

République Algérienne Dém



356THV-2

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université Saad Dahleb Blida

Faculté des sciences agro-vétérinaires

Département des sciences vétérinaires

Projet de fin d'étude pour l'obtention du diplôme

DOCTEUR VETERINAIRE

Thème :

**Contribution à l'étude bibliographique du
développement embryonnaire et foetal durant les 54
premiers jours de gestation chez la jument**

Présenté par :

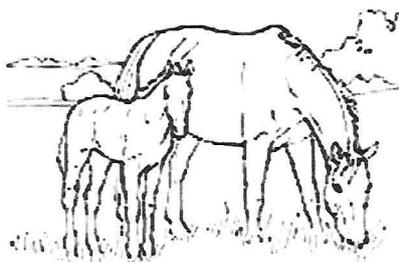
Gouasmi Khedidja

Promoteur : Ammi Mohamed. Maître assistant USD-BLIDA

Jury:

Président : Mlle Sahraoui N. Maître de conférence USD-BLIDA

Examineur : Yahimi. Chargé de cours USD-BLIDA



Année universitaire: 2009/2010.

REMERCIEMENT

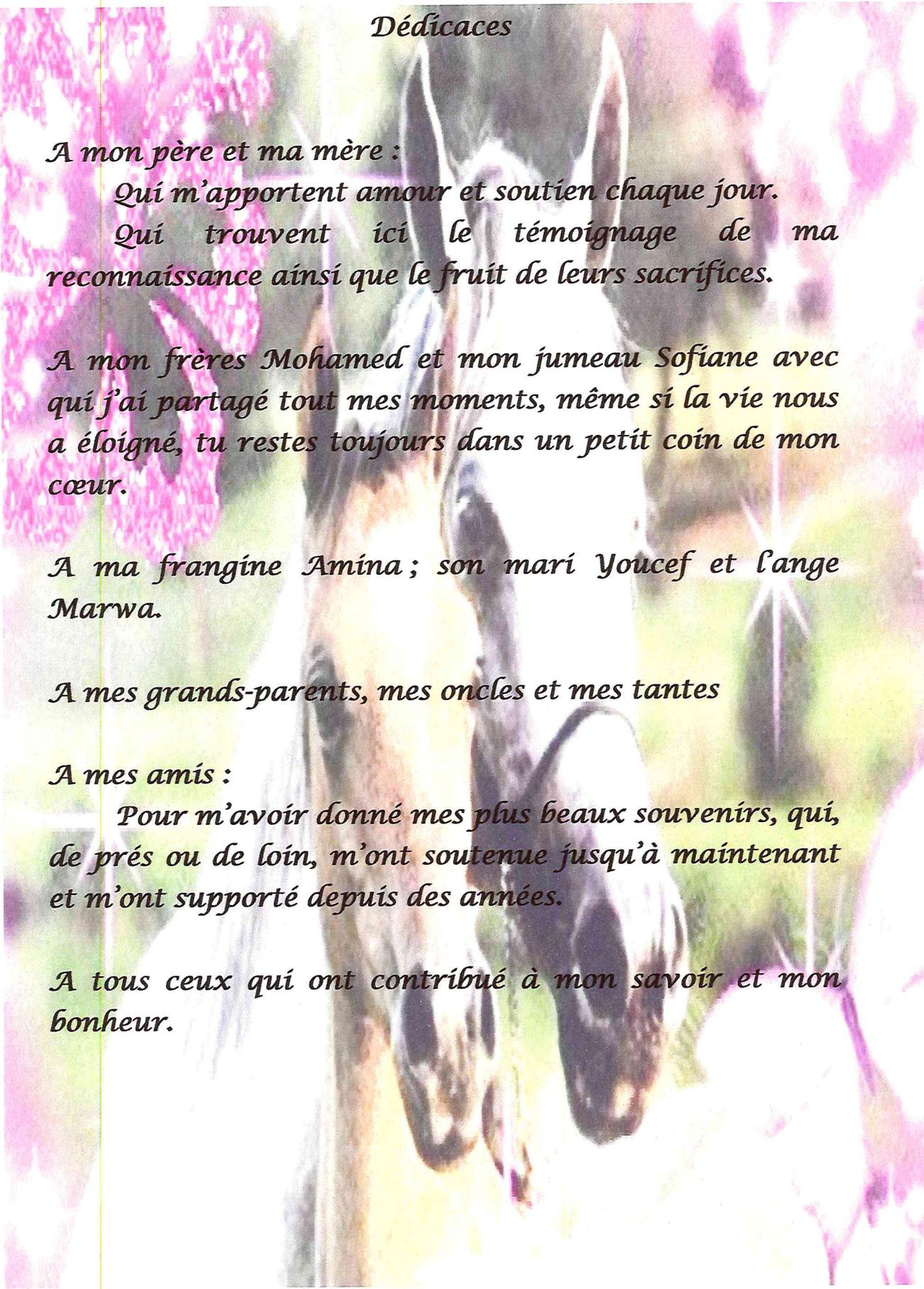
Tout d'abord je tiens à remercier Dieu qui m'a donné le courage et la foi pour réaliser le présent travail.

A Dr Ammi Mohamed. *Maître assistant USD-BLIDA
Qui ma proposé ce travail, qui a su me guider tout au long de cette expérience et ma encouragée dans sa réalisation.*

Qu'il trouve ici l'expression de mes plus sincères remerciements.

Mlle sahraoui. *Mètre de conférence USD-BLIDA.
Qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse. Hommages respectueux.*

A Mr yakimi. *Chargé de cours USD-BLIDA.
Qui nous a fait l'honneur de participer à notre jury de thèse, qu'il trouvent ici le témoignage de nos remerciements et l'assurance de mon plus profond respect.*



Dédicaces

A mon père et ma mère :

*Qui m'apportent amour et soutien chaque jour.
Qui trouvent ici le témoignage de ma
reconnaissance ainsi que le fruit de leurs sacrifices.*

*A mon frères Mohamed et mon jumeau Sofiane avec
qui j'ai partagé tout mes moments, même si la vie nous
a éloigné, tu restes toujours dans un petit coin de mon
cœur.*

*A ma frangine Amina ; son mari Youcef et l'ange
Marwa.*

A mes grands-parents, mes oncles et mes tantes

A mes amis :

*Pour m'avoir donné mes plus beaux souvenirs, qui,
de près ou de loin, m'ont soutenue jusqu'à maintenant
et m'ont supporté depuis des années.*

*A tous ceux qui ont contribué à mon savoir et mon
bonheur.*

Table des matières

	Page
• Introduction.....	1
 ❖ CHAPITRE I : PRINCIPES DE L'ECHOGRAPHIE	
I.1. Bases physiques de l'échographe	2
I.1.1. Les ondes ultrasonores.....	2
I.1.2. Interprétation des ultrasons avec la matière.....	2
I.1.2.1. La propagation des ultrasons.....	2
I.1.2.2. Formation des échos.....	3
I.1.2.2.1. Réflexion de type miroir.....	3
I.1.2.2.2. Réflexion de type multidirectionnel ou diffusion.....	3
I.1.2.3. Caractéristiques du milieu, l'impédance acoustique.....	4
I.1.2.4. Pénétration des ultrasons.....	4
I.1.2.5. Atténuation des ultrasons.....	5
I.2. L'échographie : principe et fonctionnement.....	5
I.2.1. Principe de base : la transduction.....	5
I.2.2. Emission et réception des ultrasons.....	5
I.2.3. Les types des sondes échographiques.....	6
I.2.3.1. Sondes mécaniques.....	6
I.2.3.2. Sondes électriques.....	6
I.2.3.2.1. Sondes linéaires.....	6
I.2.3.2.2. Sondes linéaires courbes.....	6
I.2.3.2.3. Sondes annulaires.....	7
I.2.3.2.4. Sondes microconvexes.....	7
I.2.4. Choix de la sonde en gynécologie équine.....	7
I.3. Sémiologie de l'image échographique.....	8
I.3.1. Terminologie.....	8
I.3.2. Les images de contour.....	8
I.3.2.1. Image d'interface.....	8

I.3.2.2. Image de paroi.....	8
I.3.2.3. Les images tissulaires.....	8
I.3.2.3.1. Les images des liquides.....	9
I.3.2.3.1.1. Les liquides homogènes.....	9
I.3.2.3.1.2. Les liquides non homogènes.....	9
I.3.2.3.2. Les images des tissus mous.....	9
I.3.2.3.3. Les images des tissus graisseux.....	9
I.3.2.3.4. Les images des tissus osseux et de calculs.....	9
I.3.2.3.5. Les images de gaz.....	10
I.3.3. Artéfacts.....	10
I.3.3.1. La réverbération.....	10
I.3.3.2. La queue de comète.....	11
I.3.3.3. Le cône d'ombre.....	11
I.3.3.4. Ombre acoustique de bord.....	12
I.3.3.5. Le renforcement postérieur.....	12
I.3.3.6. L'image en miroir.....	13

❖ **CHAPITRE II :**

ANATOMIE DE L'APPAREIL GENITAL DE LA JUMENT.

II.1. Particularités anatomiques du tractus génital de la jument.....	14
---	----

❖ **CHAPITRE III:**

PHYSIOLOGIE DE L'ACTIVITE SEXUELLE DE LA JUMENT.

III.1. Cycle sexuel.....	16
III.1.1. La puberté.....	16
III.1.2. Les différentes phases du cycle.....	16
III.1.2.1. Chaleurs ou œstrus.....	16
III.1.2.2. L'ovulation.....	16
III.1.2.3. Le dioestrus ou interœstrus.....	17
III.1.2.4. Les chaleurs du poulinage.....	18
III.2. Les caractéristiques de l'activité ovarienne chez la jument.....	20

III.2.1. L'activité ovarienne cyclique.....	20
III.2.2.1. Saisonnalité.....	20
III.2.2.2. Les particularités du cycle œstrien chez la jument.....	20
III.2.2.3. Les particularités du fonctionnement ovarien de la jument	20
III.2.2.4. Evolution de la forme des follicules.....	22
III.2.2. L'inactivité ovarienne saisonnière.....	24
III.2.3. Le corps jaune persistant.....	24
III.2.4. Les anomalies du fonctionnement ovarien.....	25
III.2.4.1. Les ovulations multiples.....	25
III.2.4.2. Les chaleurs anovulatoires.....	26
III.2.4.3. Le split œstrus (chaleur interrompue).....	27
III.2.4.4. Les phases lutéales courtes.....	27
III.2.4.5. Les cycles silencieux.....	27
III.2.4.6. Les kystes ovariens.....	27
III.2.4.7. Les tumeurs ovariennes.....	28
III.3. Facteurs modulants la proportion de juments cycliques en début de saison de monte	
III.3.1. La race.....	29
III.3.2. L'individu.....	29
III.3.3. L'âge.....	29
III.3.4. La situation physiologique au cours d'été précédent.....	29
III.3.5. L'état nutritionnel et race.	29

❖ CHAPITRE IV :

DIAGNOSTIC DE GESTATION

IV.1. L'absence de retour en chaleur.....	30
IV.2. Un dosage de la progestérone.....	30
IV.3. Palpation transrectale.....	30
IV.4. Mesure de la PMSG.....	31
IV.5. Test urinaire.....	31
IV.6. L'échographie.....	31
IV.6.1. Intérêt d'utilisation d'échographie dans l'élevage équin.....	31
IV.6.2. Etapes physiologiques de la gestation et du développement embryonnaire...32	
IV.6.2.1. Reconnaissance maternelle de la gestation.....	32
○ Transition du stade morula au stade blastocyste.	

- Transition du stade embryon au stade fœtus.
- Apparition de la capsule acellulaire ou capsule équine
- Sphéricité de l'embryon et mobilité en début de gestation.
- Croissance de la vésicule embryonnaire entre le 11^{ème} et le 45^{ème} jour de gestation
- Phase d'immobilisation et perte de sphéricité de la vésicule embryonnaire.

IV.6.3. Développement fœtal.....	37
IV.6.4. Membranes fœtales et liquides.....	44
IV.6.4.1. Le placenta.....	44
IV.6.4.2. Le cordon ombilical.....	45
IV.6.4.3. Le liquide allantoïdien.....	45
IV.6.4.4. L'amnios.....	46
IV.6.4.5. Le liquide amniotique.....	46
IV.6.5. La gestation gémellaire.....	46
Conclusion	50
Références bibliographiques	

Liste des tableaux

<u>Tableau 1</u> : Vitesse de propagation des sons dans les différents tissus.....	2
<u>Tableau 2</u> : Impédance acoustique de différents milieux.....	4
<u>Tableau 3</u> : Relation entre la profondeur d'exploration et la fréquence de la sonde.....	4
<u>Tableau 4</u> : Coefficient d'atténuation des tissus ou matériaux.....	5
<u>Tableau 5</u> : Physiologie sexuelle de la jument.....	16
<u>Tableau 6</u> : Durée des différentes parties du cycle (jour).....	18
<u>Tableau 7</u> : Cycle sexuel de la jument.....	18
<u>Tableau 8</u> : Nature des principales hormones de la reproduction.....	22
<u>Tableau 9</u> : Durée des périodes non cycliques.....	25

Liste des figures

Figure 1 : Représentation du faisceau ultrasonore.....	3
Figure 2 : Les différents types de sonde.....	7
Figure 3 : Section transversale à travers une corne utérine non gestante.....	10
Figure 4 : Artéfact de réverbération.....	11
Figure 5 : Echo de réverbération queue de comète.....	11
Figure 6 : Cône d'ombre.....	12
Figure 7 : Ombre acoustique de bord.....	12
Figure 8 : Renforcement postérieur.....	13
Figure 9 : image en miroir.....	13
Figure 10 : Ovaire d'une jument de 10 ans.....	14
Figure 11 : L'appareil génital de la jument vue ventrale.....	15
Figure 12 : Echo d'ovaire durant différentes phases du cycle.....	17
Figure 13 : Section sagittale à travers la corne utérine d'une jument en dioestrus.....	19
Figure 14 : Modèle typique de corne utérine de roue durant l'œstrus.....	19
Figure 15 : Œdème étendu aux replis de l'endomètre durant l'œstrus.....	19
Figure 16 : Principaux événements survenant au cours de la vague folliculaire.....	21
Figure 17 : Représentation schématique du taux de stéroïdes ovariens selon les étapes physiologiques de la jument.....	21
Figure 18 : Ovaire d'une jument en œstrus.....	23
Figure 19 : Séquences folliculaires durant l'œstrus chez la jument. Images écho d'ovaire et utérus d'une jument.....	23
Figure 20 : Follicule collabé le jour de l'ovulation.....	24
Figure 21 : Deux corps jaunes d'une jument à J16 de gestation.....	25
Figure 22 : Follicule anovulatoire lutéinisé.....	26
Figure 23 : Follicule anovulatoire lutéinisé 7 jours après.....	26
Figure 24 : Adénome kystique ovarien.....	28
Figure 25 : Tumeur de cellules de granulosa.....	28
Figure 26 : principaux événements physiologiques durant les 50 premiers jours de gestation chez la jument.....	33
Figure 27 : Utérus gravide à J9.	34
Figure 28 : Conceptus d'une gestation de 11 jours.....	34
Figure 29 : conceptus à J14 de gestation.....	35
Figure 30 : Graphe des relevés échographiques de la croissance de la vésicule embryonnaire entre J11 et J45.....	35

Figure 31 : Gestation à J18.....	36
Figure 32 : Récupération de l'ascension embryonnaire et de la descente foetale.....	37
Figure 33 : Ultrasonographie ; diagramme de l'ultrasonographie et embryon de J10et J12 de gestation.....	37
Figure 34 : Ultrasonographie ; diagramme de l'ultrasonographie et embryon de J14...	38
Figure 35 : Ultrasonographie ; diagramme de l'ultrasonographie et embryon de J16...	38
Figure 36 : Ultrasonographie ; diagramme de l'ultrasonographie et embryon de J18...	38
Figure 37 : Gestation à J 20.....	39
Figure 38 : Ultrasonographie ; diagramme de l'ultrasonographie et embryon de J22...	39
Figure 39 : Ultrasonographie ; diagramme de l'ultrasonographie et embryon de J24 et J26.....	40
Figure 40 : Gestation à J27.....	40
Figure 41 : Ultrasonographie ; diagramme de l'ultrasonographie et embryon de J29...	41
Figure 42 : Gestation à J30.....	41
Figure 43 : Représentation schématique d'une vésicule embryonnaire à J30.....	41
Figure 44 : Ultrasonographie; diagramme de l'ultrasonographie et embryon de J36 ...	42
Figure 45 : Gestation à J37.....	42
Figure 46 : Ultrasonographie ; diagramme de l'ultrasonographie et embryon de J40...	42
Figure 47 : Ultrasonographie ; diagramme de l'ultrasonographie et embryon de J45...	43
Figure 48 : Gestation à J46.....	43
Figure 49 : Echo à J47 et J52.....	43
Figure 50 : Gestation à J54.....	44
Figure 51 : Schéma des annexes foetales chez la jument.....	45
Figure 52 : Echo des liquides amniotique et allantoïdien.....	46
Figure 53 : Deux follicules œstraux.....	47
Figure 54 : Deux corps jaunes à J16 de gestation.....	47
Figure 55 : Gestation gémellaire à J13.....	48
Figure 56 : Gestation gémellaire à J14.....	48
Figure 57 : Gestation gémellaire à J16.....	49
Figure 58 : gestation gémellaire à J28.....	49



INTRODUCTION

Résumé

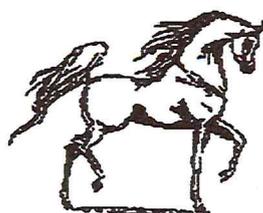
Dans notre contribution à l'étude échographique du développement embryonnaire et fœtal chez la jument gestante, nous nous sommes appliqués à rapporter avec un souci de fidélité, des images exprimant les états de la vésicule embryonnaire, de l'embryon puis du fœtus équin à différents stades caractéristiques de son développement entre le 10^{ème} jour et le 54^{ème} jour de la gestation.

Notre travail est basé sur un recueil d'images échographiques expliquant les différentes étapes par lesquelles passe l'ovule, la vésicule embryonnaire, l'embryon et le fœtus jusqu'à 54 jours chez la jument gestante.

La maîtrise de la gestation impose une connaissance parfaite de l'anatomie et de la topographie des organes génitaux dans lesquels se déroulent les différentes étapes de la gestation ainsi qu'une bonne connaissance de la physiologie sexuelle, de l'activité ovarienne et hormonale avant et pendant les différentes phases de celle-ci.

Cette contribution rapporte le suivi du développement embryonnaire par des images échographiques d'auteurs relatant les différentes étapes de l'embryon libre puis immobile ainsi que les différentes membranes et liquides qui assurent l'évolution normale de la gestation simple ou gémellaire.

Mots clés : échographie, gestation équine, embryon, fœtus.



Abstrat

In our bibliographical study contribution, of the equine embryonal evolution in the mare, we tried to report faithfully the images which represent the different stages of the embryonic vesicle then embryo, afterwards the equine foetus at his different steps characterizing its evolution between day 10 and day 54 during mare's pregnancy.

Our work leans on selections from ultrasonographic images showing the different steps made use of the ovule, the embryonic vesicle, the embryo and at last the foetus until 54 days in the pregnant mare.

For deal with pregnancy need anatomy and genital organs and sexual physiology and ovarian then hormonal activity.

This contribution retrieves a summary of embryonal development by ultrasonographical photos of different authors relating the stages of the free embryo then immobile and the different foetal membranes and pregnancy liquids which ensure good single or twin pregnancy.

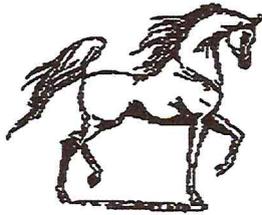
ملخص

في بحثنا هذا الخاص بدراسة التطور الجنيني عند الفرس الحبلى عن طريق التصوير الفوق الصوتي ركزنا على تقرير بمصدقية صور تعبر عن وضعيات الحويصلة الجنينية. الجنين ثم فيتوس الحصان عند مراحل متعددة و متطورة بين اليوم العاشر و اليوم الرابع و الخمسون من الحمل .

عملنا هذا يعتمد على البحث و الترجمة الخاصة بصور التصوير الفوق صوتي و هذا من اجل تكوين مجموعة صور فوق صوتية التي تميز مختلف مراحل تطور جنين الخيل. التحكم في تشخيص الحمل يتطلب معرفة كاملة للتشريح و موضع الأعضاء التناسلية التي تجري فيها مختلف مراحل الحمل. أيضا معرفة آليات عمل الجهاز التناسلي و الهرمونات المنضمة قبل و أثناء هاته المراحل.

متابعة التطور الجنيني عن طريق الموجات الصوتية للمراحل المختلفة الطبيعية من الحياة الجنينية الحرة إلى مرحلة الثبات و أيضا الأغشية المختلفة و السوائل التي تؤمن التطور الطبيعي للحمل البسيط هو التوامي.

الكلمات المفتاح التصوير الفوق الصوتي. الحمل. الأحصنة. جنين. فيتوس .



INTRODUCTION

La jument est un animal à sexualité saisonnée qui connaît un anœstrus physiologique profond dit anœstrus vrai et sa saison de monte est réglementée administrativement par un arrêté ministériel J.O. 31/01/95.

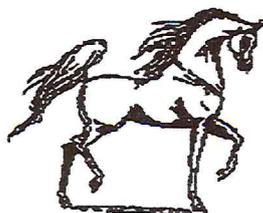
La gestation dure 11 mois, et entraîne après la mise-bas une série de modifications morphologiques des organes génitaux.

