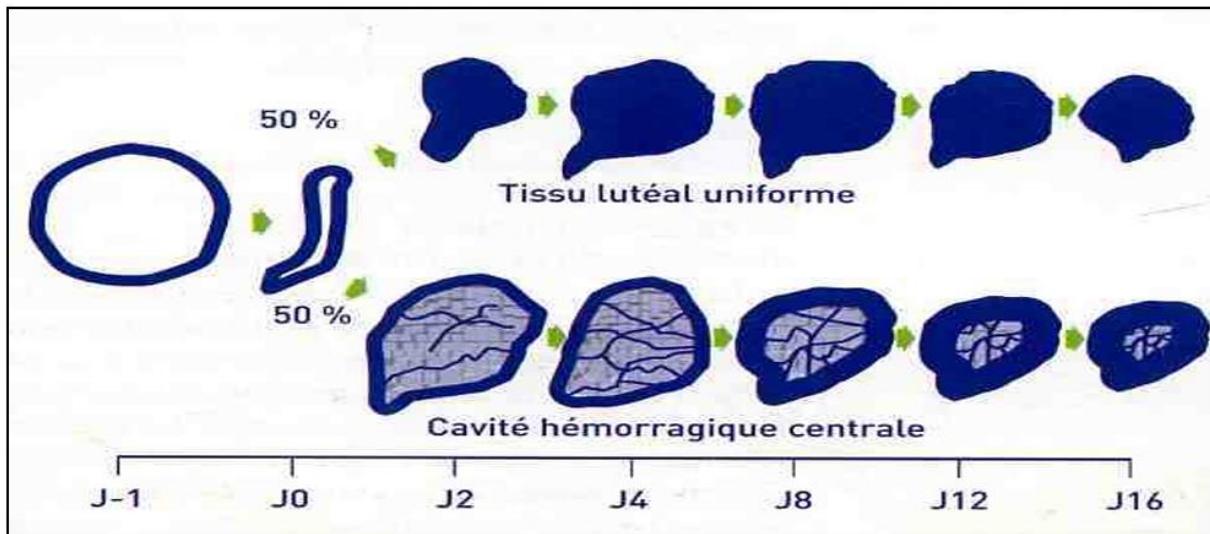


**Figure 20:** Follicule collabé avec un large liseré échogène périphérique (flèches) au niveau de l'ancienne paroi folliculaire le jour de l'ovulation. On voit au centre un liquide anéchogène (**Lapeire., 1994**)

## II-2-4/ Evolution du corps jaune (CJ) :

### II-2-4-1/ Au cours du cycle :

Au diœstrus, on peut observer chez la jument deux types de corps jaunes distincts à l'échographie, correspondant à deux structures différentes (figure 21) qui se forment :

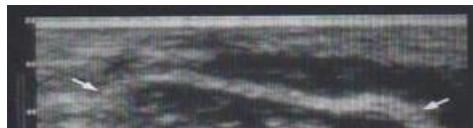


**Figure 21:** Schéma des 2 types de formation d'évolution des corps jaunes (**Ginther, 1986; 1995**)

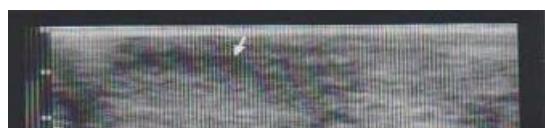
- Le corps jaune peut présenter un caillot sanguin central plus ou moins volumineux, conférant à ce corps jaune dit « hémorragique » une image anéchogène au centre, ponctuée de quelques points brillants correspondant aux échos générés par la fibrine, tandis qu'en périphérie se trouve une zone plus échogène correspondant au tissu lutéal (figure 22).

- Ou bien, il peut s'agir d'un corps jaune dépourvu de caillot central, entièrement constitué de tissu lutéal très échogène (figure 23) (**Bruyas et al., 1996**).

En raison de cette structure variable qui semble se former de manière aléatoire – sans impact sur la sécrétion de progestérone, le déroulement du cycle (**Lapeire., 1994**) ni le succès d'une éventuelle gestation – l'évolution échographique du corps jaune présente deux profils distincts



**Figure 22:** Corps jaune hémorragique (flèches) chez une jument 3 jours après l'ovulation (**Lapeire., 1994**)



**Figure 23:** Corps jaune massif (flèches) chez une jument 8 jours après l'ovulation (**Lapeire., 1994**)



durant sa phase de régression.

- **Cas 1 :** Image échographique homogène persistante.
- **Cas 2 :** Présence initiale d'un caillot ou cavité centrale qui se réduit progressivement, avec augmentation de l'échogénicité au fil des jours. Le volume occupé par le caillot diminue, ce dernier se solidifiant (figure 25) (**Bruyas et al., 1996**).

Cette variabilité morphologique n'affecte pas la fonctionnalité endocrine du corps jaune, comme le confirment les études hormonales.

#### II-2-4-2/ En début de gestation :

En cas de fécondation, le corps jaune gestatif primaire est encore visible au début de la gestation (figure 24). Durant les deux premières semaines, les corps jaunes conservent une forme similaire à celle observée pendant le cycle. Le corps jaune gestatif, âgé de quelques semaines, présente généralement une échogénicité uniforme, comparable à celle des corps jaunes compacts périodiques. En cas d'ovulation double, il est possible de visualiser les deux

corps jaunes correspondants, ainsi que les deux corps jaunes gestatifs en début de gestation gémellaire (figure 25).

Les corps jaunes gestatifs accessoires, qui se forment normalement entre le 40e et le 60e jour, sont également détectables à l'échographie. Ils présentent des images similaires à celles des corps jaunes hémorragiques cycliques (figure 22). Au début de leur développement, ils montrent souvent un fin liseré périphérique échogène entourant une zone centrale réticulée peu échogène . Au cours de la gestation, cette zone centrale peu échogène se réduit progressivement tandis que la paroi lutéinisée échogène s'épaissit (**Lapeire., 1994**).

## II-3/ Examen échographique transrectal de l'utérus :

### II-3-1/ Variations en fonctions des stades physiologiques :

En imagerie échographique, la coupe sagittale d'une corne utérine saine et non gravide révèle une structure généralement arrondie ou ovale. La paroi utérine se caractérise par une teinte grise et une échogénicité modérée, tandis que le péritoine viscéral, faiblement



**Figure 25:** Corps jaune gestatif (flèches) d'une jument à 17 jours de gestation. Il est entouré de plusieurs follicules. (**Lapeire., 1994**)



**Figure 24:** Deux corps jaunes gestatif (flèches) sur l'ovaire d'une jument à 25 jours de gestation. Un follicule se voit au-dessous. (**Lapeire., 1994**)



échogène, se distingue sous la forme d'une fin liseré. Il est parfois possible d'apercevoir, au sein de la paroi utérine, une seconde ligne de séparation, parallèle à la première, correspondant à la zone de transition entre l'endomètre et le myomètre (**Kahn et Leidl., 1985**). De plus, une petite zone très échogène peut être observée au centre de l'utérus, représentant la surface endométriale accolée sur elle-même lorsque la lumière utérine est fermée. Cette particularité se manifeste sous forme d'un écho ponctiforme en coupe transversale, et d'un écho linéaire en coupe longitudinale durant la phase d'œstrus (**Lapeire., 1994**).

### **II-3-1-1/ Lors de l'anœstrus saisonnier :**

L'analyse des images échographiques de l'utérus s'avère relativement complexe. En effet, bien que l'aspect général soit souvent homogène, les tissus utérins, de consistance plutôt flasque et d'échogénicité moyenne, rendent la distinction entre l'utérus et les autres viscères parfois délicate. De plus, les cornes utérines peuvent présenter des contours légèrement altérés, du fait de la pression exercée par les organes adjacents.