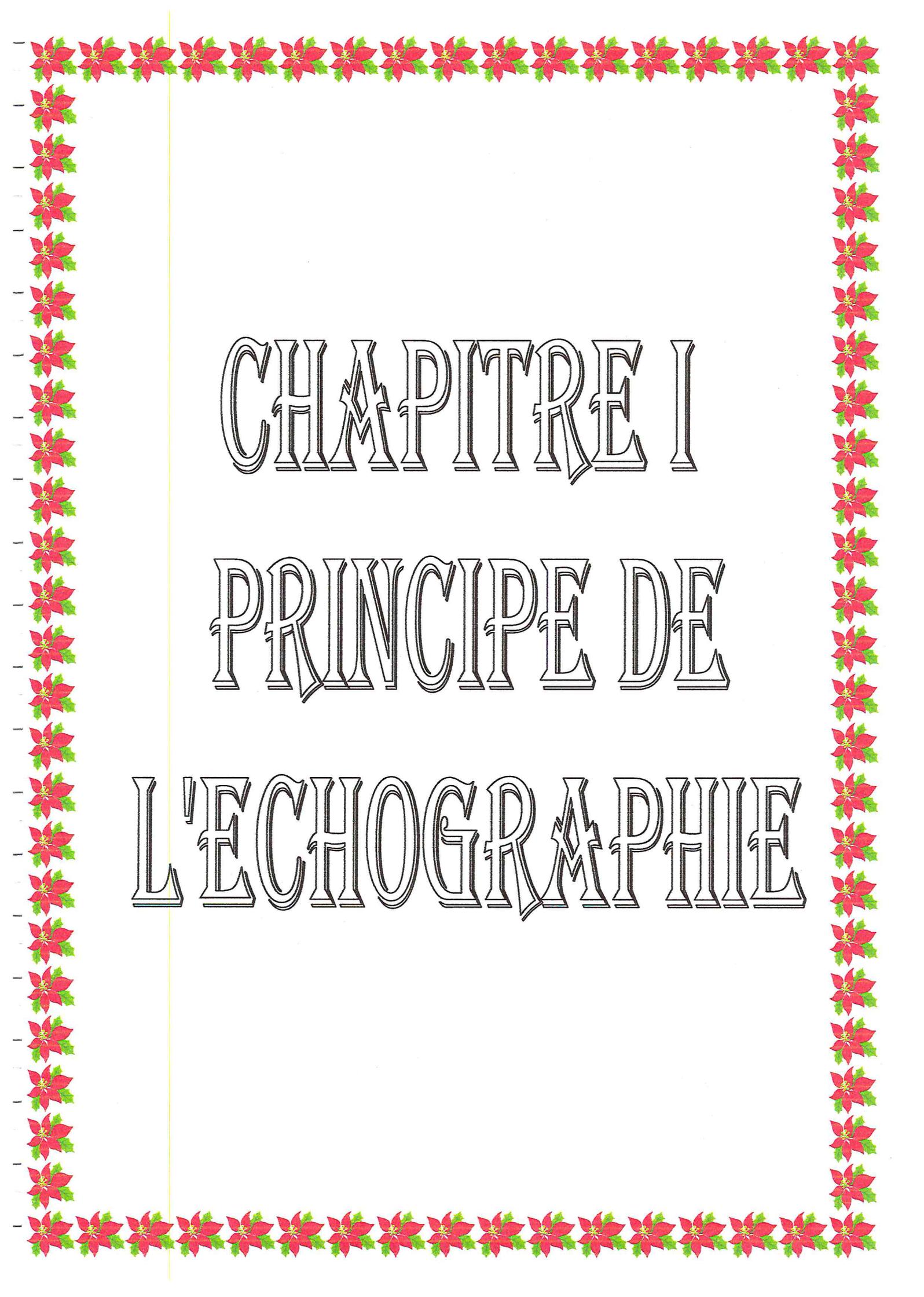
Le diagnostic de gravidité revêt une grande importance économique en reproduction animale. En effet, il permet de déceler au plutôt les résultats des inséminations ou saillies, de mieux comprendre les cas d'infertilité, de veiller à minimiser les pertes, compte tenu aussi du fait que dans cette espèce une gestation gémellaire est indésirable, se soldant dans la majorité des cas par un avortement ou dystocie.

En plus, le cheval est traditionnellement considéré comme une espèce peu féconde ; chaque année seules 55% à 65% des juments mises à la reproduction donnent naissance à un poulain [84]. Il est essentiel de savoir très tôt dans la saison si une jument est pleine ou vide. Pour cela diverses méthodes peuvent être utilisées pour diagnostiquer précocement la gestation ou la non gestation chez la jument.

L'échographie s'est surtout imposée comme le meilleur compromis entre précocité, fiabilité et sécurité. Elle présente les avantages d'une grande exactitude, de visualiser les organites ovariens, d'évaluer le stade physiologique de l'utérus, d'établir des diagnostics de gestation précoces de 10 à 14 jour post-ovulatoire. Elle permet aussi de faire le suivi ultérieur des différents stades du développement embryonnaire et foetal.

Dans notre contribution, nous nous sommes appliqués à relever les particularités anatomiques et physiologiques dans cette espèce qui paraissent essentielles pour notre travail. Puis nous avons procédé à un recueil iconographique d'images échographiques pour nous permettre de caractériser les différentes étapes universellement admises du développement embryonnaire puis foetal durant les premiers stades de la gestation chez la jument.





CHAPITRE I

PRINCIPE DE

L'ECHOGRAPHIE

CHAPITRE I

I- PRINCIPE DE L'ECHOGRAPHIE

I-1. Bases physiques de l'échographie

I-1.1. Les ondes ultrasonores

L'onde ultrasonore est définie comme étant une propagation d'énergie sous la forme d'une vibration des particules d'un milieu ; elle est caractérisée par :

- sa longueur d'onde λ
- sa fréquence f
- sa vitesse de propagation ou célérité c

$$\text{Avec } c = \lambda \cdot f$$

La fréquence f de l'onde sonore correspond au nombre de compressions et d'expansions que subissent les molécules du milieu en une seconde. Elle s'exprime en Hertz (Hz) ou cycle /seconde [1]. En échographie, les ultrasons utilisés ont une fréquence qui oscille entre 1 et 10 MHz.

La longueur d'onde (λ) d'un faisceau ultrasonore représente la distance entre deux ondes successives.

La célérité de l'onde (c) correspond à la vitesse de propagation de l'onde dans le milieu. Elle varie en fonction du milieu considéré (cf. tableau1).

Tableau1 : vitesse de propagation des sons dans les différents tissus [2]

Tissus ou matériaux	Vitesse de propagation du son en mètre par seconde (m /s)
Air	331
Graisse	1450
Eau	1495
Tissu mou (moyenne)	1540
Sang	1570
os	4080

I-1.2. Interaction des ultrasons avec la matière

I-1.2.1. La propagation des ultrasons

Dans un milieu homogène, la propagation des ultrasons se fait en ligne droite dans une zone de champ proche (zone de Fresnel) [3] ; [4] ; [1] ; [5], le faisceau ultrasonore est bien parallèle donc les interfaces sont perpendiculaires aux ultrasons et l'intensité est plus élevée et d'autant plus courte que la fréquence de la sonde est basse [4]. Puis, dans un champ lointain (zone de Fraunhofer), les bords du faisceau ultrasonore ne sont plus parallèles mais sont divergents (cf. figure 1) [3].

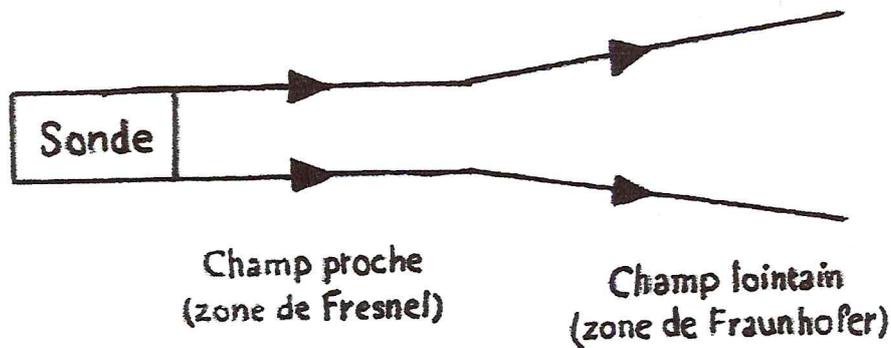


Figure 1: représentation du faisceau ultrasonore [3].

La divergence du faisceau ultrasonore, encore appelée dispersion est une des causes d'atténuation de l'intensité des ultrasons. Elle influe aussi sur la résolution latérale du faisceau [3].

I-1.2.2. Formation des échos

La surface séparant des milieux d'impédances acoustiques différentes s'appelle une interface acoustique [6].

La propagation de l'onde ultrasonores s'effectuant en ligne droite dans un milieu homogène, lorsque cette onde arrive à une interface acoustique, une partie se réfléchit (écho) tandis que l'autre se réfracte.

I-1.2.2.1. Réflexion de type miroir

Lorsqu'un ultrason rencontre une interface acoustique, deux situations peuvent se produire :

- ✚ L'interface peut se comporter comme un écran et toute l'énergie est alors réfléchi : c'est le cas de l'interface tissus mous/os, ou gaz- tissu mou (cas des intestins)
- ✚ Une partie du faisceau est alors réfléchi et l'autre réfractée, c'est-à-dire transmise [6].

I-1.2.2.2. Réflexion de type multidirectionnel ou diffusion

De petites particules pourront être à l'origine d'échos indépendants de l'angle d'incidence du faisceau ultrasonore. Ce mode de réflexion est très important en particulier pour la visualisation de la texture des parenchymes organiques (parenchymes hépatiques, spléniques...) ou des muscles et des parois sous incidences obliques ou tangentielles [7].

Les deux types de réflexion participeront à la formation de l'image échographique. Par exemple, lors de l'échographie d'un organe arrondi, l'échogénicité sera forte pour les zones perpendiculaires au faisceau (réflexion de

type miroir) et plus faible pour le reste des contours (réflexion de type multidirectionnel) [8].

I-1.2.2.3. Caractéristiques du milieu : l'impédance acoustique

Les tissus de l'animal examiné constituent des milieux différents que les ultrasons doivent traverser. Ces milieux sont caractérisés par un paramètre physique, l'impédance acoustique. Ce paramètre se définit comme la résistance que le milieu oppose au cheminement de l'onde ultrasonore [9].

Une interface acoustique est constituée de la juxtaposition de deux milieux d'impédance acoustique différente (cf. tableau 2).

Tableau 2 : Impédance acoustique de différents milieux [10]

Matériaux	Impédance acoustique (MKSA°)
Air	0,0004
Poumons	0,26
Tissu adipeux	1,35
eau	1,52
Sang	1,61
squelette	3,75-7,38

Le tableau 2 montre que les tissus mous ont des impédances voisines. En revanche, l'air et l'os ont des impédances extrêmes par rapport aux tissus mous.

La réflexion est d'autant plus importante que les impédances acoustiques des deux tissus constituant l'interface sont différentes.

I-1.2.3. Pénétration des ultrasons

La pénétration des ultrasons dans les tissus de l'organisme dépend de la fréquence de l'onde ultrasonore (cf. Tableau 3). Plus la fréquence de la sonde est élevée, moins le faisceau d'ultrasons pénètre dans les tissus [11].

Tableau 3 : Relation entre la profondeur d'exploration et la fréquence de la sonde [11].

Fréquence de la sonde	Profondeur d'exploration
2,5 MHz	29cm
3,5MHz	22cm
5,0MHz	14cm
7,5MHz	7cm

Il apparait donc que la fréquence est un critère majeur dans le choix de la sonde.

Si l'organe étudié est profond, la fréquence de la sonde doit être basse (2,5 à 5 MHz). Au contraire, si l'organe examiné est superficiel, la fréquence de la sonde doit être élevée (7,5 à 10 MHz).

I-1.2.4. Atténuation des ultrasons

Le faisceau d'ultrasons s'atténue et perd de l'énergie (frottement, non élasticité des chocs) avec la profondeur d'exploration [11].

Tableau 4: Coefficient d'atténuation des tissus ou matériaux [11].

Tissus ou matériaux	Coefficient d'atténuation (db /cm.MHz)
Eau	0.002
Sang	0.18
Os	20.0
poumon	40.0

Par conséquent, l'atténuation est beaucoup plus importante dans l'air et l'os que dans les tissus mous. Concernant les liquides, l'atténuation est minime, c'est d'ailleurs pour cette raison qu'ils sont utilisés comme *fenêtre acoustique* facilitant l'examen des structures plus profondes [12].

I-2. L'échographe : principe et fonctionnement

I-2.1. Principe de base : la transduction

La transduction est un phénomène permettant de transformer une énergie en une énergie de nature différente. Des éléments piézo-électriques (cristal de quartz, céramique) ont cette faculté de transduction. La sonde de l'échographe contient un élément piézo-électrique, c'est pourquoi elle est parfois « transducteur » [13].

Dans le cadre de l'échographie, l'énergie électrique est transformée en énergie mécanique de type vibratoire (énergie acoustique), ou inversement de se déformer lorsqu'ils sont chargés (effet piézo-électrique inverse).

Cet élément piézo-électrique permet également de transformer en courant électrique les ultrasons qui reviennent à la sonde après avoir été réfléchis (effet piézo-électrique direct) [14].

I-2.2. Emission et réception des ultrasons

L'émission des ultrasons utilise l'effet piézo-électrique inverse : l'application d'un courant alternatif sur le cristal piézo-électrique contenu dans la sonde entraîne la formation d'ultrasons. L'effet piézo-électrique direct est mis en jeu, lors de la réception des ultrasons, pour transformer les échos qui reviennent à la sonde en signal électrique qui sera analysé par le logiciel de l'échographe et transcrit à l'écran [13].

I-2.3. Les types de sondes échographiques

En échographie vétérinaire, il existe différents types de sondes qui ont chacun des avantages et des inconvénients. Selon la zone de l'organisme examinée, un certain type de sonde peut être préféré. Il existe des sondes mécaniques et des sondes électroniques [15].

I-2.3.1. Sondes mécaniques

Les sondes mécaniques, encore appelées sondes sectorielles, sont constituées soit d'un élément piézo-électrique qui oscille autour d'un axe, soit de plusieurs éléments en rotation autour d'un axe. Ce mouvement est souvent perceptible lorsqu'on place la main sur la sonde [15].

Dans ce type de sonde, une faible surface de contact permet une grande surface d'exploration. Leur utilisation est donc privilégiée quand la fenêtre acoustique est réduite, c'est le cas de l'échographie où la fenêtre acoustique correspond à un espace intercostal. Elle donne une image en cône [9].

I-2.3.2. Sondes électriques

Les sondes électriques sont constituées de plusieurs éléments piézo-électriques identiques [16].

I-2.3.2.1. Les sondes linéaires

Les cristaux sont juxtaposés côte à côte sur une longueur d'environ 10 cm. Ils sont excités électroniquement de proche en proche. Les sondes linéaires présentent l'avantage d'explorer une grande longueur d'un seul coup et d'utiliser des ultrasons tous dans la même direction. Ceci est déterminant pour l'examen de structures anisotropiques comme les tendons dont l'échogénicité est fortement influencée par l'orientation des ultrasons. Les sondes linéaires sont également très utilisées pour l'échographie par voie trans-rectale des grands animaux. En revanche, ce type de sonde est difficile à employer en échocardiographie ou échographie abdominale des carnivores domestiques [13].

L'image sur l'écran est rectangulaire. En effet, le plan de coup est constitué de lignes d'échos toutes parallèles entre elles; la résolution latérale est bonne et constante sur toute la profondeur d'exploration [6].

I-2.3.2.2. Sonde linéaires courbes

Pour ce type de sonde, les cristaux alignés en arc de cercle sur quelques centimètres, sont également excités électroniquement de proche en proche.

Les sondes linéaires courbes permettent d'avoir un champ d'exploration plus large qu'avec les sondes linéaires. Elles donnent à l'écran une image en cône comme les sondes sectorielles. Cependant, elles ont une plus grande surface de

contact que ces derniers, sauf pour les sondes dites « micro convexes » dont la surface de contact est réduite [17], [18].

I-2.3.2.3. Sonde annulaires

Les éléments piézo-électriques des sondes annulaires sont assemblés en cercles concentriques pour former un réseau annulaire. Chaque élément est connecté à un module d'émission / réception. Ainsi, la fréquence d'émission des cristaux est différente d'un cercle à l'autre, ce qui permet d'obtenir une image d'une très bonne définition sur toute profondeur d'exploration.

Avec ce type de sonde, l'image affichée à l'écran est un cône [12], [17].

I-2.3.2.5. Les sondes microconvexes

Ces sont des sondes dont le principe de construction est le même que celui des sondes linéaires, mais dont la petite taille (longueur) et la forme incurvée (convexe) les font ressembler à des sondes sectorielles. Elles forment une image en « part de tarte » avec un besoin de fenêtre acoustique petite et cependant les avantages électroniques de la sonde linéaire. Leurs indications sont les mêmes que celles des sondes sectorielles [19].

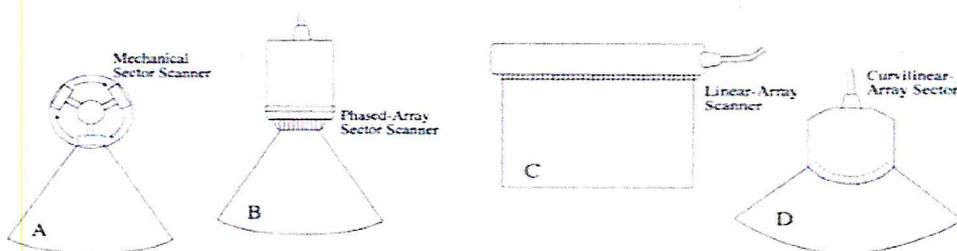


Figure 2 : les différents types de sonde [20].

I-2.4. Choix de la sonde en gynécologie équine

En gynécologie équine l'échographie linéaire utilisant des sondes en forme de barrettes est celle utilisée. Les sondes de 5 Mhz avec une résolution axiale de 0.8 mm et une profondeur d'exploration >15 cm convient pour l'examen gynécologique de la jument ainsi que pour un diagnostic précoce de gestation. Elles permettent de voir des structures liquidiennes entre 5 et 2 mm. Une sonde de fréquence inférieure (3.5Mhz), a du mal à définir ces même structures et ne « voit » pas en dessous de 2 mm mais, elle est utile pour l'examen de gestation à un stade plus avancé. La sonde de 7.5 Mhz définit relativement bien des structures de 2 mm [21].

I-3. Sémiologie et Interprétation de l'image échographique

L'interprétation de l'image, constitue la clé de l'examen en gynécologie et nécessite de connaître les bases sémiologiques.

I-3.1. Terminologie

L'interprétation des images ultrasonores repose sur l'observation de structures d'échogénicité différentes. L'échogénicité d'un tissu ou d'une interface est sa faculté à générer un écho [18]. Nous distinguons :

- Des structures anéchogènes, ou vides d'écho, qui apparaissent noires à l'écran.
- Des structures hypoéchogènes qui apparaissent relativement sombre (gris foncé).
- Des structures hyperéchogènes qui sont à l'origine d'une réflexion importante des ultrasons et qui forment une image claire sur l'écran.

La notion d'hypo ou hyperéchogène est relative par rapport aux structures avoisinantes. Lorsque deux structures ont la même échogénicité, elles sont isoéchogènes [15].

I-3.2. Les images de contour

I-3.2.1. Image d'interface

Une interface représente la limite entre deux milieux d'impédances acoustiques différentes. L'image d'interface se traduit sur l'écran par une ligne blanche (échogène) délimitant le contour de l'organe, qui est d'autant plus visible que le faisceau ultrasonore incident est perpendiculaire à l'interface [22].

Lorsque le faisceau incident aborde l'interface de manière non perpendiculaire, l'interface se matérialise sur l'écran, non pas par ligne échogène mais par l'affrontement des échos structures internes de chacun des milieux concernés [1].

I-3.2.2. Image de paroi

Contrairement à une interface, une paroi possède une «réalité biologique» [33]. Elle est limitée par deux interfaces et est représentée par une ligne échogène continue, quelle que soit l'incidence des ultrasons [23].

I-3.2.3. Les images tissulaires

Les images tissulaires proviennent des échos de structures qui sont composés d'échos de faible amplitude correspondant à une réflexion non spéculaire des ultrasons dans les milieux relativement homogènes [18].

I-3.2.3.1. Les images des liquides

I-3.2.3.1.1. Les liquides homogènes

Les ultrasons traversant des liquides purs et homogènes ne rencontrent pas d'interface. Ils sont donc anéchogènes (noirs) sur l'écran. L'atténuation du faisceau ultrasonore étant minimale, les liquides homogènes constituent donc de bonnes fenêtres acoustiques qui permettent d'examiner les structures en profondeur. L'urine, le liquide amniotique, le sang, la bile et le liquide folliculaire sont des liquides homogènes [11], [18].

I-3.2.3.1.2. Les liquides non homogènes

Dans le cas de liquides non homogènes, présentant une cellularité élevée et/ou contenant des particules en suspension (pus, débris nécrotiques), les ultrasons vont rencontrer de multiples petites interfaces.

Lorsque le gain est élevé, les liquides non homogènes apparaissent sur l'écran sous forme de plages anéchogènes (noires) piquetées de points échogènes (blancs) correspondant aux échos des particules en suspension [1], [12].

Ce type d'image est mis en évidence lors de métrite et de cystite [15].

I-3.2.3.2. Les images des tissus mous

Il s'agit des muscles et de parenchymes organiques. Ces tissus mous apparaissent sur l'écran comme une image de texture granuleuse (alternance de taches blanches, grises et noires) plus ou moins fine et plus ou moins contrastée. Cette texture, appelée «speckle» est due à la réflexion multidirectionnelle des ultrasons au sein du tissu [1], [12].

I-3.2.3.3. Les images de tissus gras

Les tissus gras présentent deux types d'échostructures différents. Ils peuvent être :

- Transparents (tissu adipeux sous-cutané, graisse périrénale)
- Echogènes (mésentère, sinus rénal).

Ces variations sont dues à la teneur de la graisse en fibre de collagène, ceci explique par ailleurs les variations individuelles d'échogénicité [1].

I-3.2.3.4. Les images de tissus osseux et de calculs

L'os est un tissu à forte cohésion moléculaire avec une impédance acoustique élevée. Le tissu osseux apparaît ainsi sur l'écran sous forme d'une plage hyperéchogène délimitant la surface de l'os, associée à une zone sous-jacente anéchogène.

Les calculs sont des tissus calcifiés qui présentent les mêmes caractéristiques que l'os (cohésion moléculaire forte, impédance acoustique élevée).

Ils apparaissent sur l'écran sous la forme d'un arc hyperéchogène, plus ou moins visible selon l'incidence du faisceau ultrasonore, associée à une zone sous-jacente vide d'écho (Cône d'ombre) [12].

I.3.2.3.5. Les images de gaz

Le milieu gazeux a une impédance acoustique réduite par rapport à celle des tissus de l'organisme. A l'interface tissu-gaz, les ultrasons sont totalement réfléchis car la différence d'impédance est élevée.



Fig. 3 : section transversale à travers une corne utérine (flèches) d'une jument non gestante. L'utérus est positionné au dessus de 3 arcades des anses du colon dorsal gauche. La différence d'impédance entre la paroi intestinale et les fèces provoque une réflexion totale des ultrasons le long des arcades échogènes du colon [20].

Comme pour les tissus calcifiés, nous observons sur l'écran une image d'interface hyperéchogène suivie d'une zone anéchogène (cône d'ombre).

I-3.3. Artéfacts

Les artéfacts sont des altérations de l'image produites artificiellement lors d'un examen. Ils ne correspondent à aucune anomalie ou lésion. Afin d'éviter toute erreur d'interprétation, il est essentiel de connaître.

I-3.3.1. La réverbération

La réverbération est un artéfact très fréquent qui se manifeste à l'écran par une succession de lignes hyperéchogènes parallèles, régulièrement espacées les unes des autres et d'échogénicité décroissante.

Elle résulte d'un va et vient des ultrasons soit entre deux interfaces tissulaires très échogènes (tube digestif, sac péricardique) soit entre le transducteur et une interface très réfléchissante ou très proche de la sonde. Cependant, une partie du faisceau retourne à la sonde à chaque aller-retour. Les échos arrivent ainsi 2, 3..., x fois plus tardivement au transducteur. L'appareil calculant la distance de l'écho en

fonction du « temps de vol », les échos sont placés 2, 3... x fois plus profondément sur l'écran. Seul le premier écho est réel, les autres sont des copies d'intensité plus faible [3].

En échographie génitale des grands animaux, cet artéfact est observé en présence de pneumo rectum, lorsque la sonde n'est pas bien collée à la muqueuse rectale mais aussi quand le faisceau ultrasonore rencontre des anses intestinales remplies de gaz.

I-3.3.2. La « queue de comète »

L'artéfact dit « queue de comète » est un artéfact de réverbération particulier qui est constitué de petites lignes équidistantes d'échogénicité décroissante, mais très rapprochées, situées en région sous-jacente d'une structure très échogène. La « queue de comète » se rencontre principalement quand le faisceau ultrasonore rentre en contact avec des bulles de gaz (dans le tube digestif), ou des petites surfaces minéralisées ou métalliques [24], [9] (cf. figure5).

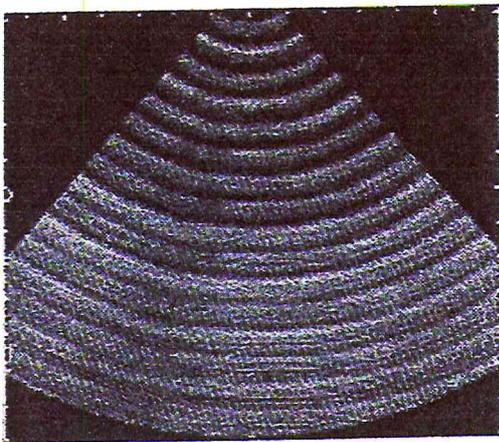


Figure 4: écho de réverbération [15]

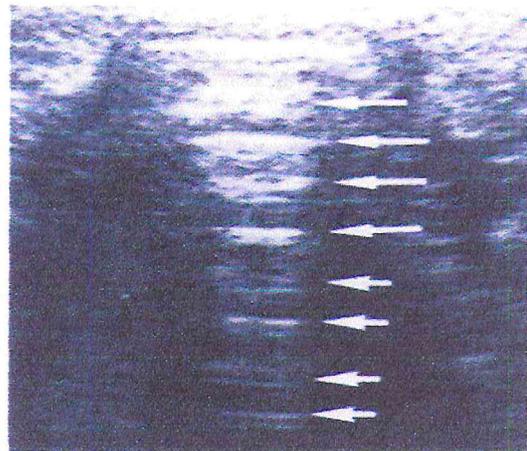


figure 5 : queue de comète [24].

I-3.3.3. Le cône d'ombre

Le cône d'ombre, encore appelé ombre acoustique, représente une zone hypo ou anéchogène résultant de l'absence d'échos suite à la réflexion totale des ultrasons au niveau d'une interface entre deux milieux d'impédance acoustique très différente (tissu mou-air ou tissu mou-tissu minéralisé). Il est donc situé juste en dessous de structures atténuant beaucoup les ultrasons (os, calculs, air) (cf. figure 6).

Cet artéfact présente un intérêt, il permet de repérer plus facilement des calculs (vésicaux, rénaux, biliaires) ou des minéralisations dystrophiques [24], [25].

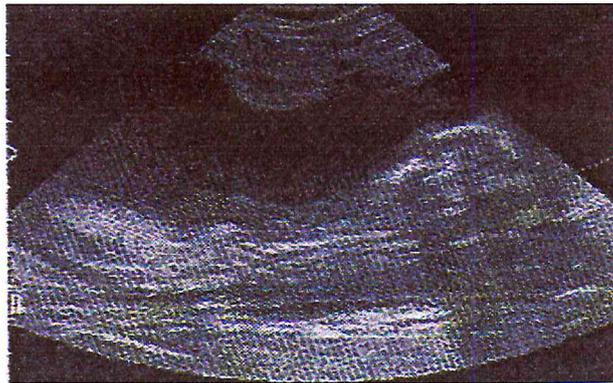


Figure 6: cône d'ombre [15]

Cône d'ombre résultant de l'absence d'écho suite à la réflexion totale des ultrasons au niveau des éléments osseux de la tête du fœtus.

I-3.3.4. Ombre acoustique de bord

L'ombre acoustique de bord est une zone anéchogène, vide d'écho. Cet artéfact est observé sur le bord des structures arrondies. Les ultrasons qui rencontrent la paroi de la structure arrondie de manière tangentielle sont déviés et ne retournent pas au transducteur. La zone en dessous du point de déviation (bord de structure arrondie) ne reçoit plus d'ultrasons et ne génère pas d'écho. Il en résulte une « ombre de bord », souvent bien visible au niveau du rein, de la vésicule biliaire et du bord crânial de la vessie [24], [25], [6].

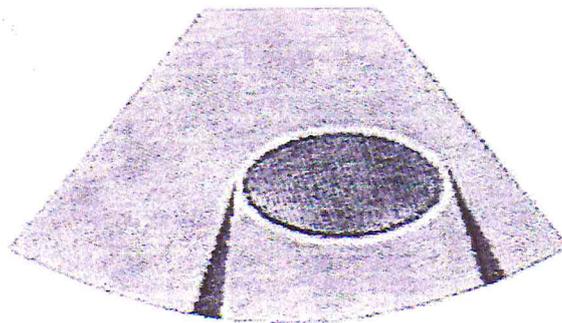


Figure 7 : ombre acoustique de bord [18]

I-3.3.5. Le renforcement postérieur

Le renforcement postérieur est observé en aval d'une structure anéchogène (vessie, vésicule biliaire, vésicule embryonnaire...) qui n'atténue pas les échos. Une quantité plus importante d'ultrasons arrive donc dans les tissus situés au-delà de cette structure par rapport aux tissus adjacents situés à la même profondeur (cf. figure 8). A l'écran, il se traduit par une zone plus échogène par rapport à la zone adjacente [24], [6].

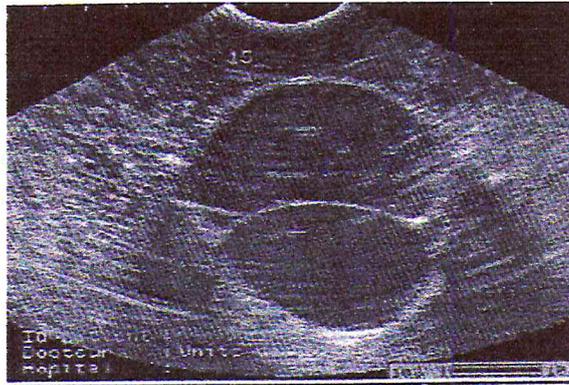


Fig. 8: Renforcement postérieur situé en aval de 2 kystes ovariens (Échographie en bain d'eau) [15]

Cet artéfact peut être utilisé pour confirmer la nature kystique d'une lésion anéchogène [18]. Il facilite également la mise en évidence du fœtus dans les liquides foetaux [5].

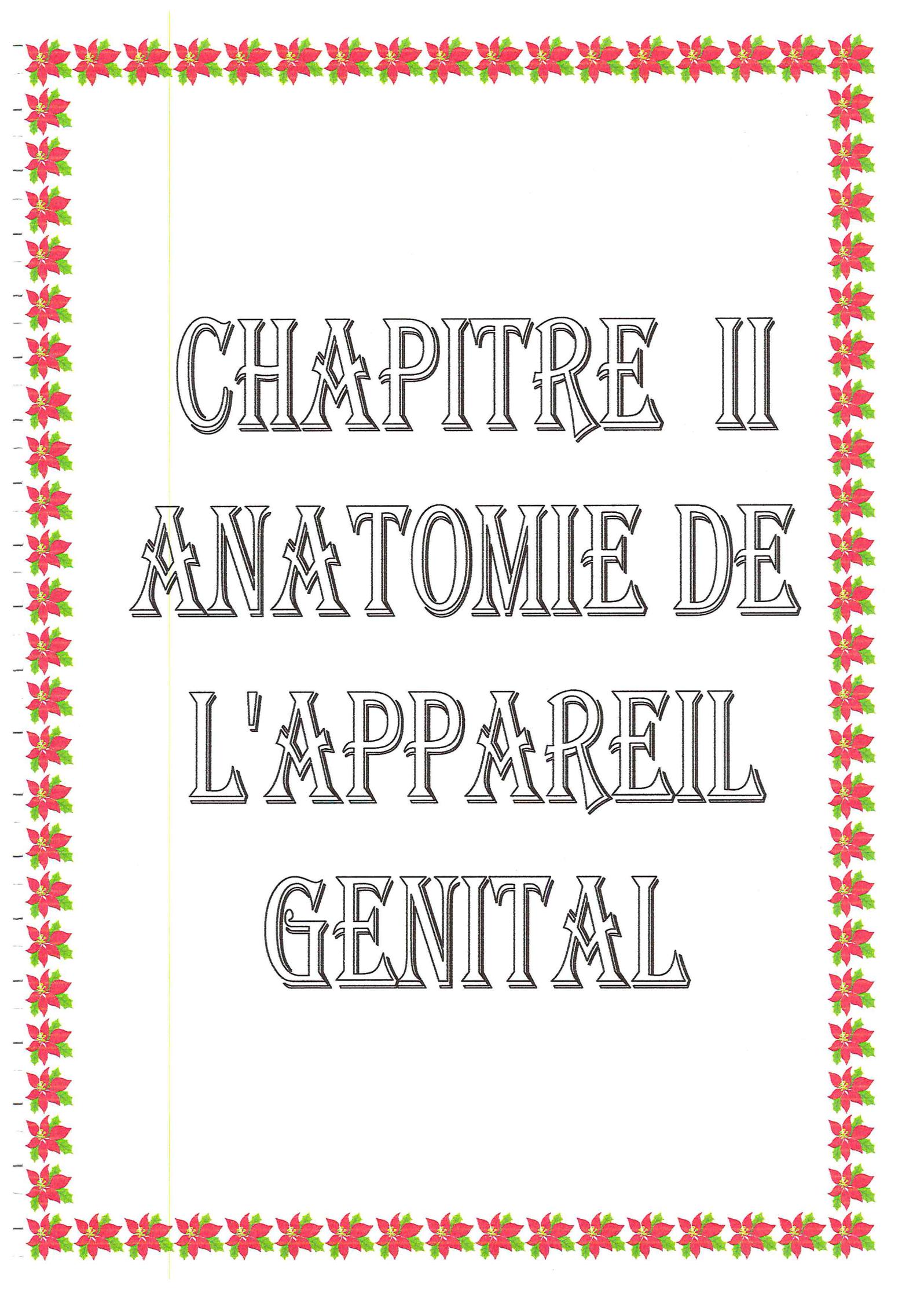
I-3.3.6. L'image en miroir

L'image en miroir correspond à l'apparition sur l'écran de deux images identiques, symétriques par rapport à une ligne très échogène.

Les ultrasons perpendiculaires à l'interface sont réfléchis et retournent directement à la sonde ; ils laissent apparaître une image réelle du parenchyme traversé et de l'interface rencontrée. Les ultrasons rencontrant l'interface de manière non perpendiculaire sont réfléchis en direction du parenchyme. Ils sont réfléchis dans ce parenchyme et repartent vers le transducteur en se réfléchissant à nouveau sur l'interface très réfléchissante en sens inverse. Cet artéfact est très souvent présent lors d'échographie d'organe (ex : utérus) en bain d'eau. C'est la bassine contenant l'organe qui correspond au miroir (cf. figure 9) [18].



Fig. 9: Image en miroir (échographie en bain d'eau utérus gravide : on obtient l'image réelle du fœtus et une artéfactuelle du fœtus dite « image en miroir » ; cette image est symétrique de l'image réelle par rapport à l'axe représentant le miroir (bassine) [15].



CHAPITRE II
ANATOMIE DE
L'APPAREIL
GENITAL

CHAPITRE II

II- ANATOMIE DE L'APPAREIL GENITAL DE LA JUMENT

L'appareil génital de la jument se présente sous la forme d'un T ayant un même diamètre dans ses différentes portions.

II.1. Particularités anatomiques du tractus génital de la jument

- ✓ Les ligaments larges s'étendent de la 3^{ème}- 4^{ème} vertèbre lombaire jusqu'à la 4^{ème} vertèbre sacrée et s'attachent sur la partie dorsale des cornes utérines, ils composent le mésosalpinx soutenant la corne utérine et la portion antérieure du vagin, ils renferment les artères, veines et nerfs utérins [26].
- ✓ Les ovaires sont situés entre la 3^{ème} et la 5^{ème} vertèbre lombaire, 5 à 10 cm en avant du tiers supérieur de la branche montante du bassin [26].
- ✓ La zone corticale est centrale et n'entre en contact avec la périphérie de l'ovaire qu'au niveau de la fosse ovulatoire, la zone médullaire est périphérique [26].
- ✓ La surface interne de la cavité utérine présente 5 à 10 rangées de replis endométriaux. Ce nombre est constant quelque soit l'âge. Ces replis sont constitués de tissu conjonctif recouvert de la muqueuse et pas de cellules sécrétrices [26].
- ✓ Le col utérin ne présente pas d'anneaux fibreux, les replis endométriaux s'y prolongent dans le vagin, ils sécrètent lors d'œstrus un mucus fluide, et un mucus épais lors de gestation [26].

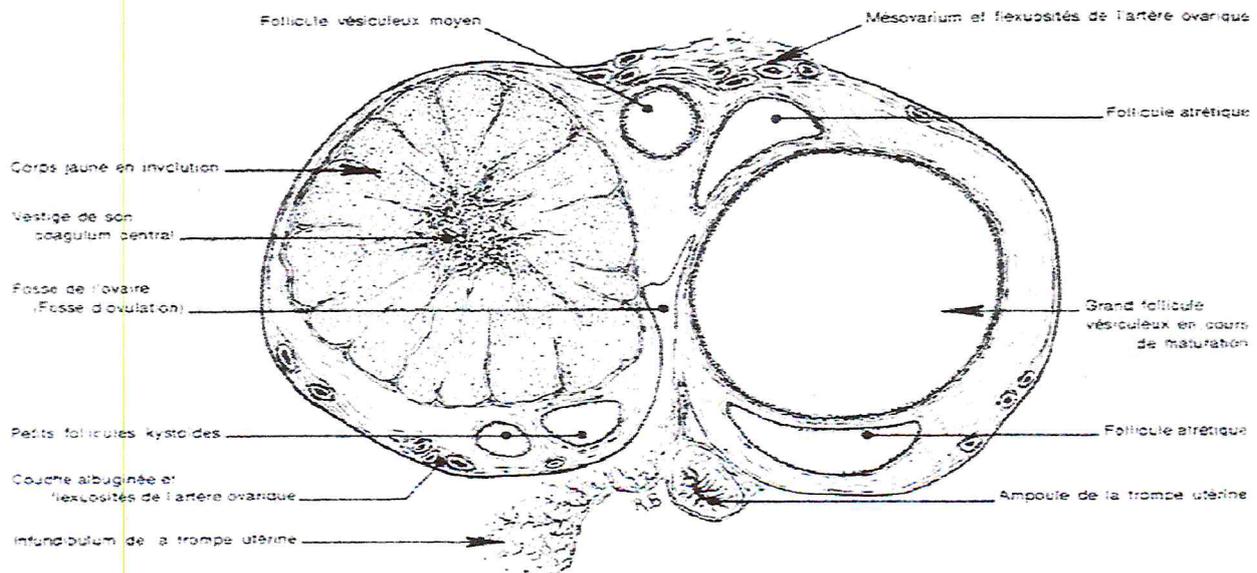


Figure 10: L'ovaire d'une jument de 10ans (période de pro-œstrus) [27].

- ✓ Le corps de l'utérus est relativement développé alors que les cornes sont plutôt courtes [28].
- ✓ Les cornes utérines représentées par 2 «tuyaux» de 15à 25 cm de long, de section circulaire constante, sont lisses et recourbées vers le haut [29].