### **II-3-1-2/ Lors de l'œstrus :**

l'utérus de nombreuses juments présente une image échographique caractéristique, marquée par une hétérogénéité due à l'œdème de la muqueuse utérine et aux sécrétions œstrales. Cette image se compose d'un mélange complexe de zones hyperéchogènes (voire anéchogènes) et de zones très échogènes. Les zones hyperéchogènes correspondent aux sécrétions utérines, tandis que les zones très échogènes reflètent les replis de la muqueuse. Au niveau des cornes utérines, la coupe transrectale révèle une image avec un centre anéchogène légèrement étoilé, entouré de circonvolutions radiales plus échogènes, évoquant une tranche d'orange ou les rayons d'une roue (**Ginther et Pierson., 1984**). Cependant, l'intensité de l'œdème utérin peut varier considérablement d'une jument à l'autre (**Bruyas et al., 1996**).

Cette image typique de « plissement rayonné » est caractéristique de la phase d'œstrus et s'observe distinctement chez environ la moitié des juments. Elle est liée à l'imprégnation œstrogénique de l'utérus pendant les chaleurs et apparaît 6 à 10 jours avant l'ovulation (**Hayes et Coll., 1985**). Ce plissement atteint son maximum 1 à 4 jours avant les chaleurs, puis s'estompe considérablement pour disparaître généralement 2 à 6 jours après l'ovulation (**Lapeyre., 1994**).

### **II-3-1-3/ Lors de l'interœstrus (dioestrus) :**

Les images échographiques utérines se caractérisent par une homogénéité notable, où le myomètre se distingue par une échogénicité prononcée, tandis que l'endomètre présente une échogénicité modérée (**Bruyas et al., 1996**). C'est également à ce stade que le col utérin apparaît le plus nettement, sous la forme d'une structure hyperéchogène bien identifiable. En début de gestation, l'aspect échographique de l'utérus reste globalement comparable à celui observé lors du dioestrus, à l'exception notable de la présence de la vésicule embryonnaire, qui modifie localement l'image (**Bruyas et al., 1996**).

## II-3-2/ Gestation :

L'échographie transrectale de l'utérus en gestation offre la possibilité non seulement de confirmer la présence d'une gestation, mais aussi de détecter très tôt une éventuelle gestation multiple.

### A. Gestation simple :

Chez la jument, la vésicule embryonnaire développe un profil unique qui explique pourquoi l'échographie la repère si tôt.

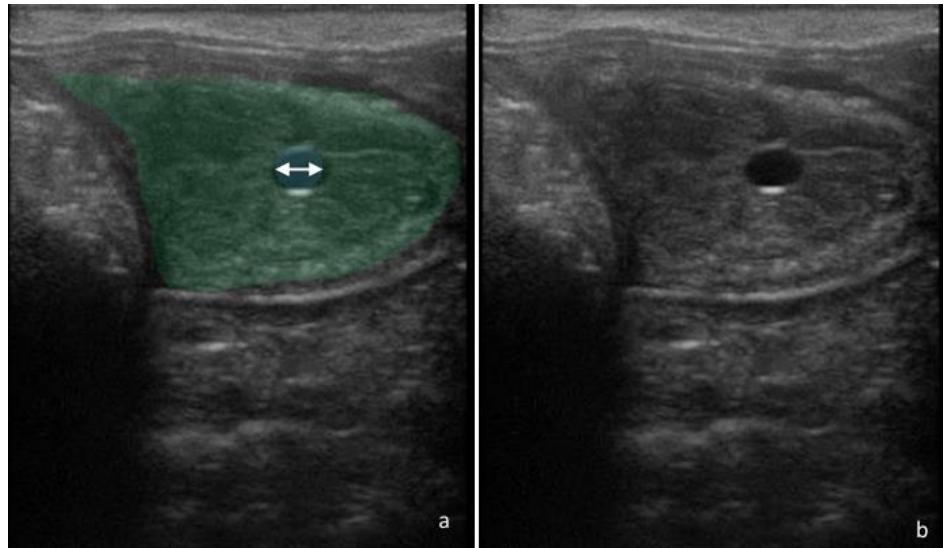
En effet, l'embryon équin croît à toute vitesse : son diamètre passe de 150 µm au cinquième jour post-ovulation à plus d'un millimètre dès le huitième, grâce à l'expansion rapide du sac vitellin. Cette croissance s'accompagne d'une forme sphérique qui se maintient durant les premières semaines, du fait de la formation, dès le sixième jour, d'une « capsule » acellulaire. Apparue quelques heures après l'entrée de l'embryon dans l'utérus, cette enveloppe résulte vraisemblablement d'une coopération entre le trophoblaste et l'endomètre, lesquelles produisent les glycoprotéines nécessaires à sa constitution.

La capsule persiste autour de la vésicule embryonnaire jusqu'au vingt-troisième ou vingt-cinquième jour de gestation. Dès que le diamètre de l'embryon atteint 3 à 5 mm, il devient détectable à l'échographie, à condition de scruter l'intégralité de l'utérus, y compris les deux cornes et le corps. Par ailleurs, autour du cinquième ou sixième jour post-ovulation, l'embryon se montre particulièrement mobile : il migre à raison de 3 à 4 mm par minute, d'une corne à l'autre en passant par le corps utérin. Cette agilité explique qu'au cours des premiers jours où la vésicule est visible, elle se situe environ 60 % du temps dans le corps utérin (**Ginther et al., 1996**).

#### A.1. Les deux premières semaines :

Durant les premières phases de gestation équine, l'utérus présente, sous contrôle hormonal de la progestérone, des caractéristiques échographiques remarquables. Les observations révèlent une structure uniforme et une échogénicité modérée, comparable au profil typique du dioestrus, avec une absence totale de visualisation de la lumière utérine à l'imagerie (**Bruyas et al., 1996**).

L'émergence de la vésicule embryonnaire devient détectable entre le 9<sup>e</sup> et le 10<sup>e</sup> jour post-fécondation. Elle se manifeste par une zone liquide anéchogène, contrastant avec l'échostructure dense du tissu utérin environnant. Ce phénomène s'accompagne de deux marqueurs hyperéchogènes positionnés de part et d'autre de la structure, interprétés comme des artefacts liés aux réflexions ultrasonores (Figures 26, 27) (**Ginther et al., 1996**)



**Figure 26:** Image échographique de gestation de 9 jours

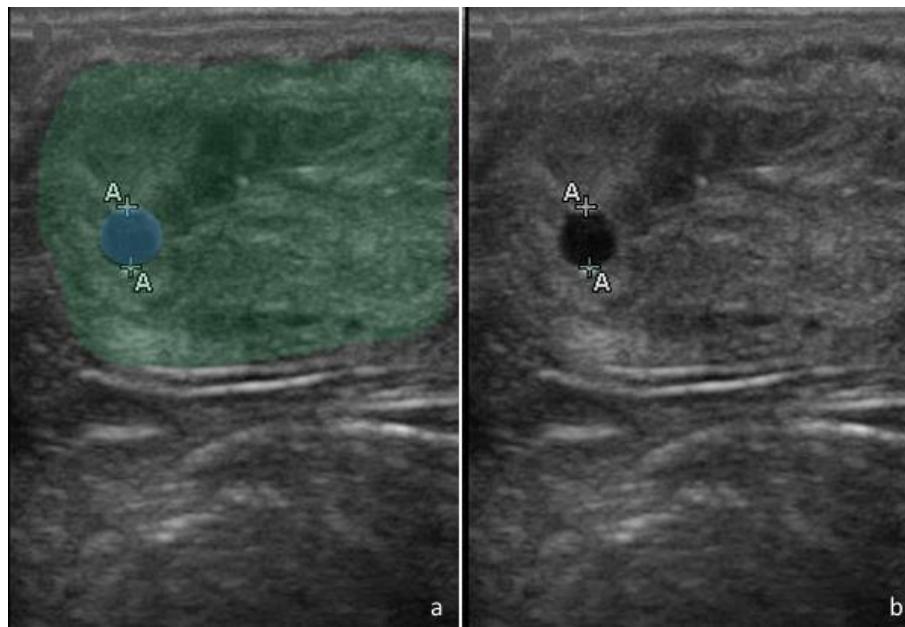
**a :** Image légendée : la vésicule vitelline est représentée en bleu et l'endomètre utérin en vert