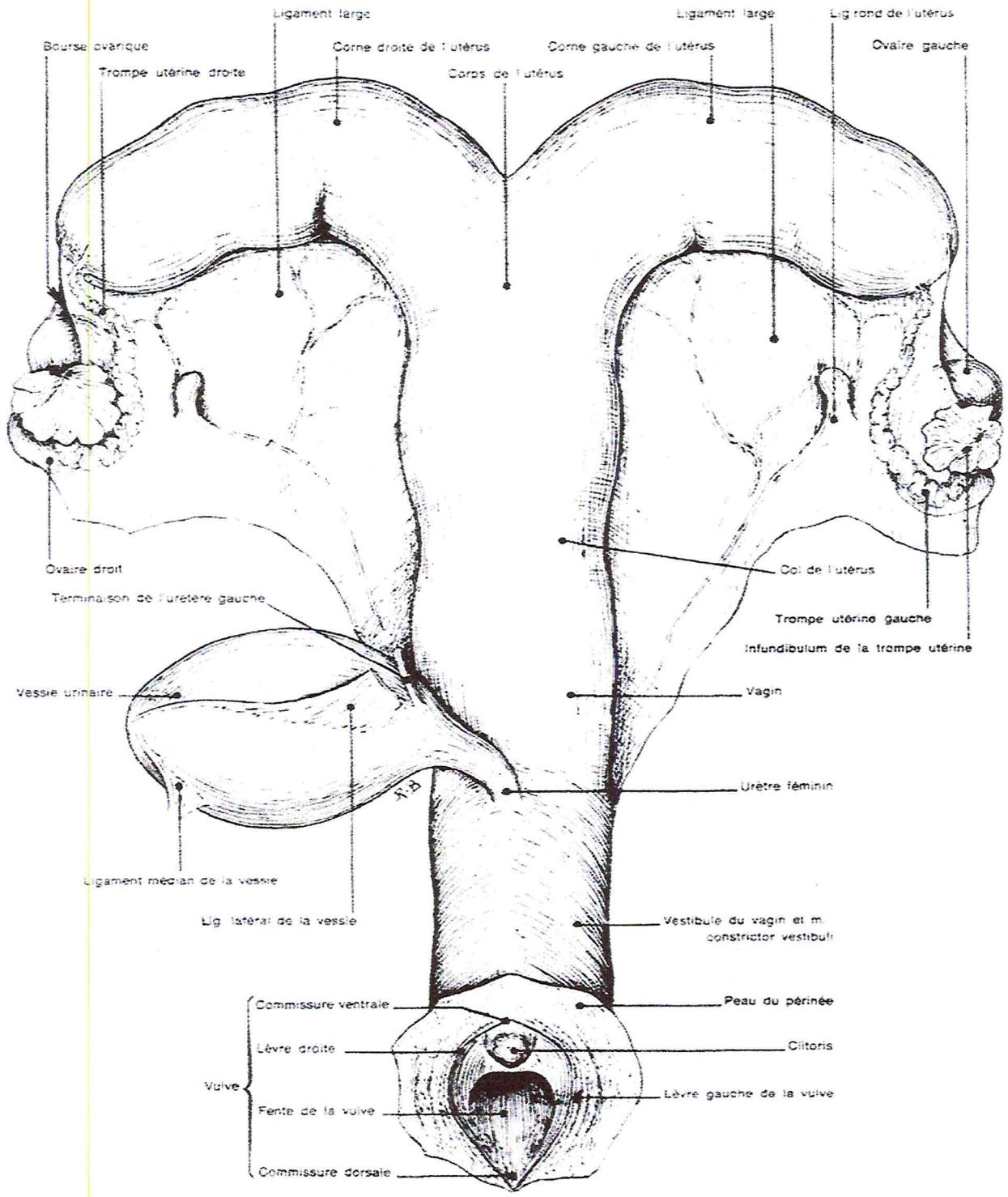
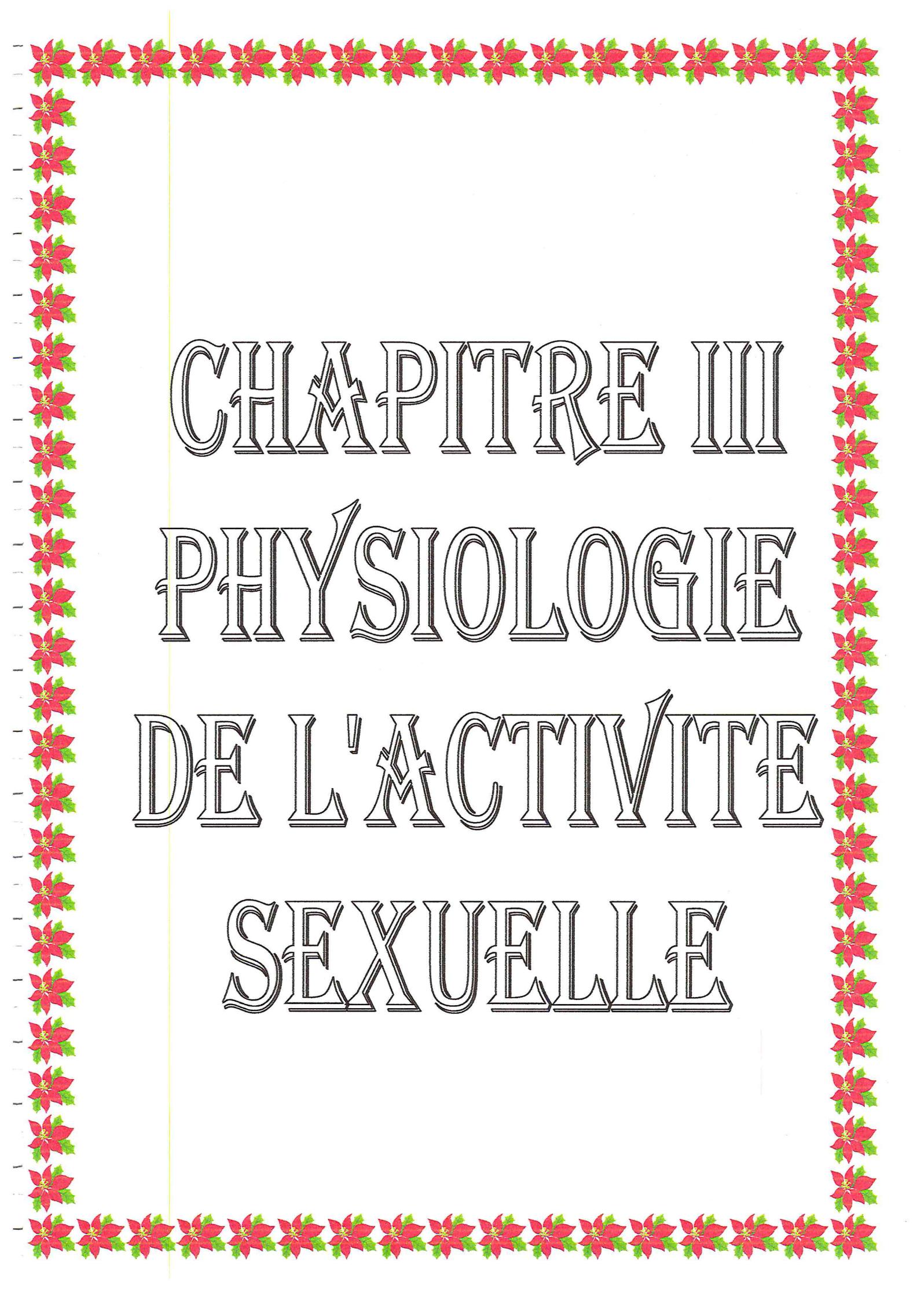


Figure 11: L'appareil génital de la jument vue ventrale, après isolement et étalement [27]



CHAPITRE III
PHYSIOLOGIE
DE L'ACTIVITE
SEXUELLE

CHAPITRE III

III- PHYSIOLOGIE DE L'ACTIVITE SEXUELLE DE LA JUMENT

III-1. Cycle sexuel

III-1.1. La puberté

La maturité sexuelle de la jument intervient entre 1 et 2 ans (moyenne de 15 à 18 mois) et se traduit par l'apparition des premières chaleurs, les juments de sang devant attendre 3 ans. À partir de 15 ans, la fécondation de la jument diminue et il est plutôt déconseillé de la faire reproduire au delà de cet âge [30].

Tableau 5 : Physiologie sexuelle de la jument [4]

Puberté	Entre 1 et 2 ans (moyenne : 15-18 mois)
Mise à la reproduction	2 ans pour ponettes et jument de trait. 3 ans pour jument de sang, maxi 15 ans.
Période naturelle des chaleurs	Mars à Octobre (anœstrus saisonnier en hiver).
Moment de saillie	Optimal = 12 H avant l'ovulation.
Durée de gestation	11 mois

III-1.2. Les différentes phases du cycle

III-1.2.1. L'œstrus :

L'œstrus correspond à la présence d'un follicule contenant le futur ovule. Pendant cette phase, la sécrétion d'œstrogènes en forte quantité provoque des manifestations de chaleurs et la jument recherche le contact avec les autres chevaux, surtout les étalons [31]. Durant cette phase, on observe des contractions de la vulve avec éversion du clitoris, l'écoulement de mucus liquide et l'émission de petits jets d'urine [32]. Elle accepte l'accouplement à ces moments [32].

Examen soit par palpation rectale permet de déceler les follicules de diamètres supérieurs à 15-20 mm et d'apprécier leur consistance, soit par visualisation échographique [33].

Les chaleurs durent en moyenne une semaine (5 à 9J) [18], mais il existe des variations de 3 à 12 J [18] en fonction de :

- ✚ La race : l'œstrus est plus court chez les purs sangs que chez les chevaux de trait.
- ✚ L'âge : l'œstrus est plus court chez les jeunes juments.
- ✚ L'époque de l'année : les chaleurs sont plus courtes au plus fort de la période de reproduction, entre mi-avril et mi-juin [34].

III-1.2.2. L'ovulation :

A lieu 24 à 48 avant la fin des chaleurs [30]. La jument doit être saillie dès qu'elle accepte le mâle jusqu'au refus si la durée de ses chaleurs est inconnue [35].

III-1.2.3. Le dioestrus ou interœstrus :

Le follicule qui a libéré l'ovule se transforme sur l'ovaire en corps jaune, pour sécréter la progestérone. S'il n'y a pas fécondation, le corps jaune régresse après environ 5 jours et un nouveau follicule se prépare. Le dioestrus dure environ 14 jours [35].

La palpation rectale permet de distinguer un utérus en phase folliculaire, mou et turgescant, un utérus gravide ou en phase lutéale, tubuleux et tonique [36].

L'image échographique de la cavité utérine est sombre et infiltrée pendant l'œstrus et plus échogène pendant le dioestrus ou le début de gestation [37].

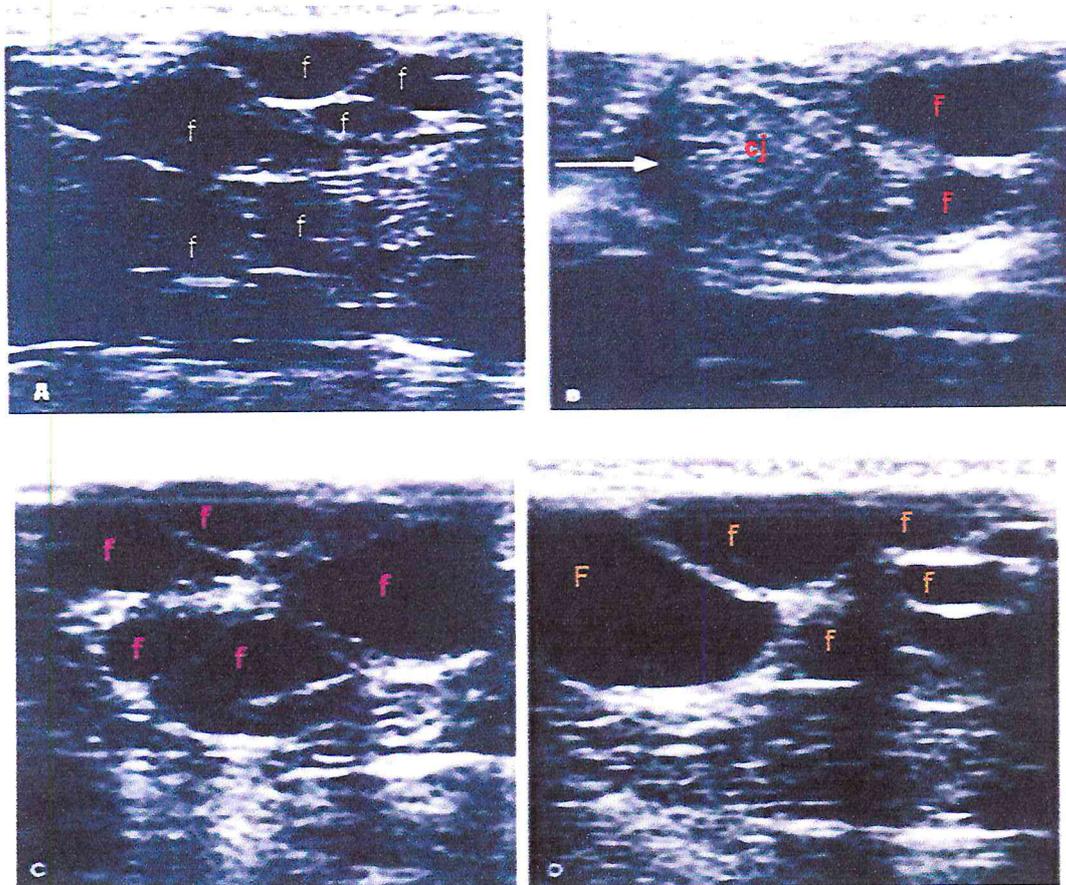


Fig.12 : Echographie d'ovaires durant les différentes phases du cycle œstral. (A) petits follicules durant l'œstrus ; un gros follicule était présent sur l'ovaire opposé. (B) follicules et corps jaune (flèche) à la moitié du dioestrus. (C) follicules de taille moyenne à la fin du dioestrus. (D) follicules de taille moyenne avec un follicule plus gros (dominant) en début d'œstrus [38].

Tableau 6 : Durée des différentes parties du cycle (jours) [39]

Phases	Durée moyenne (jours)	Intervalle de variation (jours)
Œstrus	7.5	2 à 15
Dicœstrus	14.5	12 à 17
Début œstrus jusqu'à l'ovulation	6	1 à 14
Ovulation jusqu'à la fin de l'œstrus	1.5	1 à 3

III-1.2.4. Les chaleurs du poulinage ou foal-heat:

Après la mise bas, il est possible que la jument puisse être fécondée dès les chaleurs du poulinage qui réapparaissent dans une dizaine des jours après. Ces chaleurs sont plus courtes et en général moins intenses que les chaleurs habituelles [40]

Tableau 7 : Cycle sexuel de la jument [40]

Phase du cycle	Chaleur = œstrus	Dicœstrus
Durée	Une semaine (5 à 9 jours)	2 semaines.
Ovaire	Maturation folliculaire +ovulation 24 à 48H avant la fin des chaleurs	Corps jaune puis régression et développement d'un nouveau follicule
Signes	-Vulve gonflée. -Ecoulement de mucus. - Urine fréquemment. -Clignotement du clitoris. -Recherche de male. -Accepte le coït.	RAS
Examen possible	Suivie de l'ovulation par : *palpation de follicule. *échographie.	Diagnostic de gestation par échographie au 17 jours.

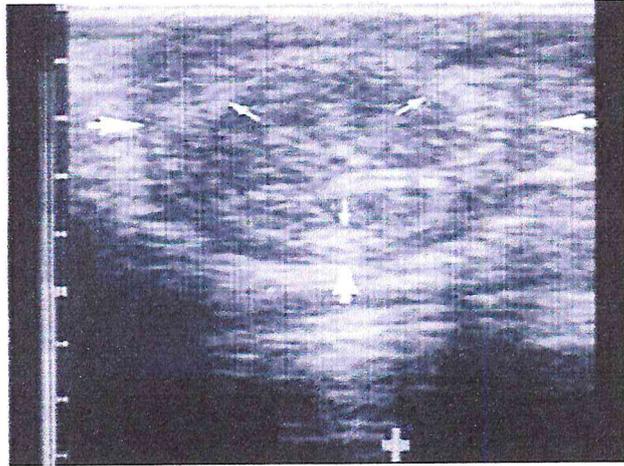


Fig. 13: Section sagittale à travers la corne utérine d'une jument en dioestrus. La paroi péritonéale hyperéchogène (grosse flèche) et la limite entre le myomètre et l'endomètre (petites flèches) peuvent être observées [20].

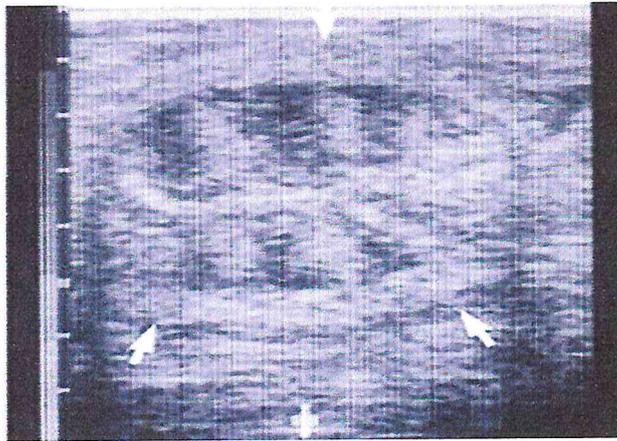


Fig.14 : Modèle typique de corne utérine en roue durant l'œstrus, les flèches indiquent la paroi péritonéale de l'utérus [20].

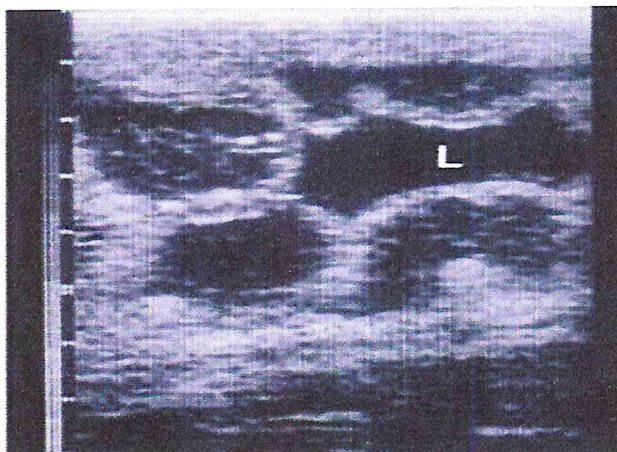


Fig.15 : Œdème étendu aux replis de l'endomètre durant l'œstrus. Les replis endométriaux avec leur base échogène, la zone centrale de l'œdème est hypoéchogène avec des bases à surfaces hyperéchogènes dans la lumière utérine (L) emplies de sécrétions [20]

III-2. Les caractéristiques de l'activité ovarienne chez la jument

60% des juments sont en inactivité ovarienne de Janvier à mai, période dite de repos sexuel hivernal ou anœstrus hivernal. La plupart des juments sont en activité d'Avril à Octobre [41].

Entre les deux on observe une période de transition (Mars- Avril) [42]

III-2.1. L'activité ovarienne cyclique

III-2.1.1. la saisonnalité

L'activité des ovaires est stimulée par l'allongement des jours pendant toute la saison officielle de monte, qui s'étend du 15 Février au 15 Juillet en Europe, les cycles sexuels se succèdent en moyenne tous les 21 jours [30].

En Algérie, la saison administrative de reproduction débute le 15 Février et se termine le 15 Juin « arrêté ministériel J.O. 31/01/95 »

III-2.1.2. Les particularités du cycle œstrien chez la jument

Une grande variabilité de la durée des chaleurs (3 à 15j) [13] est observée chez les juments. Seules les chaleurs suivant immédiatement le poulinage encore appelées les chaleurs de lait ou foal-heat sont très souvent courtes (2 à 7j) [43]. Il existe des juments ayant régulièrement des chaleurs courtes et d'autres régulièrement des chaleurs longues [43].

III-2.1.3. Les particularités du fonctionnement ovarien de la jument

Au niveau de l'ovaire la croissance folliculaire se fait par vagues. Une vague est caractérisée par la croissance simultanée, sur un des deux ovaires, d'un groupe de follicules (7 à 11) [41]. Au bout de 6 à 7j [41] un follicule dominant (+20mm) émerge et continue sa croissance (follicule préovulatoire) aux dépens des autres (follicules atrétiques) qui dégénèrent (cf. figure 16). Chez certaines juments, une vague folliculaire secondaire peut s'intercaler entre deux vagues principales, elle peut aboutir à une ovulation au cours du diœstrus, qui passe inaperçue puisqu'il y a sécrétion de progestérone par le corps jaune persistant) [44]. Plus la taille du follicule préovulatoire au moment de la lutéolyse est faible, et plus les chaleurs sont longues [44]. Il n'existe pas de pic de sécrétion de LH au moment de l'ovulation. On constate une sécrétion prolongée qui démarre quelques jours avant les chaleurs ; passe par un maximum au moment de l'ovulation, pour décroître rapidement et atteindre un niveau minimum pendant la phase lutéale [44] (cf. figure 17).

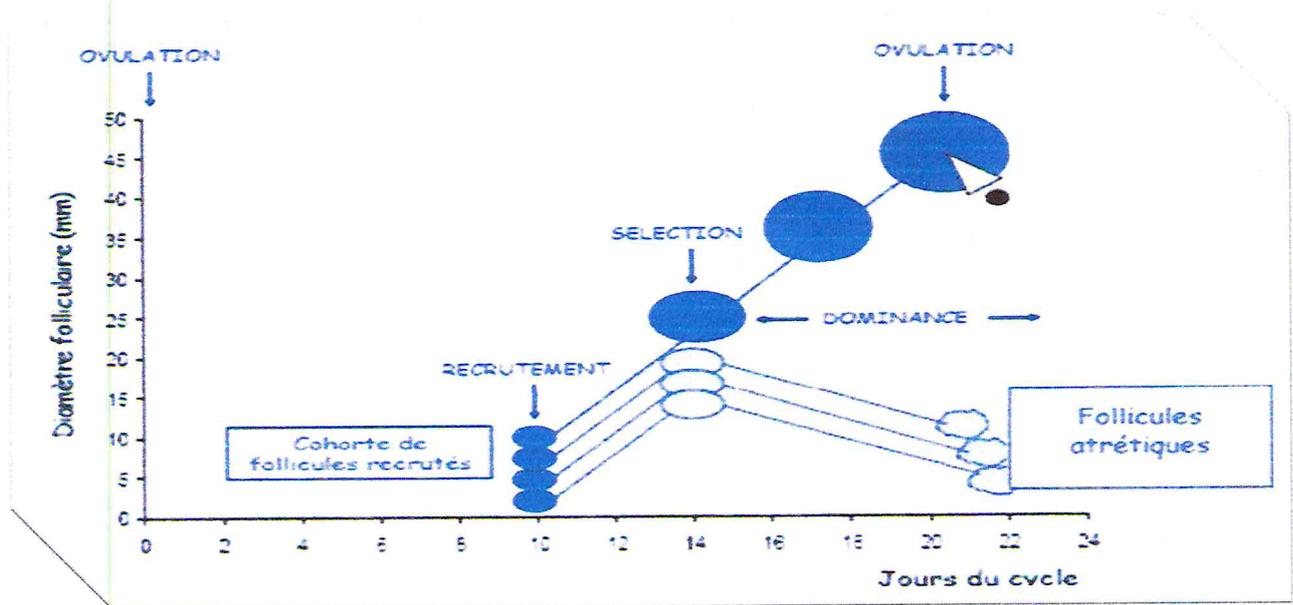


Figure 16 : Principaux événements survenant au cours de la vague folliculaire [47].

Le rétrocontrôle négatif de la progestérone agit sur la sécrétion de LH. La sécrétion de FSH présente un pic au moment de la première phase de croissance folliculaire [44]. L'inhibine exerce un rétrocontrôle négatif sur la sécrétion hypophysaire de FSH. Ainsi quand le follicule dominant atteint 20mm, la FSH endogène est fortement déprimée et seul le follicule dominant peut atteindre la taille préovulatoire et ovuler lors de la montée de LH. De ce fait la jument est une espèce mono-ovulente [44].