**b :** Image d'origine correspondante (**Lenormand., 2024**)

**Figure 27:** Image échographique de gestation de 10 jours

**a :** Image légendée : la vésicule vitelline est représentée en bleu et l'endomètre utérin en vert, le diamètre de la vésicule est de 0,62 cm

**b :** Image d'origine correspondante (**Lenormand., 2024**)



#### A.2. Troisième semaine :

À partir du 16<sup>e</sup> ou 17<sup>e</sup> jour suivant l'ovulation, la vésicule embryonnaire se stabilise en s'implantant fermement à la base de l'une des deux cornes utérines. Entre le 18<sup>e</sup> et le 22<sup>e</sup> ou 23<sup>e</sup> jour, cette structure, initialement circulaire et anéchogène, commence à perdre sa régularité géométrique. Elle peut alors prendre une forme ovale, en poire, voire présenter des

contours plus irréguliers (Figure 29) (**Bruyas et al., 1996**). Cette évolution traduit les modifications morphologiques précoces de l'embryon et de ses annexes, marquant une étape clé de son développement intra-utérin.

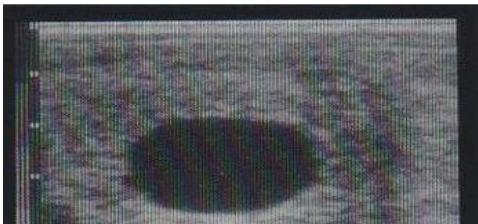
### A.3. Quatrième et cinquième semaine :

À partir du 21<sup>e</sup> jour post-ovulation, l'embryon devient clairement visible à l'échographie, maintenu par l'amnios et se présentant comme une tache échogène à peine détachée de la paroi ventrale de la vésicule embryonnaire (figure 28). Vers le 25<sup>e</sup> jour, les battements cardiaques apparaissent sous la forme d'un clignotement ponctuel anéchogène, niché au centre du trait échogène représentant le conceptus, à raison d'environ 150 pulsations par minute. Entre le 25<sup>e</sup>

et le 40<sup>e</sup> jour, un trait échogène sépare nettement la cavité vitelline de la cavité allantoïde, offrant dès le 28<sup>e</sup> jour une division symétrique parfaitement distincte.

Au-delà du 40<sup>e</sup>–45<sup>e</sup> jour, la silhouette fœtale commence à se dessiner, suspendue telle un « battant de cloche » dans la cavité allantoïdienne par son cordon ombilical (**Bruyas et al., 1996**).

Enfin, entre le 45<sup>e</sup> et le 50<sup>e</sup> jour, la vésicule embryonnaire atteint un diamètre d'environ 6 cm, dépassant le champ de vision d'une sonde linéaire 5 MHz et obligeant à une exploration échographique segmentée de la structure (**Lapeyre, 1994**).



**Figure 29:** Gestation à 16 jours. La vésicule embryonnaire a une forme ovoïde et mesure 26x20mm. Les deux croix disposées parallèlement au-dessous marquent le plus grand diamètre (**Lapeire., 1994**)



**Figure 28:** Gestation à 18 jours. La vésicule embryonnaire contenue dans la corne utérine (flèches) a une forme en poire (**Lapeire., 1994**)

---

## CHAPITRE III

# LES PATHOLOGIES PROPRES A LA JUMENT ET LIEES A LA GESTATION ET AU POULINAGE

## Partie 1 : Les pathologies propres à la jument

### III-1-1/ Endométrite :

L'endométrite est l'une des principales causes d'infertilité chez la jument, affectant environ 25 % des juments poulinières (**LeBlanc., 2020**). Chez les juments sensibles, l'inflammation post-saillie persiste et évolue vers une endométrite persistante post-saillie (PBIE), entraînant souvent une absence de gestation ou des pertes embryonnaires précoce dues à une altération de l'environnement utérin (**Christoffersen et al., 2017**). Les facteurs favorisants incluent l'âge, des anomalies anatomiques (pneumo vagin, utérus pendulaire), une réponse immunitaire altérée, ou encore une mauvaise motilité utérine (**Ferris., 2020**). La colonisation bactérienne chronique, notamment par *Streptococcus equi subsp. Zooepidemicus* ou *E. coli*, peut former des biofilms résistants aux traitements classiques (**Canisso et al., 2020**). Le diagnostic repose sur l'échographie (liquide intra-utérin), la cytologie et les cultures. Le traitement associe lavages utérins, oxytocine, et antibiothérapie ciblée (**LeBlanc., 2020**).

#### a) Endométrite physiologique :

L'endométrite physiologique chez la jument est une réponse inflammatoire transitoire de l'endomètre, déclenchée par l'introduction de substances étrangères telles que le sperme ou des solutions stériles. Cette réaction, caractérisée par une infiltration rapide de polynucléaires neutrophiles (PMN) dans la lumière utérine, survient généralement dans les 30 minutes suivant l'insémination ou la saillie. Son rôle principal est d'éliminer les spermatozoïdes excédentaires, les débris cellulaires et les micro-organismes, préparant ainsi l'utérus à l'implantation embryonnaire. Chez les juments résistantes, cette inflammation se résorbe en 24 à 48 heures grâce à une phagocytose efficace et à une motilité utérine adéquate. Cependant, chez les juments sensibles, une clairance retardée peut entraîner une inflammation persistante, compromettant la fertilité. Des facteurs tels que l'âge avancé, des anomalies anatomiques et une réponse immunitaire altérée peuvent contribuer à cette susceptibilité. Le diagnostic repose sur l'échographie, la cytologie et les cultures, tandis que le traitement inclut des lavages utérins, l'administration d'oxytocine et des antibiotiques ciblés (**Ferris., 2020**).

### **b) Endométrite pathologique :**

L'endométrite chez la jument est une inflammation de l'endomètre, fréquemment d'origine infectieuse mais pouvant également être favorisée par des facteurs mécaniques ou traumatiques comme une mauvaise conformation périnéale, la présence de corps étrangers ou des manipulations intra-utérines répétées (**LeBlanc., 2020**). Lors d'endométrite aiguë sévère, une libération prématurée de prostaglandines (PGF<sub>2α</sub>) peut raccourcir le dioestrus et faire apparaître un œstrus persistant (**Christoffersen et al., 2017**). Les bactéries aérobies comme *Streptococcus equi* subsp. *Zooepidemicus* ou *Escherichia coli* sont les agents pathogènes les plus fréquemment isolés, tandis que le rôle des bactéries anaérobies est encore en cours d'étude (**Canisso et al., 2020**). Le diagnostic repose sur la mise en évidence d'une inflammation par examen clinique, échographique ou cytologique, mais il s'appuie encore trop souvent sur une culture bactérienne et des antécédents d'infertilité (**LeBlanc., 2020**). Il est crucial de distinguer les juments résistantes, capables d'éliminer efficacement l'infection, des juments sensibles, chez qui l'inflammation persiste et compromet la fertilité (**Canisso et al., 2020**).

### **c) Physiopathologie des endométrites :**

Chez la jument, l'endométrite débute souvent par une réaction inflammatoire physiologique après l'insémination ou la saillie, caractérisée par une infiltration rapide de polynucléaires neutrophiles dans la lumière utérine. Chez les juments dites « sensibles », cette inflammation persiste au-delà de 48–72 heures, en raison d'un défaut de clairance utérine, lié à une altération de la phagocytose, du chimiotropisme des cellules immunitaires ou à un défaut de motilité utérine (**Christoffersen et al., 2017 ; LeBlanc., 2020**). Cette persistance favorise la colonisation bactérienne et le passage vers une endométrite pathologique chronique, compromettant l'implantation embryonnaire (**Canisso et al., 2020**). Ainsi, l'équilibre entre l'activation immunitaire initiale et l'efficacité des mécanismes d'élimination est crucial pour prévenir l'évolution vers une infertilité (**Ferris., 2020**).

### **d) Incidence des endométrites :**

L'endométrite chez la jument entraîne fréquemment une absence de gestation détectée dès le premier contrôle échographique (J14 post-ovulation), principalement en raison d'un environnement utérin inflammatoire ou d'une libération prématurée de prostaglandines (PGF<sub>2α</sub>) induisant une lutéolyse (**Canisso et al., 2020 ; Ferris., 2021**). Dans certains cas, une

résorption embryonnaire tardive (40–60 jours) peut être liée à une endométrite subaiguë débutant tôt après la conception (LeBlanc., 2020). À long terme, l'endométrite chronique (Figure 30) peut entraîner une fibrose périglandulaire irréversible, réduisant la capacité de l'utérus à maintenir une gestation et augmentant les risques d'infertilité permanente (Christoffersen *et al.*, 2017). À l'échographie, elle se manifeste souvent par une accumulation de liquide intraluminal avec une apparence festonnée, due à l'écartement des plis endométriaux (Canisso *et al.*, 2020).



**Figure 30:** forte accumulation de sécrétions dans l'utérus d'une jument souffrant d'endométrite chronique. Les plis de l'endomètre forment des bourrelets saillants dans la lumière de l'utérus  
(Lapeyre., 1994)

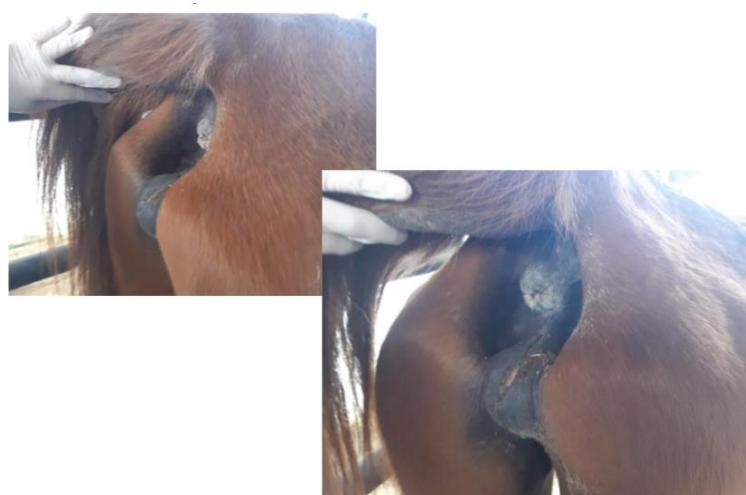
#### e) Traitement :

Le traitement de l'endométrite chez la jument repose principalement sur le lavage utérin et l'administration d'agents utérotoniques. Le lavage utérin, effectué entre 4 et 6 heures après la saillie ou l'insémination, permet d'éliminer les débris cellulaires, les spermatozoïdes excédentaires et les agents pathogènes. L'utilisation de solutions stériles telles que le sérum physiologique ou le lactate de Ringer est recommandée, tandis que l'ajout d'antiseptiques comme la povidone-iodée doit être évité en raison de leur potentiel irritant pour l'endomètre (LeBlanc *et Causey.*, 2009). L'administration d'ocytocine (10 à 20 UI, IM ou IV) stimule les contractions utérines, favorisant ainsi l'évacuation des fluides intra-utérins. Cette intervention est particulièrement efficace lorsqu'elle est réalisée 4 à 6 heures après l'insémination, moment où les spermatozoïdes ont atteint les oviductes, minimisant ainsi l'impact sur la fertilité

**(Canisso et al., 2020).** Pour les juments présentant une accumulation de liquide intra-utérin supérieure à 20 mm, une combinaison de lavage utérin et d'ocytocine est préconisée. L'utilisation de prostaglandines, telles que le cloprosténol, peut également être envisagée, bien que leur effet prolongé sur les contractions utérines nécessite une attention particulière pour éviter des effets indésirables sur la fonction lutéale (**LeBlanc et Causey., 2009**). Enfin, des approches alternatives, comme l'infusion intra-utérine de plasma riche en plaquettes (PRP), ont montré des résultats prometteurs en réduisant l'inflammation endométriale et en améliorant les taux de gestation (**El-Sherry et al., 2023**).

### **III-1-2/ La mauvaise confirmation vulvo-périnéale (Pneumo et urovagin) :**

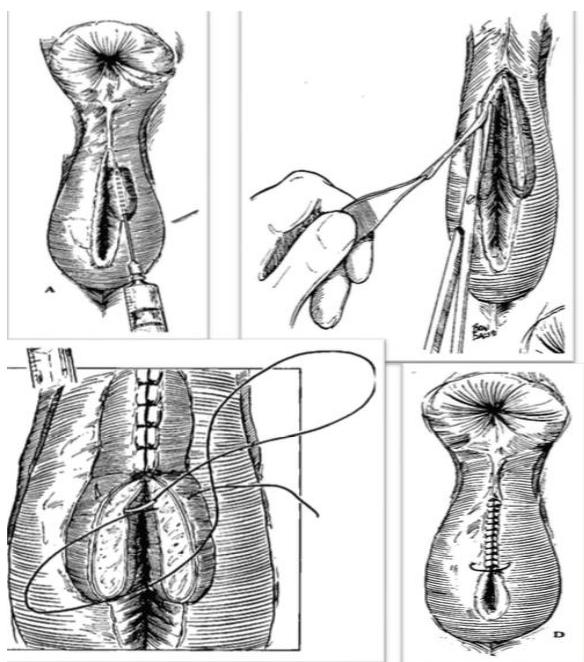
Une mauvaise conformation vulvo-périnéale chez la jument constitue un facteur de risque majeur pour le développement d'endométrites. Cette anomalie anatomique, souvent observée chez les juments âgées ou multipares, favorise l'entrée d'air (pneumo vagin) et de contaminants fécaux ou urinaires dans le tractus génital, compromettant ainsi les mécanismes de défense naturels de l'utérus. Des études récentes soulignent que des défauts tels qu'une inclinaison excessive de la vulve ou une mauvaise fermeture des lèvres vulvaires augmentent la prédisposition aux infections utérines, notamment l'endométrite bactérienne (**Burke., 2023**). Ces altérations anatomiques peuvent également entraîner une accumulation de fluides dans l'utérus, exacerbant l'inflammation et réduisant les chances de conception. Pour atténuer ces risques, des interventions chirurgicales comme la vulvoplastie de Caslick ou la reconstruction du corps périnéal sont recommandées, visant à restaurer une barrière anatomique efficace contre les contaminations (**Randle., 2022**).