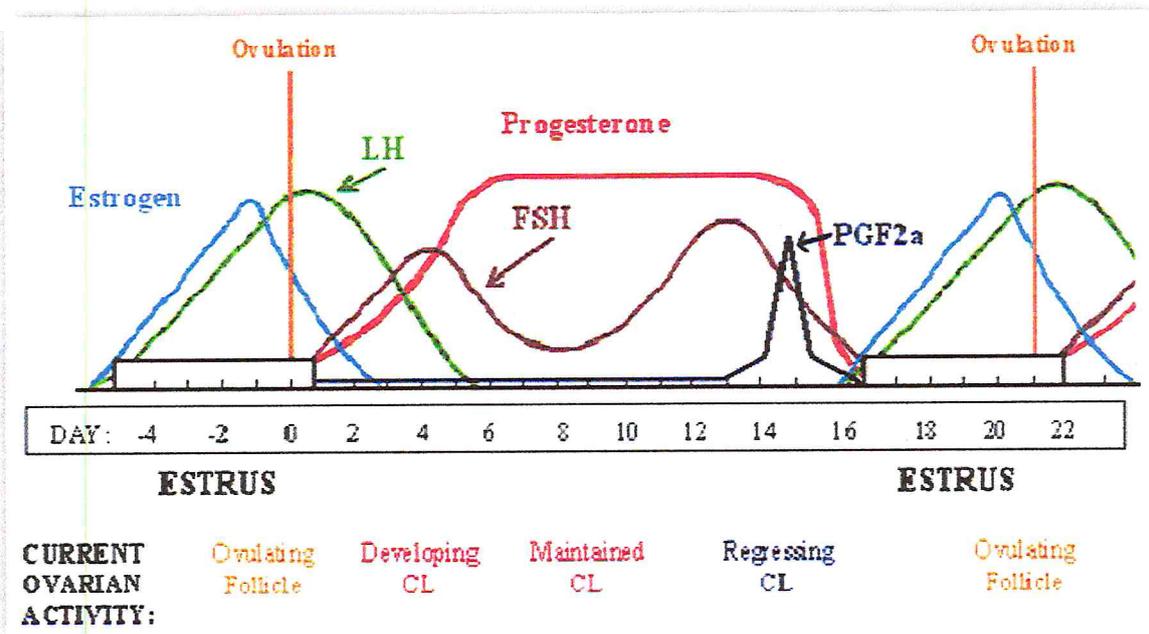


Figure 17 : Hormones stéroïdiens et période de chaleur chez la jument [46].

Tableau 8 : Nature des principales hormones de la reproduction [39]

Hormones	Action principale sur la reproduction de la femelle	Origine biologique
Gonadotrophines ➤ FSH ➤ LH ➤ PMSG ➤ HcG	-Stimule la croissance des follicules. -Provoque l'ovulation. -Stimule le corps jaune. -Effet sur les autres espèces. Effet peu marqué chez la jument. -Effet LH.	Hypophyse Hypophyse Sérum de la jument gravide Urine de la femme enceinte
Hormones ovariennes ➤ œstrogènes ➤ progestérone	-Provoque le comportement d'œstrus. -Prépare le tractus pour la remontée des spermatozoïdes. -Inhibe le comportement d'œstrus. -Prépare le tractus pour la suivie de l'embryon.	Follicule Placenta Corps jaune Placenta
Facteurs de décharges ➤ GnRH	-Provoque la décharge de FSH et LH.	Hypothalamus
Prostaglandines ➤ PGF2	-détruit le corps jaune (lutéolyse).	utérus

III-2.1.4. Evolution de la forme des follicules

Lors de suivi échographique, les follicules ovariens sont généralement sphériques et donnent une succession d'images de forme circulaire. Toutefois, à mesure que le moment de l'ovulation approche, ils tendent à se déformer pour devenir ovoïdes ou piriformes. En début de croissance, la paroi des follicules apparait fine à l'échographie, pas réellement distincte du cortex ovarien [47].

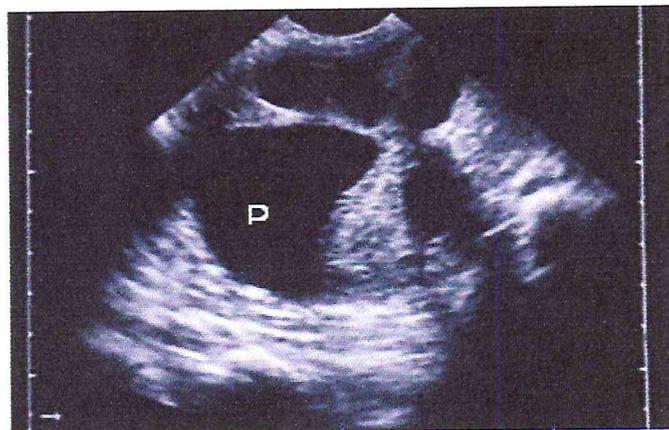


Fig.18 : Ovaire d'une jument en œstrus avec des follicules de formes variées. Quatre petits follicules ronds et un polygonal (P) plus large peuvent être distingués [20].

A l'inverse, la plupart des follicules préovulatoires ont une paroi épaissie, ce qui se traduit à l'échographie par un contour folliculaire un peu flou : le follicule est alors bordé. Ceci n'est toutefois pas systématique et le délai entre la visualisation de l'épaississement et l'ovulation est très variable [47].

Le diamètre du follicule dominant augmente régulièrement pendant l'œstrus jusqu'à l'ovulation. Il est admis que la taille du follicule lors de la dernière échographie précédant celle où l'on constate l'ovulation est en moyenne de 44 mm. La taille folliculaire préovulatoire est très variable. L'ovulation peut en effet survenir dès que le diamètre du follicule atteint 35mm [47]

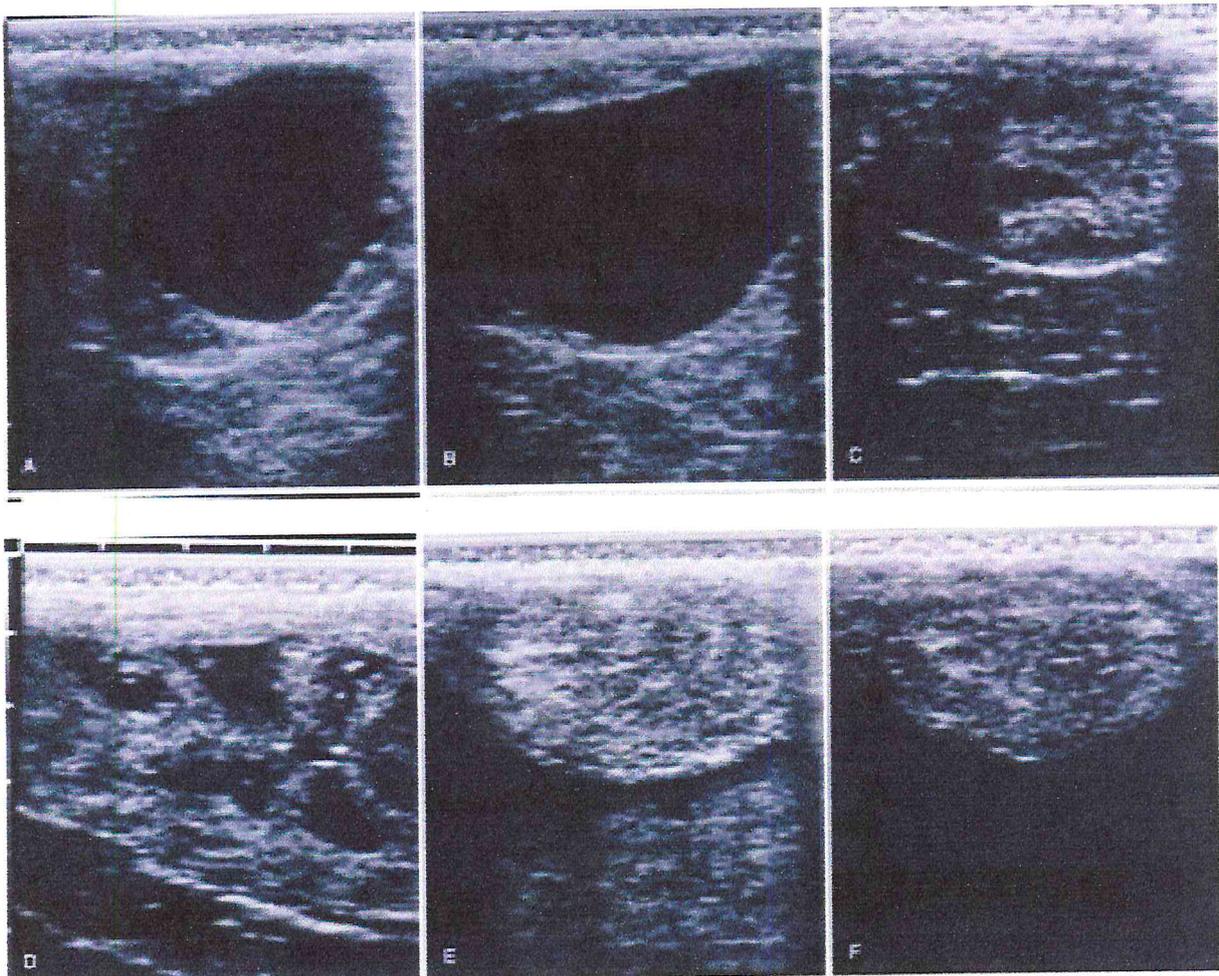


Fig. 19 : Séquences folliculaires durant l'œstrus chez la même jument. Images écho de l'ovaire (A,B,C) et utérus (D,E,F) à J -3, -1 et J0 (jour d'ovulation). A J-3 le follicule dominant est rond et l'utérus a une échostructure proéminente. A J-1 le follicule préovulatoire est devenue légèrement oblong et une bordure échogène est présente ; l'échostructure utérine est moins prononcée, et l'utérus est gris homogène [38].

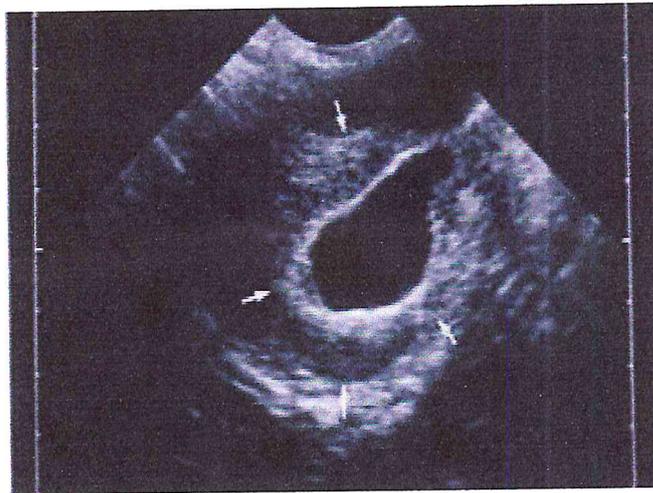


Fig.20 : Follicule collabé le jour de l'ovulation montrant une paroi échogène (flèches) dans la zone de la paroi originale du follicule. Le centre contient du fluide anéchogène [20].

III-2.2. L'inactivité ovarienne saisonnière

Pour la plupart des auteurs, elle s'installe à l'automne (Octobre-Décembre) et dure jusqu'au printemps (Mars-Avril), elle est due à un blocage de la sécrétion de GnRH en hiver. Elle est influencée par la photopériode et c'est l'augmentation de la durée du jour au printemps qui lève le blocage hormonal. La fréquence et la durée de l'inactivité ovarienne sont variables suivant l'individu, l'âge, la race, l'état d'engraissement et l'alimentation [43].

III-2.3. Le corps jaune persistant

La persistance d'un corps jaune est un phénomène normal et courant chez la jument et plus fréquent en fin d'été (Juin – Octobre) [48].

Plusieurs hypothèses permettent de l'expliquer :

- une insuffisance de la décharge de prostaglandine par l'utérus.
- une lutéolyse normale du corps jaune du cycle précédant, mais avec la poursuite du développement du corps jaune issu de l'ovulation du follicule d'une vague secondaire.

La présence d'un corps jaune persistant peut être interprétée comme une gestation, la jument ne revient pas en chaleurs, l'utérus est ferme à la palpation et le taux de progestérone est élevé. La croissance folliculaire reste active et des ovulations peuvent parfois avoir lieu (ovulation silencieuse) [49].

Tableau 9 : Durée des périodes non cycliques [39]

	Moyennes (jours)	Intervalle à 95%
Inactivité ovarienne	80	20-150
Corps jaune persistant	70	50-90

III.2.4. Les anomalies du fonctionnement ovarien :

Elles sont en général caractérisées par des durées anormales de l'intervalle entre chaleurs [39]

iii.2.4.1. les ovulations multiples

De nombreux auteurs ont constaté que les ovulations doubles étaient un phénomène fréquent (5% à 30%). Il semble qu'il y ait une incidence saisonnière de ce phénomène ; les ovulations doubles seraient beaucoup plus nombreuses en été qu'aux autres saisons [39].

Certaines ovulations multiples peuvent passer inaperçues à la palpation rectale des ovaires, sous la forme d'une seule sphère liquide. Or, les ovulations multiples peuvent avoir lieu indifféremment sur les deux ovaires ou sur le même [22]. L'étude des niveaux hormonaux a montré une augmentation des niveaux mais aucune différence dans la forme des courbes, en particulier aucune différence de durée du cycle ou de ses parties [39].

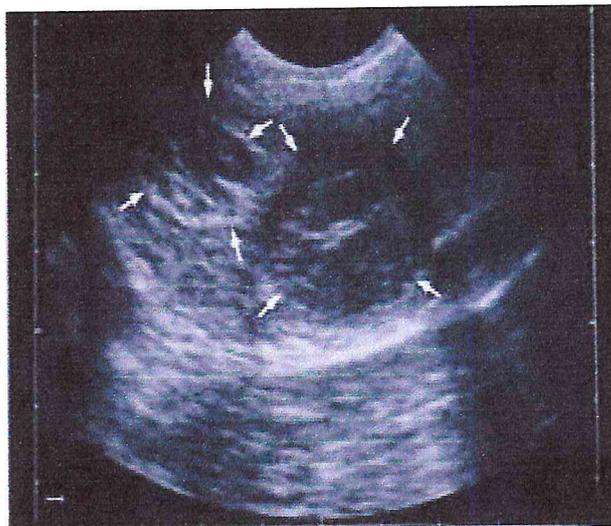


Fig.21: Deux corps jaunes (flèches) d'une jument à J16 de gestation [20].

III-2.4.2. Les chaleurs anovulatoires

Ces chaleurs s'expriment avec croissance folliculaire mais n'aboutissant pas à une ovulation.

Cela arrive très rarement, plutôt en début de saison sexuelle. Comme il ne se forme pas de corps jaune, il n'y a aucune raison pour que le retour en chaleur se situe après un intervalle de 15 jours. Il a lieu en général dans un intervalle plus court. Les choses se régularisent toutes seules au mois de mai [48].

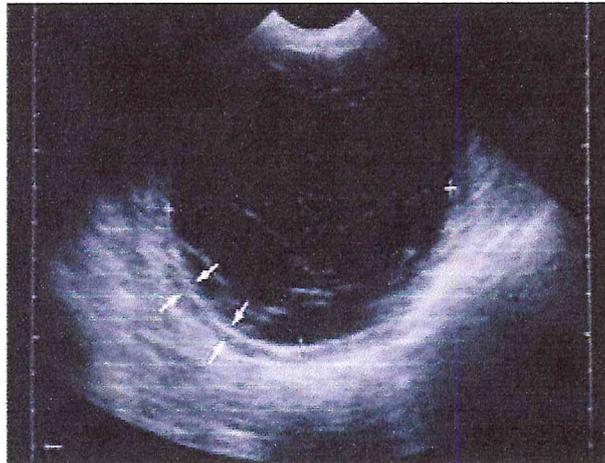


Fig.22 : Follicule anovulatoire lutéinisé (entre les curseurs) avec un réseau d'échos internes et une mince paroi lutéinisée (flèches). La taille du follicule mesure 87x81mm et la concentration de la progestérone plasmatique de la jument est de 5.1 ng/ml [20].

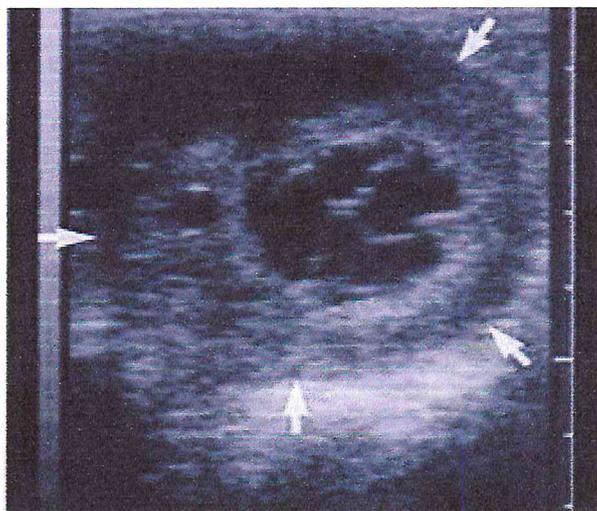


Fig.23 : Le follicule anovulatoire lutéinisé (flèches) de la fig.1.33 (précédente) sept jours plus tard. La zone périphérique lutéinisée entourant le centre hyperéchogène est devenue substantiellement plus large. La concentration de progestérone plasmatique de la jument est de 7,6ng/ml [20].

III-2.4.3. Le split œstrus (chaleur interrompue)

La chaleur peut accidentellement être interrompue un ou quelques jours pour recommencer normalement. Deux causes peuvent être invoquées :

- 1- Soit il s'agit uniquement d'un problème lié au comportement- jument dont les chaleurs sont difficiles à détecter- et le déroulement ovarien est normal.
- 2- Soit une première poussée folliculaire a lieu mais n'aboutit pas à l'ovulation et la chaleur s'interrompt quelques jours jusqu'à ce qu'une nouvelle poussée folliculaire ait lieu. Ce cas n'est donc qu'un cas particulier de chaleur anovulatoire suivie d'un retour en chaleur précoce [50].

III-2.4.4. Les phases lutéales courtes

Il arrive qu'après l'ovulation, le corps jaune qui se forme soit anormal. Après quelques jours d'activité, il cesse de sécréter de la progestérone. On ne connaît pas la cause de ce phénomène ; il est lui aussi caractérisé par un retour en chaleur à un intervalle anormal : généralement entre 8 et 12 jours après la fin de chaleur. Ce phénomène se rencontre probablement plus souvent chez les juments suitées [39].

III-2.4.5. Les cycles silencieux

Parfois, le déroulement ovarien est parfaitement normal mais aucun comportement de chaleur n'est détecté. Dans ce cas, l'intervalle entre chaleur est anormalement long ; 35 à 45 jours, exemple : 15 jours d'intervalle normal + 21 jours d'un cycle non détecté. On parle alors de cycle silencieux, en effet lorsque la jument est laissée en liberté avec l'étalon, de tels retours en chaleurs tardifs sont pratiquement inexistant [51].

III-2.4.6. Les kystes ovariens

Un kyste est un follicule qui, à la suite d'une évolution anormale, se stabilise dans un état où il sécrète des quantités importantes d'hormones (en particulier d'androgènes) qui inhibent l'hypophyse et, en conséquence, suppriment la croissance folliculaire et l'ovulation. Pour diagnostiquer un kyste ovarien, il faut donc constater l'absence de cycles et la présence permanente d'un tel kyste. Il est probable que bon nombre de kystes décelés lors d'une palpation unique ne sont en fait que des follicules subissant une évolution parfaitement normale. Il existe cependant des kystes qui peuvent être de très grande taille (+10cm) [52].

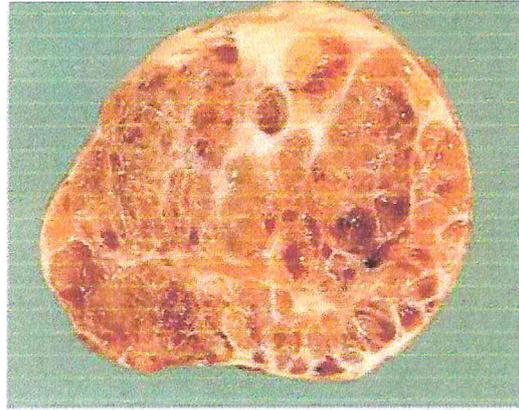
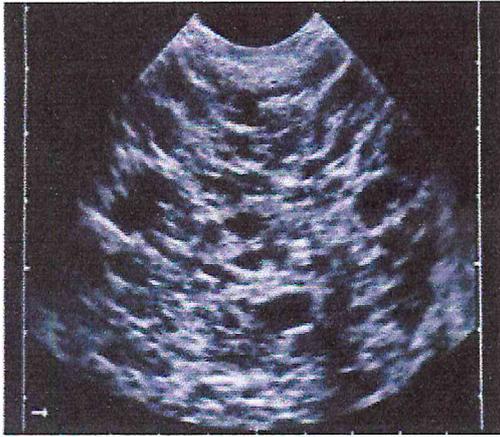


Fig.24 : Adénome kystique ovarien de la jument. L'échographie fait apparaître de nombreuses petites structures kystiques [20].

III-2.4.7. Les tumeurs ovariennes chez la jument

L'incidence des tumeurs ovariennes est plus élevée chez le cheval que chez les autres espèces animales domestiques, les tumeurs de la granulosa étant les plus fréquents des cancers du cheval, elles provoquent une augmentation des concentration de différentes hormones, certaines juments peuvent avoir un taux plus élevé de testostérone, d'œstrogènes, des deux types d'hormones ou aucune [53].

L'échographie révèle un tissu normal associé à une zone tumorale en nid d'abeille. Dans la mesure où ces tumeurs ont une croissance lente, l'apparence initiale de la tumeur peut être normale, et un suivi échographique peut être nécessaire à la recherche du développement d'une tumeur. Le traitement consiste en l'exérèse chirurgicale de l'ovaire tumoral [53].