**Figure 31:** photo réelle d'un cas clinique d'une malformation vulvaire (**Aouane., 2024**)

## Traitement :

Consiste à faire une vulvoplastie dite de Caslick est une intervention chirurgicale fréquemment utilisée chez les juments présentant une mauvaise conformation vulvo-périnéale, notamment en cas de pneumo vagin (Figure 32, 33). Elle consiste à suturer partiellement les lèvres vulvaires afin de restaurer une barrière anatomique efficace contre la pénétration d'air, de matières fécales ou d'agents pathogènes dans le tractus génital. Cela permet de réduire significativement l'incidence d'endométrites chroniques et d'améliorer les chances de conception (Randle., 2022 ; Bruke., 2023). L'intervention se réalise sur jument debout, sous anesthésie locale, en excisant une fine bande de muqueuse sur les bords dorsaux de la vulve avant de les suturer, tout en laissant un orifice ventral suffisant pour l'écoulement urinaire (Randle., 2022). Il est impératif de rouvrir la vulve avant le poulinage pour éviter



**Figure 32:** Schéma qui présente les différentes étapes d'une vulvoplastie  
(Aouane., 2024)

toute dystocie (Bruke., 2023).



**Figure 33:** Photo réelle d'une vulvoplastie ou épisioplastie (**Aouane., 2024**)

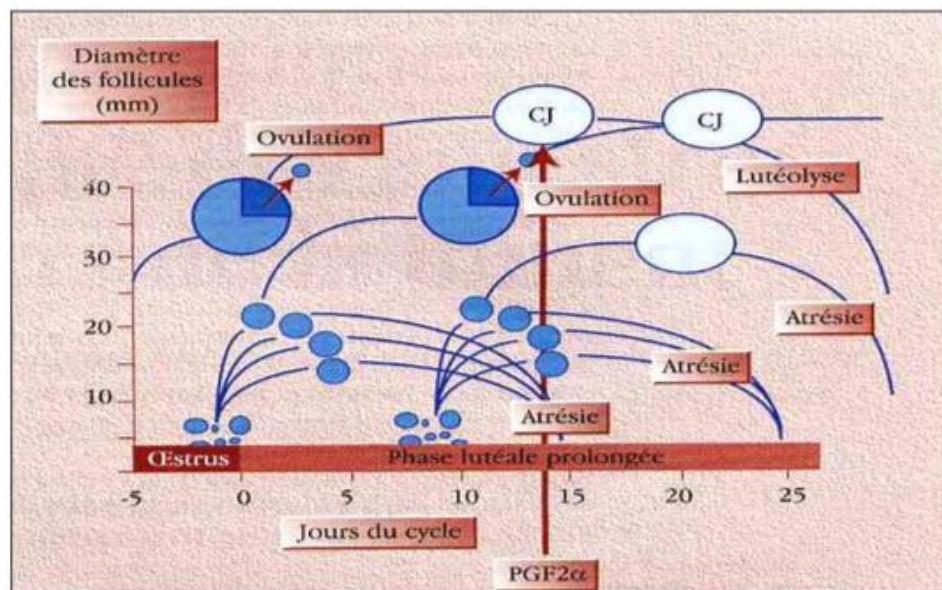
### **III-1-3/ Pyomètre :**

Pyomètre chez la jument est une affection rare, caractérisée par l'accumulation de pus dans l'utérus, souvent due à une obstruction cervicale résultant de lésions cicatricielles ou de fibrose. Cette condition peut entraîner une inflammation sévère de l'endomètre et perturber la sécrétion de prostaglandines, prolongeant ainsi la phase lutéale et maintenant le col utérin fermé (**Jones et al., 2020**). Le diagnostic repose sur la palpation et l'échographie, révélant une distension utérine avec du liquide purulent. Le traitement comprend le lavage utérin, l'administration de prostaglandines pour induire la lutéolyse et, dans les cas chroniques, une ovariectomie bilatérale peut être envisagée pour éliminer la source hormonale et résoudre l'infection (**Jones et al., 2020**). Le pronostic de récupération complète est généralement réservé, en particulier lorsque des lésions endométriales importantes sont présentes.

### **III-1-4/ Structure lutéale persistante (Corps jaune persistant) :**

Le corps jaune persistant (CJP) chez la jument est une cause notable d'infertilité, caractérisée par une phase lutéale prolongée en l'absence de gestation. Cette condition peut résulter de diverses anomalies, notamment une ovulation en phase de dioestrus, une défaillance de la sécrétion de prostaglandines due à des lésions endométriales ou une réponse inadéquate du corps jaune aux prostaglandines (**McCue., 1998**). Le diagnostic repose sur

l'examen clinique, la palpation transrectale et l'échographie, bien que la visualisation du corps jaune puisse être difficile. La confirmation est souvent obtenue par le dosage de la progestéronémie. Le traitement standard implique l'administration de prostaglandine F2 $\alpha$  (PGF2 $\alpha$ ) pour induire la lutéolyse. Des études récentes ont démontré que l'infusion intra-utérine de PGF2 $\alpha$  peut restaurer le cycle œstral et induire l'ovulation, bien que le taux de gestation reste modéré (**Pemayun et al., 2021**) (Figure 34).



**Figure 34:** Schéma du mécanisme de mise en place d'un corps jaune persistant lors d'une ovulation en fin de phase lutéale du follicule dominant de la vague de croissance secondaire, le second corps jaune qui en résulte est insensible, car, Agé de moins de 5 jours à l'action lutéolytique de PGF2a au moment de la décharge endogène, il va donc persister (**Bruyas., 2003**).

### III-1-5/ Pathologies ovariennes :

**Tableau I:** Différentes pathologies qui touchent les ovaires (Maurin.,2010)

Maladie	Clinique	Traitement
Tumeur de la granulosa	Modifications de comportement : œstrus	Ovariectomie unilatérale Cyclicité normale retrouvée

	prolongé, comportement de chaleur permanent, agressivité Diagnostic : palpation transrectale (un ovaire volumineux et un ovaire petit et dur), échographie, augmentation de la testostérone sanguine	dans les 24 mois suivants pronostic reproducteur bon
Atrophie ovarienne	Subœstrus ou anœstrus, infantilisme génital Congénital ou acquis (vieilles juments, carences en vitamine A et minéraux) Diagnostic : palpation transrectale → ovaires < 3 cm	Uniquement pour l'atrophie acquise  Rééquilibrer la ration PMSG (anologue FSH) à 1000-2000 UI/j IM pendant 3-6 j
Corps jaune persistant	Absence de retour en chaleur Utérus hypertonique à la palpation Diagnostic : visualisation à l'échographie du corps jaune deux fois à 15 j d'intervalle Diagnostic différentiel : gestation	Injection de PGF2a (10 mg de dinoprost ou 250-500ug de cloprostenol)  Attention : entraîne l'avortement si la jument est gestante
Hématome ovarien	Apparition suite à une hémorragie ovarienne pendant l'œstrus Cyclicité normale Diagnostic : palpation transrectale, échographie	Non nécessaire (pas d'atteinte fonctionnelle, même si persistant)
Follicules anovulatoires	Fréquent en fin de saison anovulatoire (pas de pic de sécrétion de LH = pas d'ovulation) Parfois rencontré pendant la saison sexuelle (cause inconnue) Œstrus prolongé (10-30 j) Diagnostic : palpation transrectale, échographie : présence d'un follicule pouvant atteindre 50 mm de diamètre	Injection d'hCG (anologue LH) à 2000-2500 UI en IV afin d'induire l'ovulation ; ne pas dépasser deux administrations par saison de monte (diminution de l'efficacité)
Anœstrus persistant	Pas de manifestation d'œstrus pendant la saison	Si le cycle ovarien est normal : insémination

	sexuelle Se rencontre en début de saison, chez les jeunes juments, chez certaines juments en lactation	artificielle
--	--	--------------

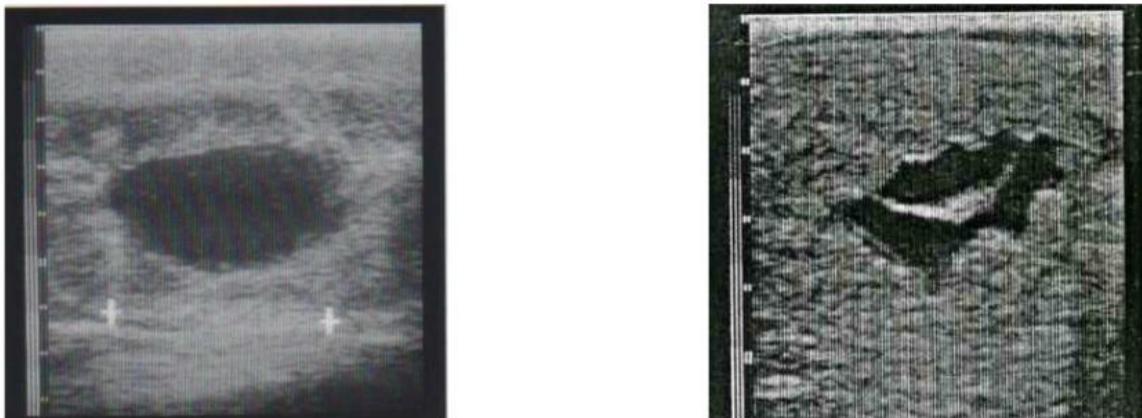
## Partie 2 : Les pathologies liées à la gestation et au poulinage

### III-2-1/ Mortalité embryonnaire précoce :

La mortalité embryonnaire précoce chez la jument est une problématique multifactorielle, influencée par des facteurs hormonaux, environnementaux et liés à l'âge de la jument. Des études récentes ont mis en évidence que des anomalies chromosomiques embryonnaires constituent une cause majeure de pertes précoces, expliquant jusqu'à 60 à 70 % des cas, contre seulement 20 à 30 % auparavant (**Lawson et al., 2024**).

- L'âge de la jument joue également un rôle significatif. Les juments âgées présentent une diminution de la qualité ovocytaire, entraînant des taux de pertes embryonnaires plus élevés, parfois supérieurs à 70 % chez les juments subfertiles, comparativement à 10-15 % chez les juments plus jeunes (**Ball et al., 2023**).
- Les conditions environnementales, notamment le stress thermique, ont été identifiées comme des facteurs aggravants. Une augmentation de l'indice température-humidité (THI) de 5 unités entre les jours 7 et 14 de gestation est associée à une hausse de 25 % du risque de perte embryonnaire précoce (**Smith et al., 2022**).
- Sur le plan hormonal, une insuffisance lutéale primaire ou une lutéolyse prématurée induite par une endométrite peuvent compromettre la production de progestérone nécessaire au maintien de la gestation. Cependant, certaines études suggèrent que la diminution de la progestérone pourrait être une conséquence plutôt qu'une cause de la perte embryonnaire (**Silva et al., 2021**).

Enfin, des anomalies de développement embryonnaire, telles qu'une mobilité réduite de l'embryon dans l'utérus, peuvent empêcher la reconnaissance maternelle de la gestation, entraînant une lutéolyse et une perte embryonnaire (**Wolfsdorf et al., 2024**). (Figure 35).



**Figure 35:** Mort imminente de l'embryon à 17 jours (à droite) de gestation et Mort embryonnaire à 27 jours (à gauche) (**Lapeire.,1994**)

**Traitements :** Lorsqu'un diagnostic certain de mortalité embryonnaire est posé, il est recommandé d'administrer rapidement une injection de prostaglandine pour provoquer la lutéolyse et ainsi relancer le cycle ovarien (**Johnson et al., 2022**). En cas de mortalité embryonnaire tardive, des lavages utérins peuvent être nécessaires pour éliminer les débris et réduire le risque d'inflammation ou d'endométrite secondaire (**Miller et al., 2023**). Ces mesures permettent d'optimiser les conditions pour une nouvelle reproduction (**Thompson et al.,2024**).

### III-2-2/ Les gémellités :

La gémellité chez la jument demeure une préoccupation majeure en reproduction équine en raison des risques élevés d'avortement, de dystocie et de mortalité néonatale. La majorité des gestations gémellaires résultent de doubles ovulations, fréquentes chez certaines races comme les Pur-sang et les Warmbloods (**Jeffcott et Whitwell., 1973**). Le diagnostic précoce par échographie transrectale entre les jours 13 et 16 post-ovulation est essentiel, car c'est durant cette période que les vésicules embryonnaires sont encore mobiles, permettant une réduction manuelle efficace (**Wolfsdorf., 2024**). La technique du « squeezing », consistant à écraser l'une des vésicules embryonnaires, est la méthode privilégiée avant la fixation des embryons, avec un taux de succès élevé pour la naissance d'un poulain unique viable (**Wolfsdorf., 2024**). Après la fixation (généralement après le jour 16), d'autres méthodes telles que la réduction guidée par échographie transvaginale, la dislocation craniocervicale ou l'injection transcutanée sont envisagées, bien que leur taux de réussite soit variable et souvent inférieur

(Wolfsdorf., 2024). Il est donc impératif de surveiller étroitement les juments après l'ovulation pour détecter et gérer rapidement les gestations gémellaires, minimisant ainsi les risques pour la jument et les fœtus. (Figure 36)



**Figure 36:** Deux follicules œstraux chez une jument peu avant une ovulation double. Le diamètre des follicules est de 35 et 37 mm (Lapeyre., 1994).

### III-2-3/ Avortement :

L'avortement chez la jument est défini comme l'arrêt de la gestation avant que le fœtus ne soit capable de vivre en dehors de l'utérus. Il existe des avortements infectieux et non infectieux (tableau 2 et 3). Les avortements après le 4e mois de gestation sont relativement rares, tandis que ceux avant ce terme sont souvent invisibles, car le fœtus et ses annexes sont trop petits et passent inaperçus. En conséquence, la plupart des avortons examinés ont entre 6 et 11 mois. La plupart des avortements équins sont liés à une altération de la fonction placentaire. Ils peuvent survenir de manière aiguë, comme dans le cas de l'infection par le virus de l'herpès équin de type 1 (EHV-1), ou de manière plus chronique, comme dans les avortements causés par une gestation gémellaire, une infection mycosique ou bactérienne. Dans ces derniers cas, des signes cliniques prémonitoires apparaissent souvent. Bien que la majorité des fœtus meurent in utero, certains peuvent être expulsés vivants mais restent non viables. Lorsqu'un avortement survient, il est important de considérer le placenta, les liquides fœtaux et le fœtus comme des sources potentielles de contamination pour d'autres juments gestantes, jusqu'à ce que des infections telles que celles causées par le virus herpétique ou la

salmonelle aient été écartées. Environ 60 % des cas d'avortements équins peuvent faire l'objet d'un diagnostic étiologique précis. (**Blanchard.,2005**)

**Tableau II : Avortement infectieux (Maurin.,2010)**

Causes d'avortement	Diagnostic
Rhinopneumonie	Inclusions virales intranucléaires dans le foie, l'épithélium respiratoire et les tissus lymphoïdes isolement viral
Arthrite virale des équidés	Fièvre, jetage et œdèmes chez la mère (inconstant) sérologies sur le fœtus, la jument et l'étalon
Infections bactériennes	Placenta enflammé et œdématié, exsudat fibrino-nécrotique  Microbiologie : <i>Streptococcus</i> , <i>E. coli</i> , <i>Salmonella abortus equi</i> , <i>Klebsiella</i> , <i>Actinobacilles</i> , <i>Pseudomonas</i> ...
Infections fongiques	Œdème étendue du chorion, nécrose placentaire  Histologie : filaments mycéliens  Culture fongique : <i>Aspergillus fumigatus</i> , <i>Mucor</i> ...