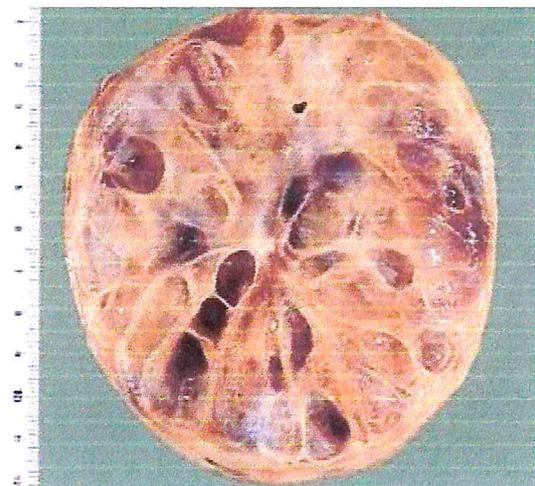
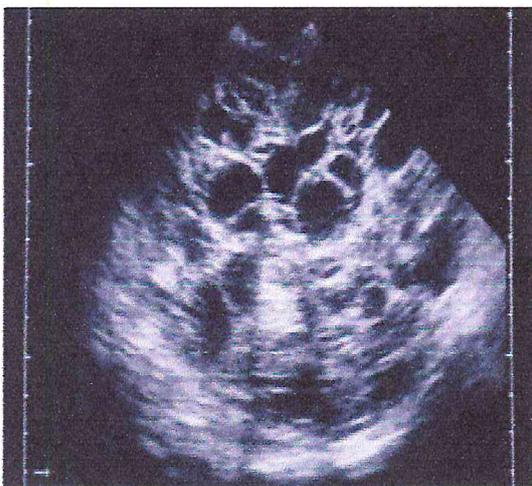


Fig.25 : Tumeur des cellules de la granulosa chez une jument consiste en de nombreuses alvéoles kystiques [20].

III-3. Facteurs modulants la proportion de juments cycliques en début de saison de monte

III-3.1. La race

100% de ponettes welschont présentés au cours de l'hiver 1976, une période d'inactivité. En revanche seuls 66% ont présenté un arrêt de leur cyclicité au cours du même hiver et dans des conditions d'alimentation et de logement identique [54]. De plus, la sortie d'inactivité ovarienne est plus tardive chez la ponette [55] que chez la jument [56].

III-3.2. L'individu

Dans un groupe de 30 juments, parmi les 18 ayant présenté une phase d'inactivité la première année, 14 en ont également eu une l'année suivante, et sur 12 n'ayant pas présenté d'inactivité 1,4 seulement en ont présenté au cours de la seconde année [57].

III-3.3. L'âge

L'impact de l'inactivité ovarienne est plus important sur les animaux jeunes et la date de sortie d'inactivité semble d'autant plus tardive que la naissance l'a été [57].

III-3.4. La situation physiologique au cours de l'été précédent

La comparaison de l'activité ovarienne hivernale de jument suitées et de jument non suitées l'été précédent, a mis en évidence un effet de l'ensemble poulinaige + lactation sur l'activité hivernale [58].

III-3.5. L'état nutritionnel et la race

La sélection de ponettes au cours de l'hiver met en évidence un pourcentage élevé de juments cycliques au sein du troupeau [54] par rapport au Van Niekerk [59] qui ont conclu que l'état nutritionnel n'a d'effet sur l'activité de reproduction des équidés que quand la sous-alimentation atteint un degré extrême.



CHAPITRE IV
DIAGNOSTIC
DE LA
GESTATION

CHAPITRE IV:

IV- DIAGNOSTIC DE GESTATION

Plusieurs méthodes et moyens de diagnostic de gestation chez la jument existent. Certains sont cliniques, d'autres chimiques et biochimiques et enfin le moyen échographique

IV-1.L'absence de retour en chaleur

C'est le premier indice d'un début de gestation. En fait, si un retour en chaleur permet d'affirmer qu'une jument est vide, l'absence de retour n'est due que dans 70% des cas à une gestation ; le reste étant dû à des périodes d'inactivité ovarienne ou à des corps jaunes persistant chez des juments non fécondées...ou à des chaleurs non détectées [39].

IV-2. Un dosage de la progestérone

A 18 jours : Le dosage de la progestérone dans le sang après la fin de chaleur permet d'améliorer la détection des juments vides car, à cette date, les juments présentant un cycle silencieux ou une période d'inactivité ovarienne ont un taux bas de progestérone incompatible avec la gestation, car il est toujours exact dans le cas d'une réponse positive. En effet, une jument présentant un corps jaune persistant sera diagnostiquée gravide [79].

IV-3.Palpation transrectale

Entre 19et 20jours. La palpation rectale peut être réalisée dès le 17ème jour après l'ovulation, c'est-à-dire 19jours après la dernière saillie. A ce stade, peuvent être observées :

- a. la présence d'une ampoule foétale dans un utérus aux cornes turgescentes.
- b. l'absence d'ampoule foétale mais des parois utérines turgescentes.
- c. des parois utérine toniques mais peu turgescentes.
- d. des parois utérines atoniques et flasques.

❖ De ces observations, découleront les conclusions suivantes :

- a. gestation certaine.
- b. gestation probable.
- c. jument probablement vide.
- d. jument surement vide.

Entre 30 et 35jours. Un examen effectué 30 à 35jours après la saillie est plus précis, car l'ampoule foétale est plus facile à palper. L'avantage de l'examen dans cette période permet de détecter la présence de jumeaux qui peuvent être éliminés avant l'entrée en activité des cupules endométriales [60].

A 40 jours : le sac foetal est suffisamment développé pour permettre un diagnostic de certitude dans tous les cas.

A 60 jours. Pendant la saison de monte une vérification à 60 jours est conseillée. Car un certain nombre de juments avorte entre 40 et 60^{ème} jour. En cas de jumeaux, les sacs sont alors l'un contre l'autre dans l'utérus et il est difficile de les distinguer. A partir de 60^{ème} jour, la palpation manuelle ne permet plus de faire le diagnostic de gémeité [60].

IV-4. Mesure de la PMSG

Etre 45 et 90 jours. Le test sanguin repose sur la mise en évidence de la PMSG. Il est précis du 45 au 90^{ème} jour de gestation, il est cependant possible d'observer quelques cas où le résultat est faussement positif. La raison de cette contradiction, qui effectue environ 10%, tient à l'activation entre 35 et 40^{ème} jour des cellules qui sécrètent la PMSG, indépendamment de la présence ou l'absence du foetus, et ce, jusqu'à leur élimination entre le 90^{et} le 120^{ème} jour. Cette divergence de 10% est quelquefois considérée comme une impression du test, or celui-ci est précis à 99,9%, et ce ne sont que les bizarreries biologiques de la nature qui les rendent apparemment moins fiable [60].

IV-5. Test urinaire

A partir du 120^{ème} jour : Le diagnostic de gestation sur les urines est fiable jusqu'au terme. Il repose sur la mise en évidence des œstrogènes qui apparaissent dans l'urine à cette période par des méthodes chimiques. Le test est très précis, mais il existe des cas où les résultats sont équivoques, ce qui nécessite un autre test pour confirmer le premier. L'inconvénient de cette méthode est bien sur la difficulté de récolter l'urine des sujets récalcitrants [60].

IV-6. Diagnostic de la gestation par échographie

IV-6.1. Intérêt et utilisation de l'échographie dans l'élevage équin

L'échographie permet de limiter les risques de confusion et d'apporter des réponses très fiables à de nombreuses questions, aidant ainsi l'éta lonnier à optimiser son travail, l'intérêt de la chose étant de limiter au maximum la durée du séjour au haras et surtout d'obtenir une gestation du premier coup. Pour l'éleveur, cela présente aussi un gain de temps dans la gestion de la saison de monte [61].

L'échographie de la jument en début de chaleur permet de vérifier, avant d'entamer les saillies, que physiologiquement, tout se passe bien, cela permet de s'assurer aussi que le col de l'utérus ne présente pas de lésions qui seraient synonyme de stérilité.

Si la jument est en œstrus, le vétérinaire pourra préciser, à 12 heures près, la date d'ovulation et surtout le nombre d'ovules présents susceptibles d'arriver à maturation, il est en effet primordiale d'avoir cette information pour éviter au maximum les gestations gémellaire. Car à raison d'une saillie toutes les 48 heures, il est fort possible de féconder plusieurs ovules [61]. L'échographie permet donc, de maîtriser le cycle de la jument et mettre en place, de façon précoce, un traitement éventuel. Une 2^{ème} échographie à effectuer le plus près possible de l'ovulation afin d'assurer la remontée des spermatozoïdes jusqu'à l'ovule et la fécondation est utile. Une 3^{ème} échographie est celle du diagnostic de gestation, Il est possible d'établir un diagnostic dès le 13^{ème} jour, l'œuf est visible, il n'est pas encore fixé à la muqueuse utérine, en réalisant une échographie au 17^{ème} ou 18^{ème} jour, on est sûr de voir un œuf fixé. La 4^{ème} et 5^{ème} échographie correspondent aux contrôles du 30^{ème} et 60^{ème} jour, à ce stade l'embryon est déjà bien formé, on peut vérifier que le cœur bat régulièrement. Toute fois, en début de saison, il est conseillé de les effectuer, car, une jument pleine en mai qui coule dans les 45jours suivants peut encore être saillie de nouveau sur ses dernières chaleurs de fin de saison [61].

IV-6.2. Etapes physiologiques de la gestation et du développement embryonnaire :

Dans l'espèce équine la durée de la gestation présente des variations plus importantes que chez les autres espèces domestiques. Selon DRIANCOURT [62], la durée moyenne est de 338 jours et les limites extrêmes d'une gestation normale sont de 310 à 365 jours. RUBION [63] relève une moyenne de 336 jours tandis que BADI et al, [64] rapporte une moyenne de 340,7 jours.

IV.6.2.1. Reconnaissance maternelle de la gestation :

Plusieurs études ont montré que la reconnaissance de la gestation par la mère a lieu précocement en premier dans l'oviducte [65], ce qui semble être confirmé par le fait seul l'embryon est transporté à travers l'oviducte (les ovocytes infécondés restent bloqués dans la trompe). Le moment critique de la reconnaissance maternelle de la gestation aurait lieu entre le 14^{ème} et le 16^{ème} jour post ovulation [67].

± Transition du stade morula au stade blastocyste :

Au 6^{ème} jour de son développement, l'embryon est passé du stade morula à celui de jeune blastocyste ; c'est à ce stade qu'il est caractérisé par l'apparition au centre de l'embryon, d'une cavité liquidienne appelée blastocœle, et d'une masse de cellules internes groupées, appelées I.C.M. (Inner Cell Mass) [68]. Les cellules de l'I.C.M, à l'origine du futur poulain, sont rapidement refoulées vers la périphérie où elles forment le bouton embryonnaire. Le jeune blastocyste atteint alors le stade blastocyste [63 ; 66].

✚ Transition du stade embryon au stade fœtus :

Certains auteurs assimilent cette transition à la fin de l'organogenèse, or la fin exacte de l'organogenèse n'est pas encore définie avec précision. Histologiquement sa survenue s'effectue vers le 30^{ème} jour de développement. Du point de vue des caractéristiques externes observables de l'embryon elle se situerait entre le 38^{ème} et le 60^{ème} jour de développement. Au-delà de cette date le terme fœtus est utilisé [48 ; 69].

D'autres auteurs utilisent le terme fœtus lorsque le cordon ombilical est formé, ce qui correspondrait au 40^{ème} jour de développement de l'embryon équin.

Pour d'autres auteurs aussi, la transition se situe à la période où on peut reconnaître macroscopiquement l'espèce à laquelle appartient le conceptus [63].

✚ Apparition de la capsule acellulaire ou capsule équine :

6^{ème} jour

Vers le 6^{ème} jour du développement une fine enveloppe acellulaire spécifique, apparaît sous la zone pellucide. Cette résistante enveloppe additionnelle portant le nom de capsule, enveloppe l'embryon du 6^{ème} jusqu'au 23^{ème} jour post ovulation et disparaît après [68 ; 70]. Cette capsule particulière à l'embryon équin joue un rôle anti-adhésion chez le conceptus après son expansion [71] et assure également la fonction de barrière protectrice de l'embryon durant cette période [63] une fois la membrane pellucide rupturée vers le 8^{ème} jour de gestation [72].

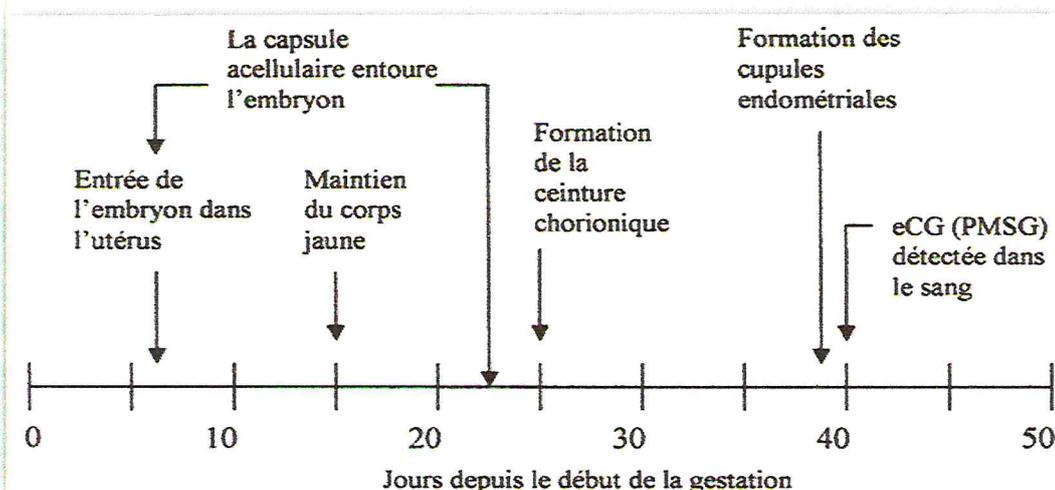


Figure 26 : Principaux événements physiologiques durant les 50 premiers jours de gestation chez la jument [65].

📌 Sphéricité de l'embryon et mobilité en début de gestation :

Le blastocyste équin reste plus ou moins sphérique et se singularise par une importante mobilité. Il effectue des mouvements de va et vient entre les cornes et le corps de l'utérus plusieurs fois par jour. La mobilité précoce de l'embryon équin expliquerait la reconnaissance précoce de la gestation chez la jument [73].

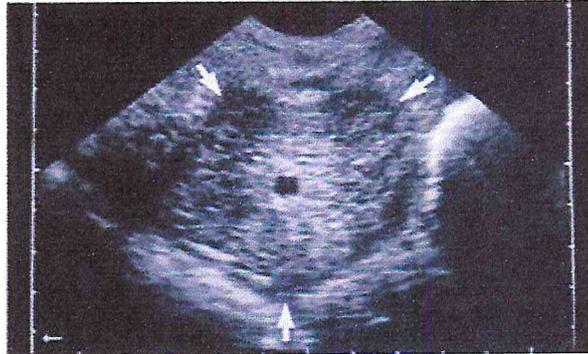


Fig.27 : Utérus gravide à J9 (J0= jour d'ovulation) la vésicule embryonnaire anéchogène d'un diamètre de 4 à 5 mm est centralement positionnée dans la corne utérine [20].

Cette phase de mobilité serait indispensable pour empêcher une décharge de PGF2 α qui entraînant la lyse du corps jaune [74]. Il semble que la mobilité atteint son maximum entre le 11^{ème} et 14^{ème} jour de gestation puis cesse aux environs du 16^{ème} jour post ovulation [75].

Selon GINTHER [76], le diamètre du conceptus augmente de 2-3 mm par jour, 3-4-mm selon HANZEN [77] jusqu'au 17^{ème} -19^{ème} jour période où il s'adapte à la forme de la lumière utérine. Cette étape du contact entre l'embryon et l'endomètre de l'utérus de la jument peut être un moment critique car l'effet inhibiteur de la prostaglandine par l'embryon est transitoire [78].

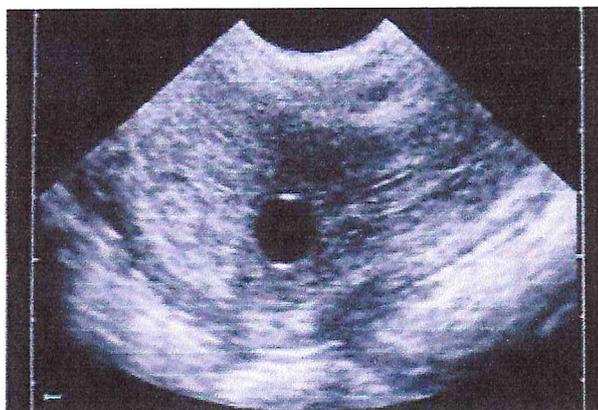


Fig.28 : Conceptus d'une gestation de 11 jours, son diamètre mesure 9 mm [71].

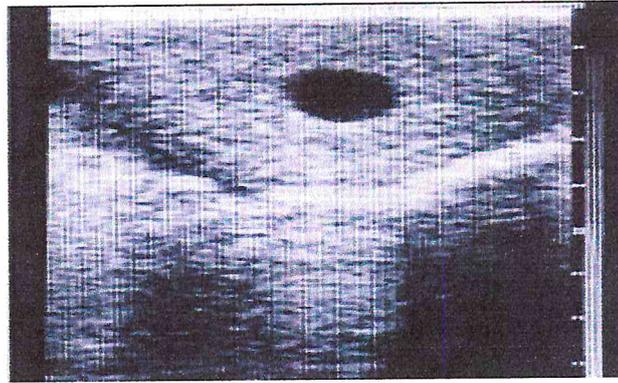


Fig.29 : Conceptus à J14 de gestation. La vésicule embryonnaire se situe au centre de la corne utérine et mesure 15 mm de diamètre [20].

✚ **croissance de la vésicule embryonnaire entre le 11^{ème} et 45^{ème} jour de gestation :**

Entre le 11^{ème} et le 28^{ème} jour de gestation, la vésicule embryonnaire suit une ligne de croissance qui prend la forme d'une courbe sigmoïde (S). Après un démarrage rapide en ligne droite ascendante à partir de J11, la vésicule subit un ralentissement de croissance entre J18 et J27, période où la courbe évolue en plateau puis, amorce une autre ascension en ligne droite entre J28 et J45 [80] (cf. figure 30)

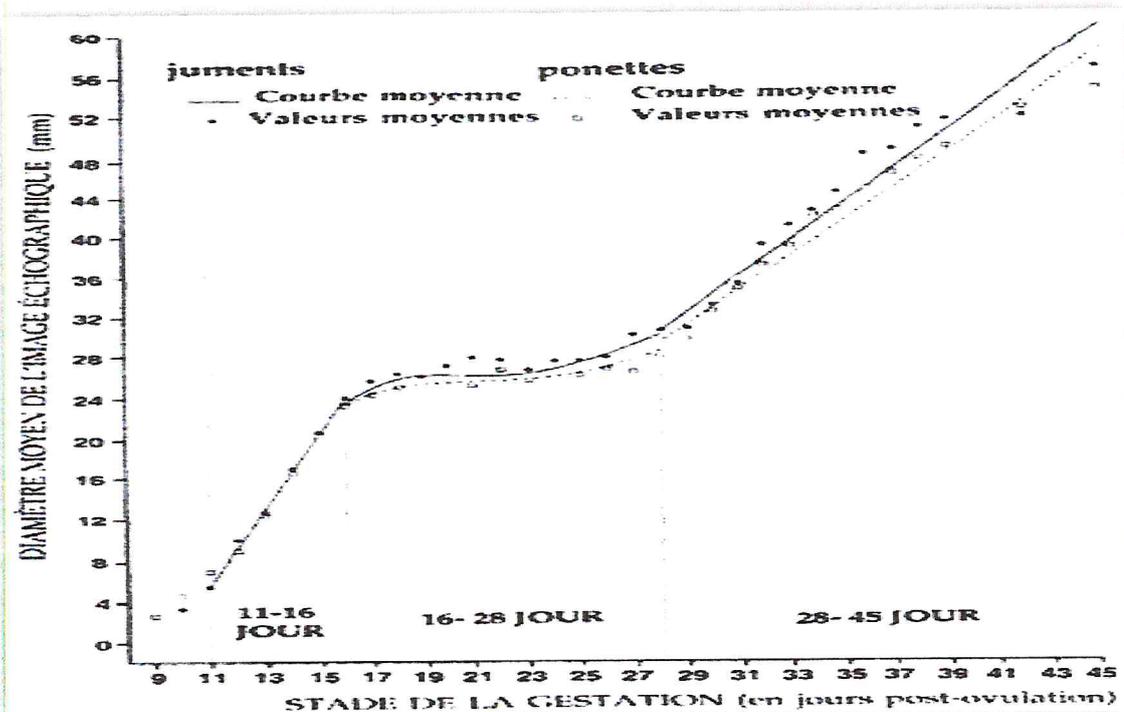


Figure30 : Graphe des relevés échographiques de la croissance de la vésicule embryonnaire entre J11 et 45 [75].

± Phase d'immobilisation et perte de sphéricité de la vésicule embryonnaire :

Après son arrivée dans l'utérus, le conceptus restera libre jusqu'à l'implantation qui ne s'effectue qu'entre le 30^{ème} et le 40^{ème} jour de gestation.

18^{ème} et 19^{ème} jour

A cette étape de son développement, sous l'effet de l'augmentation du tonus utérin (qui devient intense au 25^{ème} jour), la vésicule embryonnaire se déforme et perd sa sphéricité. [81]

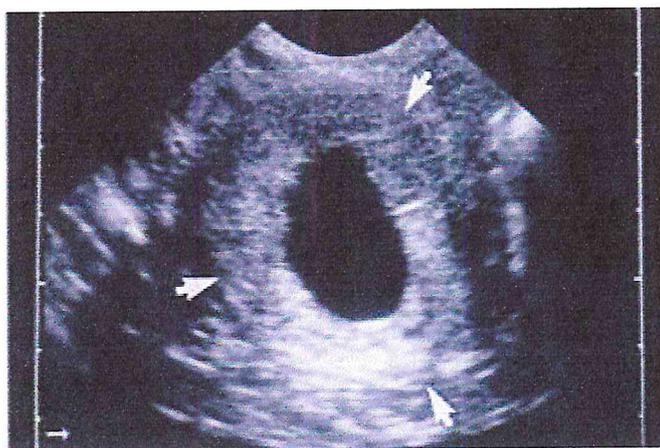


Fig.31 : Gestation à J18. La vésicule embryonnaire localisée dans la corne utérine (flèches) a la forme d'une poire [20].

Cette augmentation de tonus du myomètre, induit par les œstrogènes, favorise l'immobilisation de la vésicule qui a augmenté de volume [82] et le jour de la fixation du conceptus aurait lieu lorsque le diamètre de l'embryon égale celui de la lumière de l'endomètre au niveau de la base de la corne.

21^{ème} et le 48^{ème} jour

Durant cette étape de son développement, l'embryon subit une ascension puis une redescende dans sa vésicule.

BRUYAS [83] (tome1) rapporte 6 schémas représentant une récapitulation de l'ascension embryonnaire et de la descente foetale, entre la 3^{ème} et la 7^{ème} semaine (cf.figure 36).

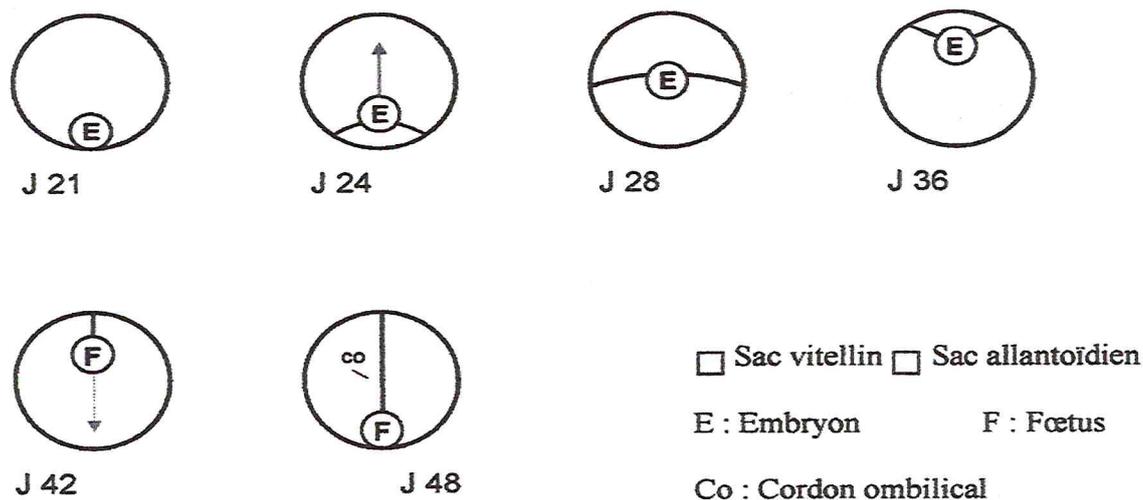


Figure 32: Récapitulation de l'ascension embryonnaire et de la descente foétale [83].

IV.6.3. Développement foetal

L'œuf fécondé parvenu à la trompe de Fallope à l'état unicellulaire se divise en 2, 4, 8, 16 cellules et ainsi de suite, et seul l'œuf fécondé atteint l'utérus le 6^{ème} jour [60].

Au 10^{ème} jour après fécondation ou 3 jours après un transfert, on peut voir une vésicule embryonnaire dans l'utérus de la jument (petit rond noir avec un point blanc en haut et en bas) [84].

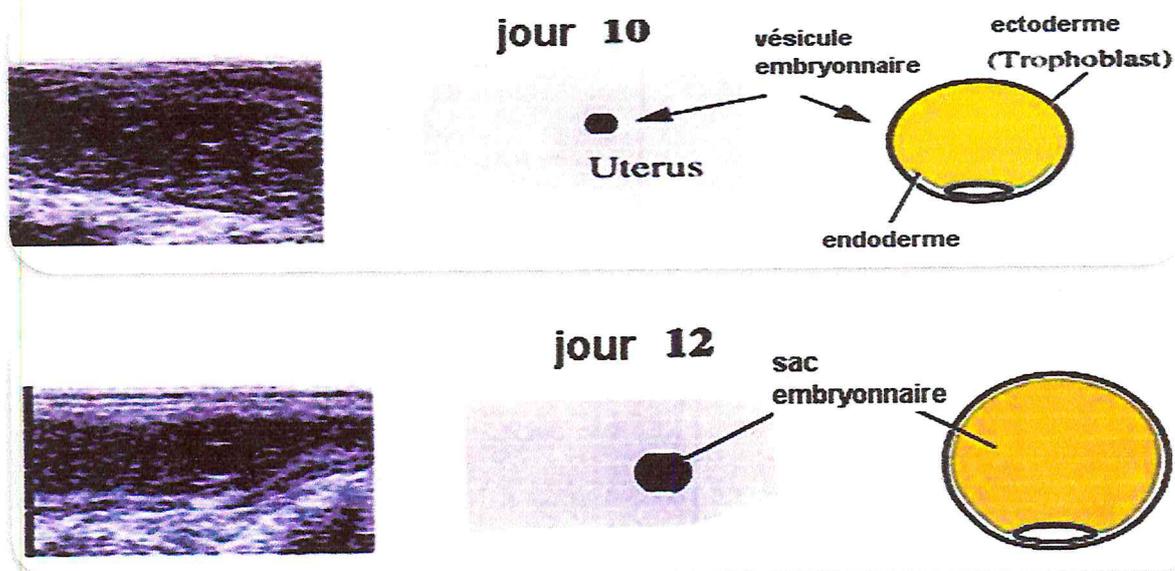


Fig. 33 : Ultrasonographie, diagramme de l'ultrasonographie et embryon de J10 et de J12 de gestation [85]

Dés le 14^{ème} jour après la fécondation l'image de la vésicule embryonnaire est celle d'une structure anéchogène de forme circulaire dont le diamètre est compris entre 14 et 24mm ; elle se situe généralement à la base d'une des cornes utérines ou à leur intersection [78].

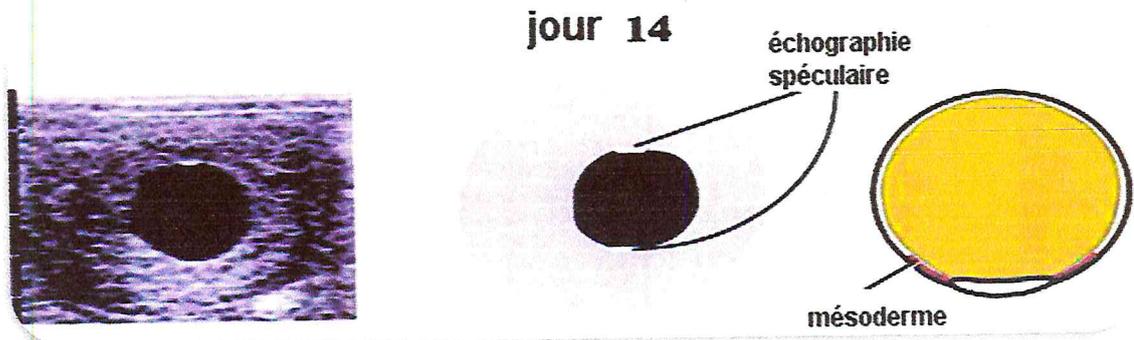


Fig. 34: Ultrasonographie, diagramme de l'ultrasonographie et embryon de J14 [85].

Au 16^{ème} jour de petits vaisseaux apparaissent dans la masse amorphe de cellules qui composent l'embryon [60].

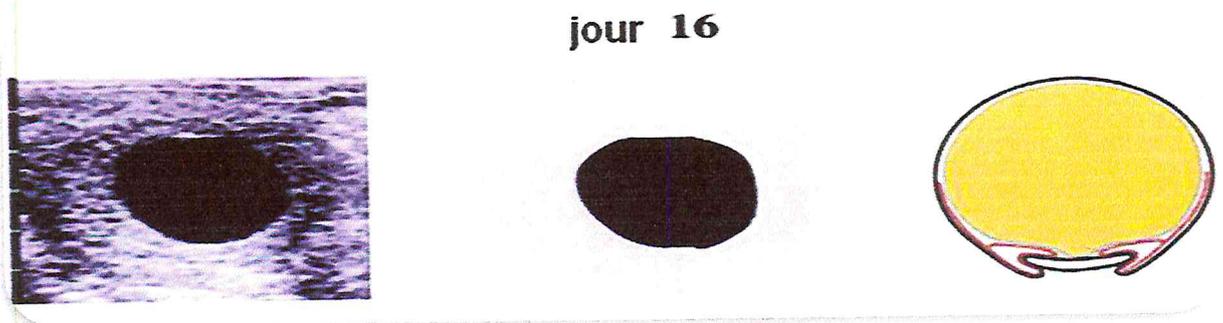


Fig. 35 : Ultrasonographie, diagramme de l'ultrasonographie et embryon de J16 [85].

A partir du 18^{ème} jour, on peut mettre une fine structure échogène, elle correspond à l'embryoblaste (ou bouton embryonnaire) accolé au trophoblaste [78].

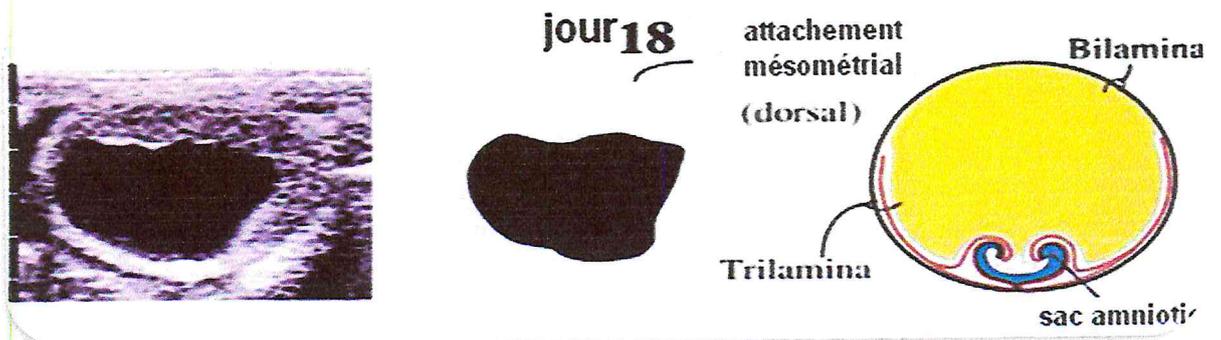


Fig. 36 : Ultrasonographie, diagramme de l'ultrasonographie et embryon de J18 [85].

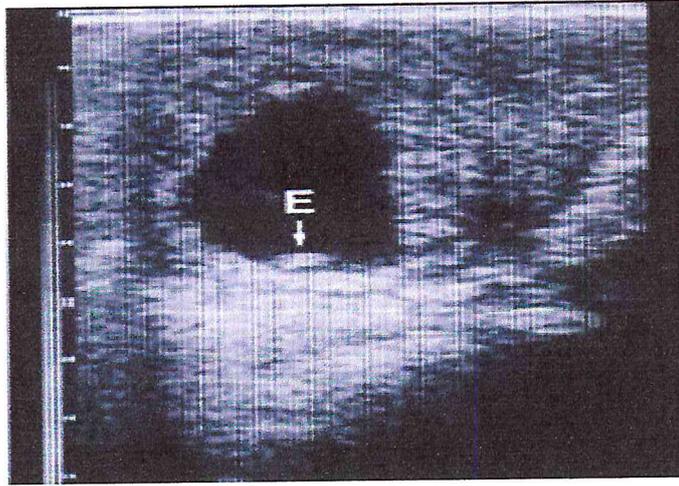


Fig.37 : Gestation à J20. La forme de la vésicule embryonnaire est triangulaire. L'embryon (E) peut être vu sur le plancher de la vésicule [20].

Au 21^{ème} jour, la vésicule embryonnaire, atteint un diamètre de 2,6 cm. Allantoïde formé à partir de l'endoderme, se développe dans l'exocœlome entre somatopleure et splanchnopleure [78].

A partir de 22^{ème}-25^{ème} jour, l'embryon est écarté à l'assise cellulaire périphérique par les vésicules amniotique et allantoïdienne qui se développent et dont les feuilletts sont clairement visibles. L'embryon est peu mobil. Il parait haubané par la somatopleure [84].

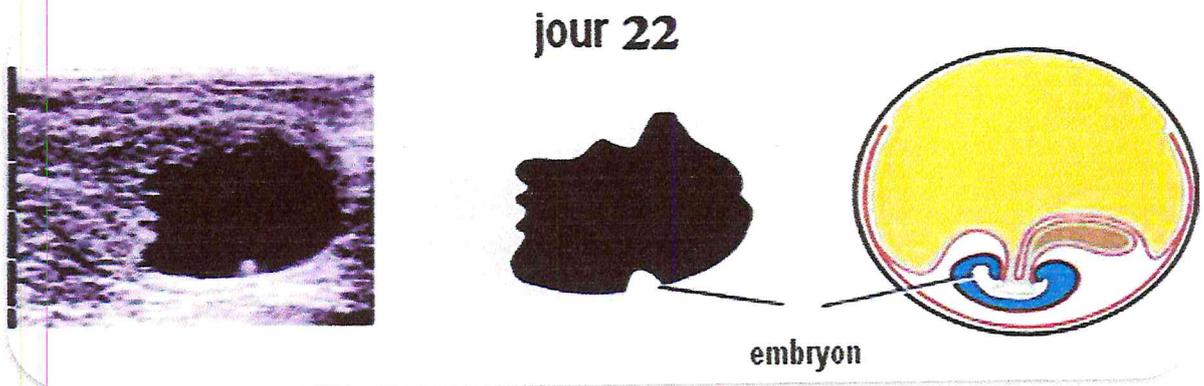


Fig. 38: Ultrasonographie, diagramme de l'ultrasonographie et embryon de J22 [85].

Au 23^{ème} jour l'embryon a une forme précise, avec les organes internes et des bourgeons de membranes qui pointent à chaque extrémité [60].

Au 24^{ème}-25^{ème} jour, l'allantoïde coiffe la cavité amniotique [60].

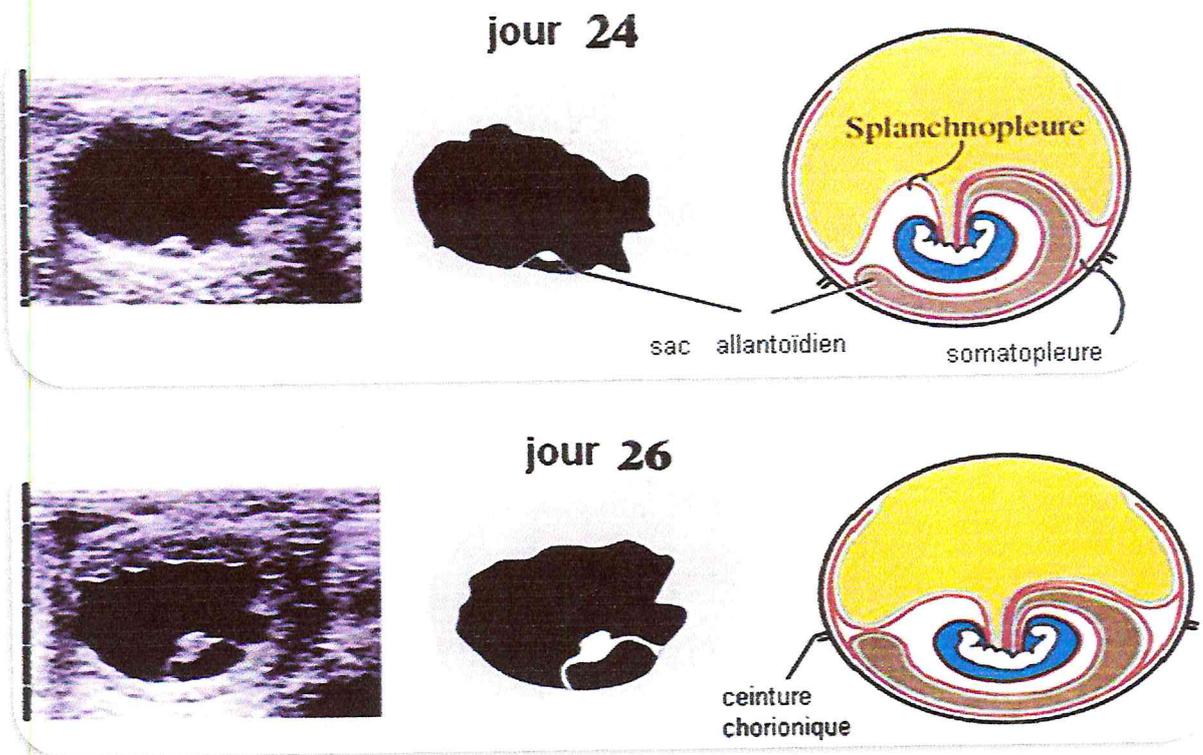


Fig. 39: Ultrasonographie, diagramme de l'ultrasonographie et embryon de J24 et J26 [85].

Au 27^{ème} jour, l'activité cardiaque est détectée (par la visualisation d'un point lumineux clignotant) [80].

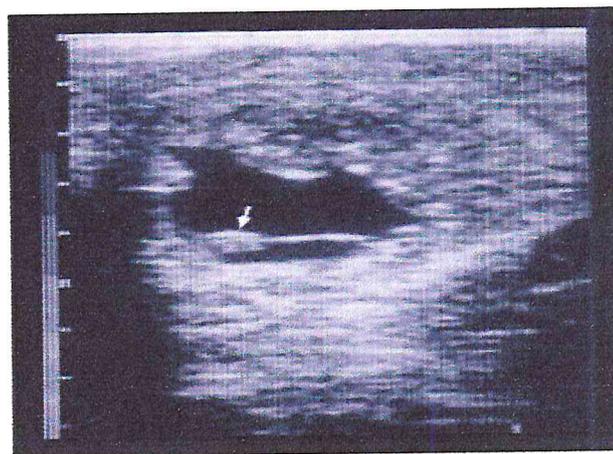


Fig.40 : Gestation à J27. L'ascension de l'embryon (flèche) a débuté. L'allantoïde positionnée ventralement commence à se remplir [20].

Au 30^{ème} jour, la taille de l'allantoïde continue de croître, et celle de la vésicule embryonnaire aussi [60].

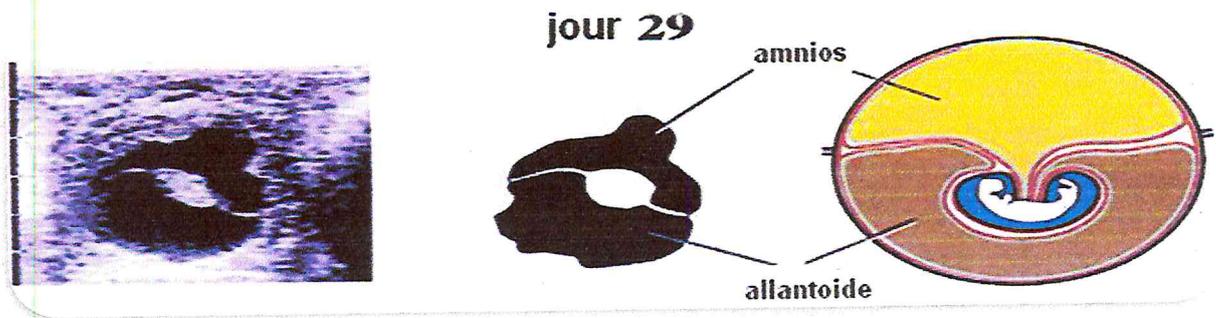


Fig. 41 : Ultrasonographie, diagramme de l'ultrasonographie et embryon de J29 [85].

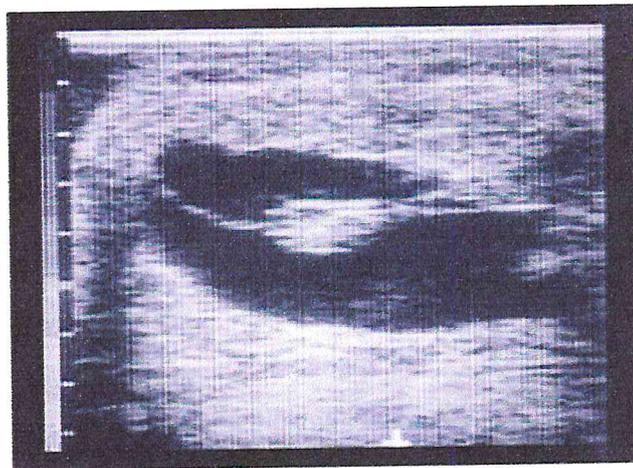


Fig.42 : Gestation à J30. L'embryon «flotte» littéralement entre deux liquides dans la vésicule [38].

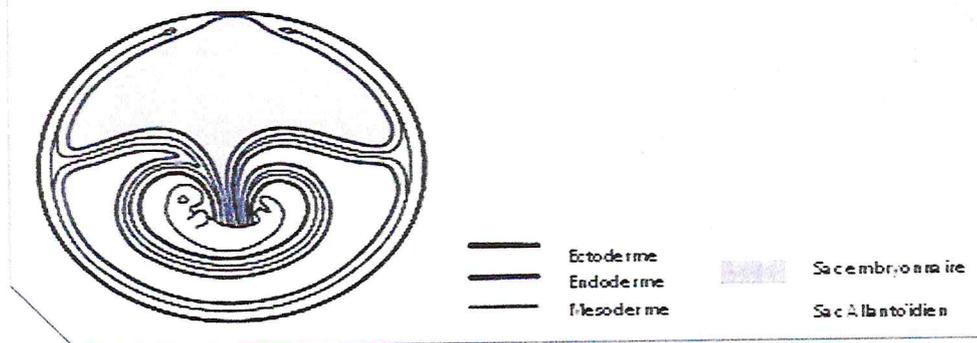


Fig.43 : Représentation schématique d'une vésicule embryonnaire à J30. A cause du rétrécissement du sac embryonnaire et le remplissage de l'allantoïde, l'embryon monte du plancher et s'élève dans la vésicule [20].