Causes d'avortement	Diagnostic
Gémellités	Présence de deux fœtus dont l'un est souvent petit et autolyse
Fibrose de l'endomètre	Biopsie utérine → histopathologie
Déficience nutritionnelle, malnutrition	Clinique, anamnèse

Gestation dans le corps de l'utérus	Croissance du fœtus ralentie Membranes fœtales sous-développées
Blessures cervicale	Examen gynécologique Anamnèse
Lésions du cordon ombilical	Cordon de plus de 84 cm exposé à se tordre → autolyse du fœtus
Décollement placentaire prématûré	Fœtus à terme Déchirure plus ou moins complète à se tordre
Endotoxémie	Clinique, anamnèse (colique récentes)

### **III-2-4/ Rétention placentaire :**

Chez les équidés, l'expulsion du placenta survient généralement dans les 3 heures suivant le poulinage. Si le placenta n'est pas expulsé dans ce délai, on parle de rétention placentaire, une condition qui peut survenir après un avortement, une dystocie ou en cas de prématurité. Si la rétention persiste au-delà de 6 heures, elle constitue une urgence médicale en raison des risques de complications telles que l'endotoxémie, la fourbure et la métrite (**Le Masne et al., 2023**).

**Traitement :** Le traitement initial repose sur l'administration d'ocytocine pour stimuler les contractions utérines et favoriser l'expulsion du placenta. Les protocoles recommandent :

- Administration intramusculaire ou sous-cutanée : 30 à 50 UI d'ocytocine, soit 3 à 5 ml de produit. Si la voie intraveineuse est utilisée, la dose doit être réduite de moitié. Ce traitement peut être renouvelé si nécessaire à des intervalles de 2 heures (**Vetopharm., 2023**).
- Perfusion intraveineuse lente : 30 à 60 UI d'ocytocine diluées dans 1 à 2 litres de solution saline (NaCl 0,9 %) administrées sur une période de 30 minutes à 1 heure. Cette méthode est particulièrement efficace pour éviter les effets secondaires tels que les coliques sévères (**Mangold., 2017**).

Il est important de noter que des doses supérieures à 20 UI administrées en bolus ne sont pas recommandées en raison du risque de douleurs abdominales sévères et de spasmes utérins (**Anonyme 1., 2023**). En complément de l'ocytocine, des lavages utérins peuvent être effectués pour éliminer les débris placentaires et prévenir les infections. Des antibiotiques à large spectre sont également recommandés pour prévenir la croissance bactérienne dans l'utérus (**Anonyme 1.,2023**).

## **Conclusion**

Le suivi de la reproduction chez la jument constitue une étape clé pour garantir la réussite des programmes d'élevage équin, tant sur le plan sanitaire qu'économique. Cette synthèse bibliographique a permis de mettre en lumière les particularités anatomiques et physiologiques de l'appareil génital équin, ainsi que les mécanismes hormonaux qui régissent le cycle œstral.

L'échographie transrectale s'est révélée être un outil indispensable, tant pour le suivi folliculaire que pour le diagnostic de gestation ou la détection précoce des pathologies utérines et ovariennes. Son utilisation permet une meilleure maîtrise des périodes d'insémination, une amélioration du taux de fertilité et une prise en charge plus rapide des complications reproductive.

Enfin, la compréhension des principales affections gynécologiques chez la jument permet d'adopter une approche préventive et thérapeutique plus efficace. La combinaison de connaissances théoriques solides et de techniques d'imagerie modernes constitue ainsi un levier essentiel pour optimiser les performances reproductives dans le domaine équin.

## Références bibliographiques

**Allen, W. R., & Stewart, F. (2001)**

Reproductive biology and applications of reproductive technologies to horses. Theriogenology, \*56\*(7), 1247–1264. [https://doi.org/10.1016/S0093-691X\(01\)00613-4](https://doi.org/10.1016/S0093-691X(01)00613-4)

**Anonyme 1. (2022)**

Anatomie de l'appareil reproducteur de l'étalon. Au cœur des chevaux. <https://www.aucoeurdeschevaux.com/e/etalon-291/>

**Aouane, N. (2007)**

Suivi de la reproduction de 61 juments au niveau de la jumenterie de chebli. Mémoire de fin d'études, Ecole supérieure national vétérinaire, Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire.

**Aouane N., (2024)**

Cours des pathologies de reproductions, cours 5eme année au niveau d'école national supérieure vétérinaire.

**Barone, R. (1990 ; 2001)**

Anatomie comparée des mammifères domestiques (Tomes 3 et 5). Vigot.

**Betteridge, K. J. (2015)**

Understanding folliculogenesis, ovulation, and early embryo development in the mare: A historical perspective. Animal Reproduction Science, \*160\*, 118–131. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2015.07.002>

**Blanchard, T.L., Varner, D.D., Schumacher, J., Love, C.C., & Brinsko, S.P. (2005)**

Manual of Equine Reproduction (2nd ed.). Mosby Elsevier.

**Bonnes, G., Evrard, L., & Fontaine, L. (2005)**

Reproduction équine. Presses agronomiques de Gembloux.

**Bonnes, P., Driancourt, M. A., & Palmer, E. (2005)**

Physiologie de la reproduction chez la jument. In P. Bonnes (Ed.), La reproduction équine (pp. 15–36). Éditions du Point Vétérinaire.

**Bova.vet. (2023) (Anonyme2)**

Le cycle œstral de la jument expliqué simplement. <https://bova.vet>

**Bruyas, J.F., Battut, I., Fieni, F., & Tainturier, D. (1996)**

L'échographie en gynécologie équine. Point Vétérinaire, \*28\*(183), 919-928.

**Carnevale, E.M., et al. (1988)**

Timing of ovulation in mares. Journal of Reproduction and Fertility Supplement, \*35\*, 197–202.

**Clayton, H. M., Williams, M. C., & Kaiser, L. J. (2021)**

Puberty in the filly: Onset and management of the reproductive cycle. Journal of Equine Veterinary Science, \*100\*, 103489. <https://doi.org/10.1016/j.jevs.2021.103489>

**Davies Morel, M.C.G. (2008)**

Equine Reproductive Physiology, Breeding and Stud Management (3rd ed.). CABI.

**Derivaux, J. et Ectors, F. (1980)**

Physiopathologie de la gestation et obstétrique vétérinaire. Éditions du Point Vétérinaire.

**Ginther, O. J. (1992)**

Reproductive biology of the mare: Basic and applied aspects (2nd ed.). Equiservices Publishing.

**Ginther, O. J. (2016)**

Ultrasonic imaging and animal reproduction: Horses (Book 1) (2nd ed.). Equiservices Publishing.

**Ginther, O. J. (2020)**

Equine reproductive physiology: Hormonal control and seasonality. In Current Therapy in Equine Reproduction (pp. 13–27). Elsevier.

**Ginther, O.J., & Pierson, R.A. (1984)**

Ultrasound in equine reproduction. Veterinary Clinics of North America: Equine Practice, \*6\*(2), 349-364.

**Hanzen, C. (2004)**

Reproduction chez la jument : physiologie et pathologie. Notes de cours, Université de Liège.

**Hayes, K.E., Ginther, O.J., & Pierson, R.A. (1985)**

Ultrasonic monitoring of the uterus during the estrous cycle in mares. Theriogenology, \*24\*(5), 667–675.

**Henneke, D. R., Potter, G. D., Kreider, J. L., & Yeates, B. F. (1983)**

Relationship between condition score, physical measurements and body fat percentage in mares. Equine Veterinary Journal, \*15\*(4), 371–372. <https://doi.org/10.1111/j.2042-3306.1983.tb01826.x>

**Kahn, W., & Leidl, W. (1985)**

Sonographie in der Gynäkologie der Stute. Praktischer Tierarzt, \*66\*, 722-729.

**Klein, D.C. (1985)**

The photoperiodic control of melatonin secretion. Journal of Biological Rhythms, \*1\*(1), 9–24.

**Lapeire, J. (1994)**

Échographie transrectale en reproduction équine. Thèse Méd. Vét., Toulouse.

**Madbarn. (2022) (Anonyme 1)**

Mare reproductive cycle: Understanding estrus and ovulation. <https://madbarn.com>

**Martin-Rosset, W. (2012)**

Feeding mares for optimal reproductive performance. In Proceedings of the European Equine Nutrition & Health Congress.

**Maśko, J., Twardon, J., & Geringer de Oedenberg, H. (2018)**

Fertility of older mares—Is there hope for successful reproduction? Reproduction in Domestic Animals, \*53\*(5), 1104–1110. <https://doi.org/10.1111/rda.13233>

**Maśko, M., Zdunczyk, S., & Janowski, T. (2018)**

Factors affecting reproductive performance in aged mares. Theriogenology, \*120\*, 103–110.

**McCracken, J. A., Custer, E. E., & Lamsa, J. C. (2020)**

The role of prostaglandins in the regulation of corpus luteum function in domestic animals. Biology of Reproduction, \*103\*(2), 329–343. <https://doi.org/10.1093/biolre/iz040>

**McCue, P. M. (2021)**

Understanding mare estrous cycles and hormonal therapies. Colorado State University Extension. <https://extension.colostate.edu>

**McCue, P. M. (2023)**

Light therapy in mares: Advancing the breeding season. Colorado State University Equine Reproduction Laboratory. <https://equine-reproduction.com>

**McCue, P.M. (2021)**

Diagnosis and Treatment of Persistent Corpus Luteum in Mares. Equine Veterinary Education.

**Mckinnon, A.O. (2011)**

Equine Reproduction (2nd ed.). Wiley-Blackwell.

**Ozil, J.P., Renard, J.P., & Heyman, Y. (1988)**

Physiologie de la reproduction. INRA Editions.

**Palmer, E. (2021)**

Photoperiod and reproduction in mares: Physiology and management. Veterinary Clinics of North America: Equine Practice, \*37\*(1), 1–14. <https://doi.org/10.1016/j.cveq.2020.11.001>

**Palmer, E. (2021)**

Influence of photoperiod on seasonal reproductive activity in the mare. INRA, France.

**Palmer, E., & Driancourt, M.A. (1980)**

Follicular dynamics and ovulation in the mare. Equine Veterinary Journal, \*12\*(2), 71–79.

**Rahal, A. (2006)**

Étude de l'activité ovarienne saisonnière chez la jument en Algérie. Mémoire de fin d'études, Institut Agronomique, Algérie.

**Rodrigues, A. S., Lima, F. S., & Silva, L. A. (2021)**

Use of PGF2 $\alpha$  for luteolysis and estrus synchronization in mares. Journal of Equine Veterinary Science, \*100\*, 103477. <https://doi.org/10.1016/j.jevs.2021.103477>

**Scoggin, C. F. (2015)**

Infertility in the older mare: Role of the uterus. Veterinary Clinics of North America: Equine Practice, \*31\*(3), 499–512. <https://doi.org/10.1016/j.cveq.2015.07.002>

**Senger, P. L. (2015)**

Pathways to pregnancy and parturition (3rd ed.). Current Conceptions Inc.

**Senger, P. L. (2020)**

Reproduction in farm animals. Wiley-Blackwell.

**Silva, L. A., Gastal, M. O., & Gastal, E. L. (2021)**

Doppler ultrasonography to monitor follicular development and ovulation in mares. Theriogenology, \*165\*, 75–83. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2021.02.013>

**Soltner, D. (2001)**

Zootechnie générale : reproduction et amélioration des animaux (19e éd.). Sciences et Techniques Agricoles.

**Will, M.A., Pierson, R.A., & Ginther, O.J. (1988)**

Ultrasound morphology of the ovulatory follicle in mares. Theriogenology, \*30\*(1), 29–44.

## **Résumé :**

La reproduction chez la jument représente un enjeu majeur en élevage équin, car elle influence directement la gestion des cycles, la performance et la réussite des programmes d'insémination. Malgré les progrès techniques, plusieurs difficultés persistent encore, notamment la prédition de l'ovulation, le diagnostic précoce de la gestation et la détection des troubles reproductifs. Dans ce contexte, l'échographie est devenue un outil central permettant de mieux comprendre et maîtriser chaque étape du cycle reproducteur. Ce travail rassemble ainsi l'ensemble des connaissances essentielles sur l'anatomie et le fonctionnement hormonal de la jument et de l'étalon, explique le rôle de l'échographie transrectale dans le suivi folliculaire, la détection de l'ovulation, l'évaluation de la fonction lutéale et le diagnostic précoce de la gestation, et présente les principales pathologies rencontrées en pratique telles que les endométrites, les anomalies vulvo-périnéales, les troubles ovariens, les gémellités ou la mortalité embryonnaire. L'ensemble met en évidence l'importance de l'imagerie échographique comme outil indispensable pour améliorer la gestion reproductive et optimiser les taux de gestation chez la jument.

**Mots clés :** Jument, reproduction, échographie, étalon.

## **Summary:**

Reproduction in mares is a major challenge in equine breeding, as it directly influences cycle management, reproductive performance, and the success of insemination programs. Despite technological progress, several difficulties remain, particularly in predicting ovulation, performing early pregnancy diagnosis, and detecting reproductive disorders. In this context, ultrasonography has become an essential tool for understanding and controlling each stage of the reproductive cycle. This work therefore compiles essential knowledge on the anatomy and hormonal functioning of the mare and stallion, explains the role of transrectal ultrasonography in monitoring follicular development, detecting ovulation, evaluating luteal function, and performing early pregnancy diagnosis, and reviews the main reproductive pathologies encountered in practice, such as endometritis, vulvar and perineal defects, ovarian disorders, twin pregnancies, and embryonic loss. Overall, it highlights the importance of ultrasonography as an indispensable tool for improving reproductive management and optimizing pregnancy rates in mares.

**Keys words:** Mare, reproduction, ultrasound, stallion.

## **الملخص:**

يُعتبر التكاثر عند الفرس عنصراً أساسياً في تربية الخيول، لأنّه يؤثّر مباشراً على إدارة الدورات التناسلية والأداء ورفع نسب نجاح برامج التلقيح. وعلى الرغم من التقدّم التقني، ما تزال هناك صعوبات عديدة مثل التنبؤ بوقت الإباضة وتشخيص الحمل المبكر والكشف عن الأضطرابات التناسلية. في هذا السياق، أصبحت الإيكوغرافيا أدّة محورية لفهم والتّحكّم في كل مرحلة من الدورة التناسلية. يجمع هذا العمل أهم المعلومات المتعلقة بتشريح الفرس والفحوص ووظائفها الهرمونية، ويشرح دور الإيكوغرافيا عبر المستقيم في متابعة نمو الجريبات، وتحديد وقت الإباضة، وتقييم وظيفة الجسم الأصفر، وتشخيص الحمل المبكر، كما يستعرض أهم الأضطرابات الشائعة مثل التهاب بطانة الرّحم، مشكلات الفرج والمنطقة العجانية، اضطرابات المبيض، التوائم، والموت الجنيني. ويؤكّد هذا العمل أهمية الإيكوغرافيا كأداة ضروريّة لتحسين إدارة التكاثر ورفع نسب الحمل لدى الفرس.

**الكلمات المفتاحية:** فرس، تكاثر، الموجات فوق الصوتية، فحـل