A partir du 32^{ème} - 35^{ème} jour, l'ensemble constitué par l'amnios et l'allantoïde représente plus de la moitié de la surface de la vésicule embryonnaire ; ainsi, l'embryon acquiert-il une certaine mobilité par rapport à ses annexes [86]

A partir du 36^{ème} jour, les caractéristiques équine sont tout à fait reconnaissables [60].



Fig. 44: Ultrasonographie, diagramme de l'ultrasonographie et embryon de J36 [85].

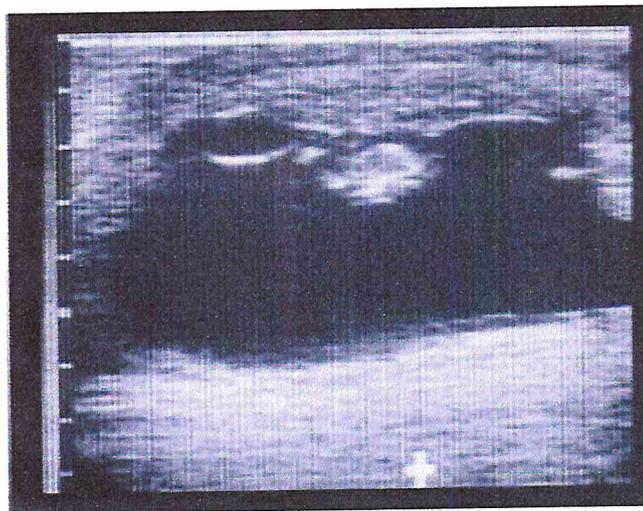


Fig.45: Gestation à J37. La vésicule embryonnaire a atteint le plafond. le sac embryonnaire est en haut et le sac allantoïdien sur le fond [20].



Fig. 46 : Ultrasonographie, diagramme de l'ultrasonographie et embryon de J40 [85].

A partir du 45^{ème} jour, l'embryon et l'amnios se sont déplacés vers le pôle opposé, et l'allantoïde a presque entièrement pris la place qu'occupait la

vésicule vitelline. Des cellules trophoblastiques migrent au travers de l'épithélium utérin dans le stroma de l'endomètre ; elles sont à l'origine de la formation des cupules endométriales [84].

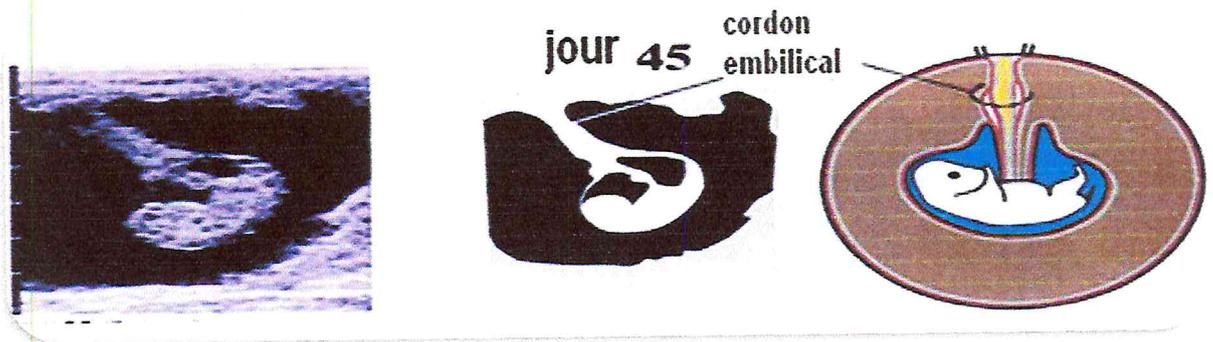


Fig. 47 : Ultrasonographie, diagramme de l'ultrasonographie et embryon de J45 [85].

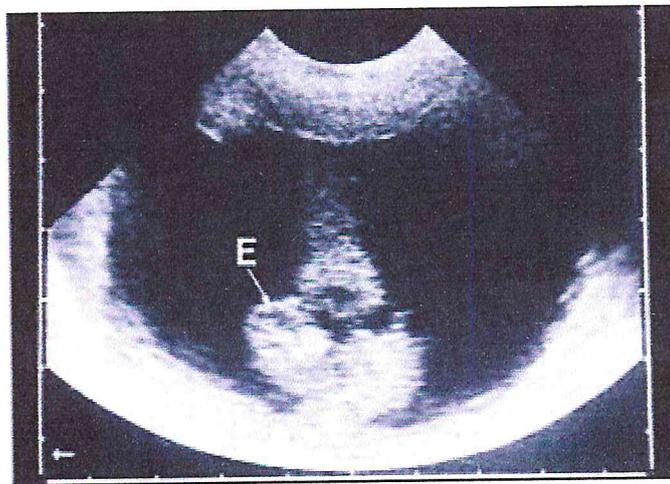


fig.48 : Gestation à J46. Le fœtus est sur son dos, étendu sur le plancher de la vésicule. Sa tête avec les yeux se situe à gauche (E) [20].

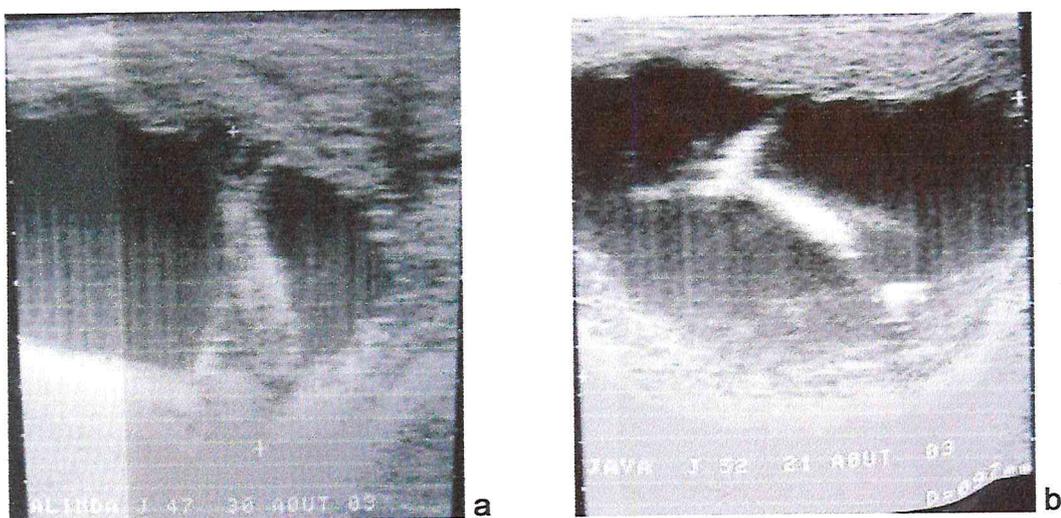


Fig. 49 : Echographie d'un embryon au 47^{ème} jour (a) et 52^{ème} jour (b) [86].

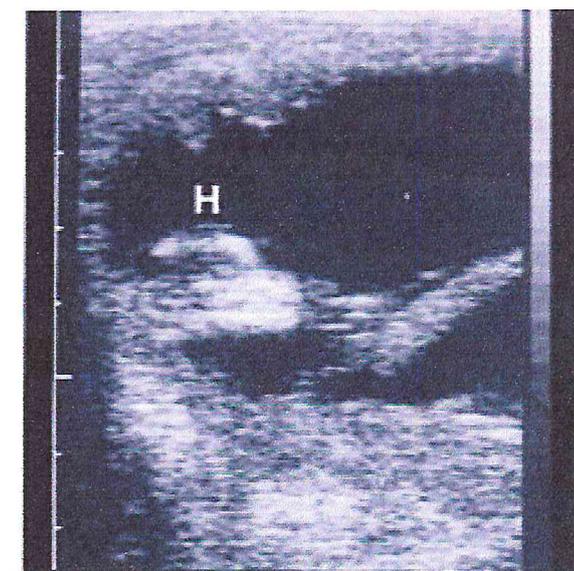


Fig.50 : Gestation à J54. Le diamètre du conceptus dépasse la largeur de la sonde. La tête (H) du fœtus est à gauche. Le cordon ombilical est orienté vers 3 heures du cadre de l'image [20].

La différenciation continue par la suite à un rythme beaucoup plus pondéré. Ainsi bien que la peau soit formée très tôt, les poils n'apparaissent qu'au 160^{ème} jour environ, d'abord au pourtour des yeux et sur le cou la robe ne couvre l'ensemble du corps qu'au 300^{ème} jour. Les organes vitaux, cœur, foie et reins indispensables à la vie fœtal, se développent tout d'abord, les poils nécessaires au maintien de chaleur et à la vie à l'extérieur apparaissent en dernier [60].

IV-6.4. Membranes fœtales et liquides ;

IV-6.4.1. Le placenta

Le placenta est un organe idéalement adapté aux échanges entre la circulation de la mère et celle du fœtus, il est relié au fœtus par l'intermédiaire du cordon ombilical, la cavité du placenta est reliée à la vessie du fœtus par un canal (canal de l'ouraque) situé dans le cordon ombilical [60].

Le placenta joue son rôle de moyen d'échange à partir du 25^{ème} jour, jusqu'à là, le fœtus est nourri par un organe temporaire, le sac vitellin constitué d'une poche formée à partir de l'intestin de l'embryon, et qui contient de nombreux vaisseaux sanguins. L'embryon est relié à l'un des pôles par un fin pédicule qui apparaît à partir du 50^{ème} ou 60^{ème} jour. Les cupules sont situées à l'intérieur de l'utérus, ce sont des cratères en forme de soucoupes apparaissant

aux environs du 36^{ème} jour de gestation, les cupules sont au début formées d'un tissu très actif mais dégénèrent et prennent une coloration brunâtre à partir du 90^{ème} jour, leur durée de vie active est donc d'environ 50 jours, les cupules produisent l'hormone de gestation PMSG [60]. Cette hormone qui n'existe que chez la jument gestante a pour effet, de stimuler la sécrétion de progestérone par le corps jaune et de provoquer la formation de nouveaux corps jaunes (soit par ovulation de follicule, soit par transformation de follicules sans qu'ils éclatent). La sécrétion de progestérone par les ovaires se trouve donc renforcée pour toute la période de sécrétion de PMSG ; c'est-à-dire du 37^{ème} AU 110^{ème} jour environ. Par la suite, les ovaires vont progressivement régresser pour devenir complètement inactifs vers 150 à 180^{ème} jour [39].

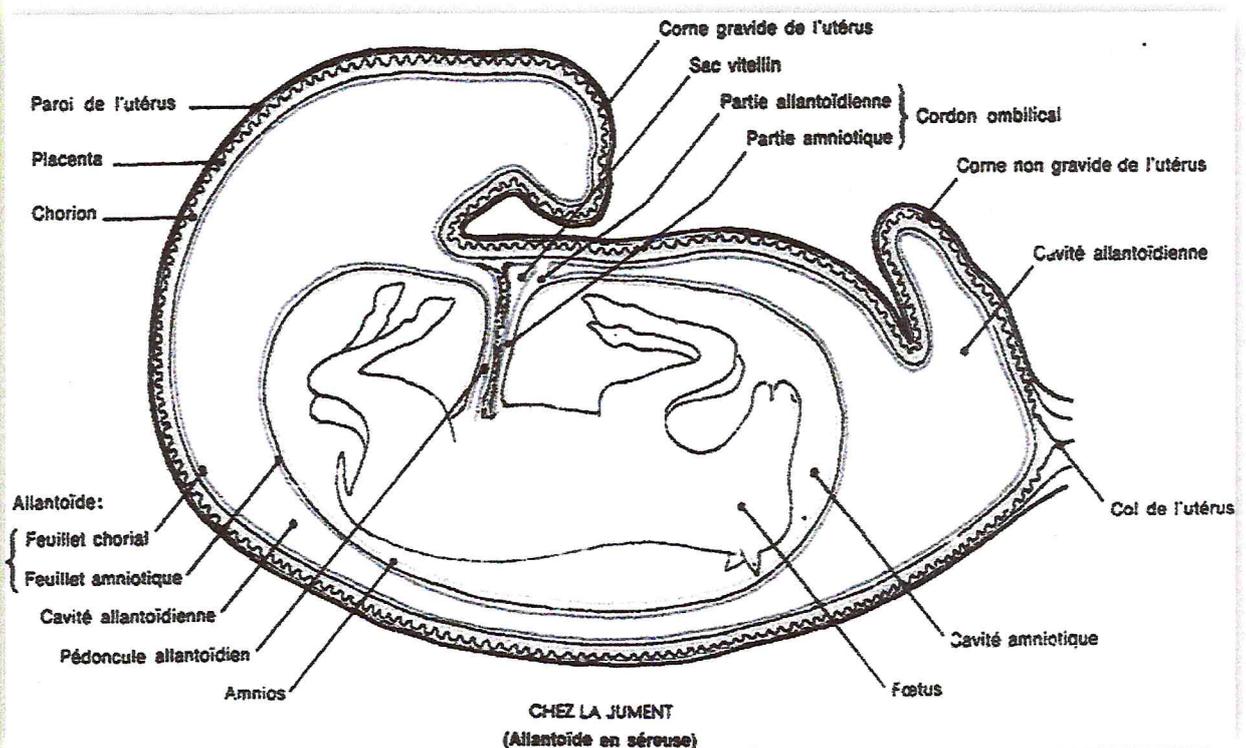


Figure 51: Schéma des annexes fœtales chez la jument [27]

IV-6.4.2. Le cordon ombilical

Il contient deux artères principales et une veine. Le flux sanguin traverse le foie, puis retourne au cœur via la veine cave, le cordon contient aussi le canal de l'ouraque, reliant la vessie du fœtus à la cavité allantoïdienne [60].

IV-6.4.3. Le liquide allantoïdien

Ce liquide jaune brun s'accumule en quantité croissante au fil de la gestation. Ce liquide est issu du placenta et constitué de l'urine qui passe par le

canal de l'ouraque et également des cellules provenant du placenta et de l'amnios et l'hippomane. Elle est en général de couleur brune mais parfois blanchâtre [60].

IV-6.4.4. L'amnios

C'est la membrane blanchâtre et luisante qui entoure le fœtus à la naissance, son développement commence à compter du 17^{ème} jour de gestation et s'achève au 21^{ème} jour. Elle protège le fœtus de tout contact avec le liquide allantoïdien, à la naissance elle réduit les frottements entre le fœtus et les voies génitales de la jument [60].

IV-6.4.5. Le liquide amniotique

Liquide transparent, son volume augmente progressivement, il provient en partie des vaisseaux sanguins de l'amnios et des sécrétions du fœtus, cavité buccale et voies urinaires. Il ne contient pas normalement de matières fécales. Sa composition est telle qu'il constitue un milieu parfaitement adapté où baignent les voies aériennes supérieures, les yeux, les oreilles, et la peau du fœtus [60].



Figure 52 : Echographie des liquides amniotique et allantoïdien séparés par l'amnios (flèche) [20].

IV.6.5. La gestation gémellaire chez la jument

Les cellules fœtales pénètrent dans la paroi utérine au 35^{ème} jour de gestation, à partir d'un anneau de tissu qui apparaît à la surface du placenta en plein développement. Le placenta s'implante sur toute la surface de l'utérus à partir du 100^{ème} jour, ce type d'implantation réside dans le fait que la jument n'a aucune place disponible pour un second placenta; elle ne peut donc naturellement porter des jumeaux [60].

L'échographie est la seule qui permet de mettre en évidence éventuelle de jumeaux. En effet, la gestation gémellaire n'est pas souhaitable chez la jument car bien souvent, elle avortera vers le 7 ou 8^{ème} mois. Lorsque la gestation va jusqu'au terme, la jument donne très rarement naissance à deux

poulains viables. Le risque de conception gémellaire est plus élevé vers la fin de la saison de reproduction et chez les juments jeunes [79 ; 87].

Le prof Hanzen [88] a donné quelques statistiques sur le sujet :

- Accouchements gémellaire : 0,5 à 5,5 %
- Diagnostic précoce de gémellité : 15%

➤ Devenir de 62 cas de gestation gémellaire :

65% des cas de ces gestations : avortement ou naissance de poulains morts :

- a) 21% des cas : naissance de poulains morts
- b) 14% des cas : naissance de deux poulains vivants
- c) Sur 128 fœtus : 18 vécurent plus de deux semaines

➤ Stratégies du diagnostic :

- ❖ Suivi échographique de la croissance folliculaire.

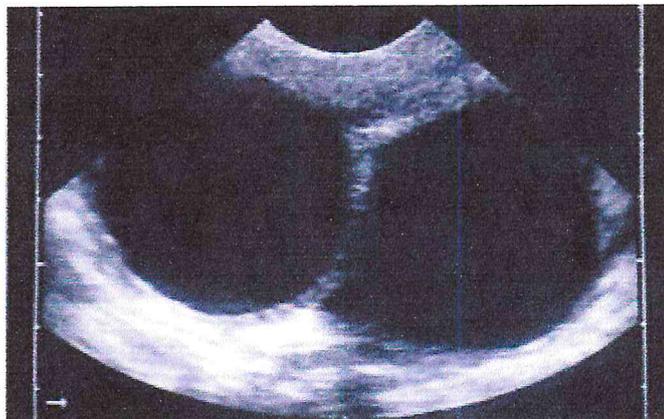


Fig.53 : Deux follicules œstraux d'une jument précédant une double ovulation, leurs diamètres ont entre 35 et 37 mm [20]

❖ Dénombrement des corps jaunes (+J7)

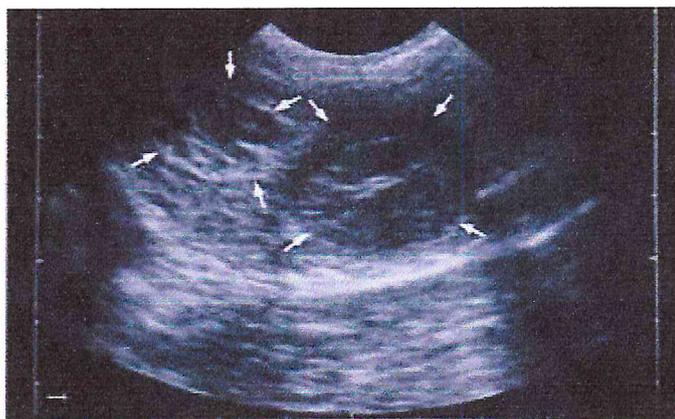


Fig.54 : Deux corps jaunes (flèches) d'une jument à J16 de gestation [20].

- ❖ Diagnostic précoce de gestation (J14 de gestation) : Confirmer la gestation et identifier la gémellité

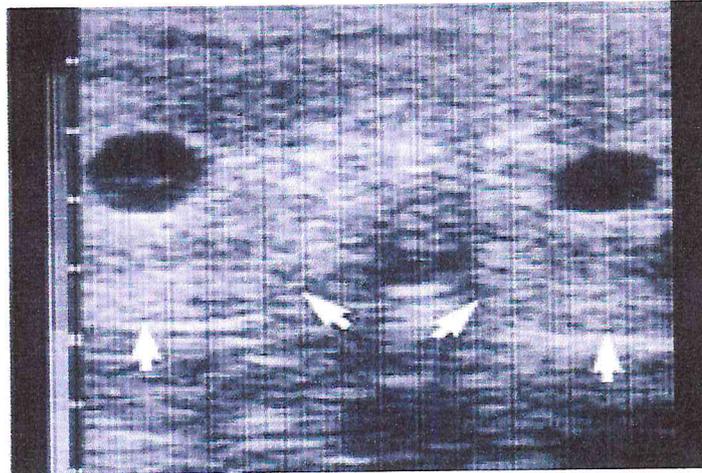


Fig.55 : Gestation gémellaire à J13. Les deux vésicules sont bilatérales, chacune dans une corne [20].

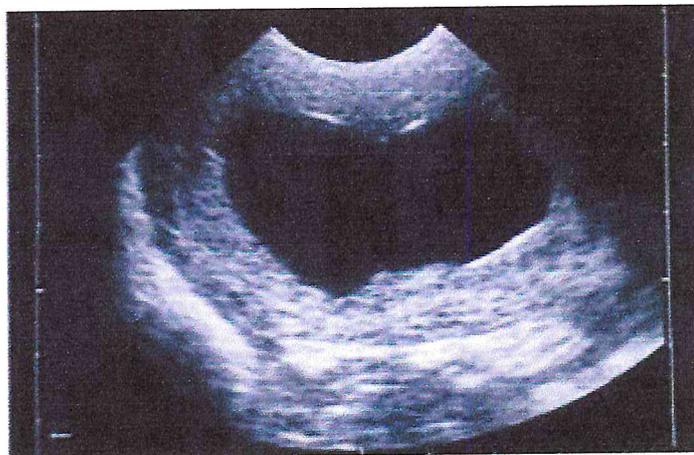


Fig.56 : Gestation gémellaire à J14. Une seule vésicule embryonnaire semble être visible [20].

- ❖ Identifier l'homo ou l'hétérolatéralité de la gestation gémellaire
 - Mise en place d'un squeezing éventuel
 - Attendre une réduction naturelle du nombre d'embryons : plus fréquente après la fixation des embryons dans l'utérus (J18 de gestation) qu'avant.
 - Induire une IVG

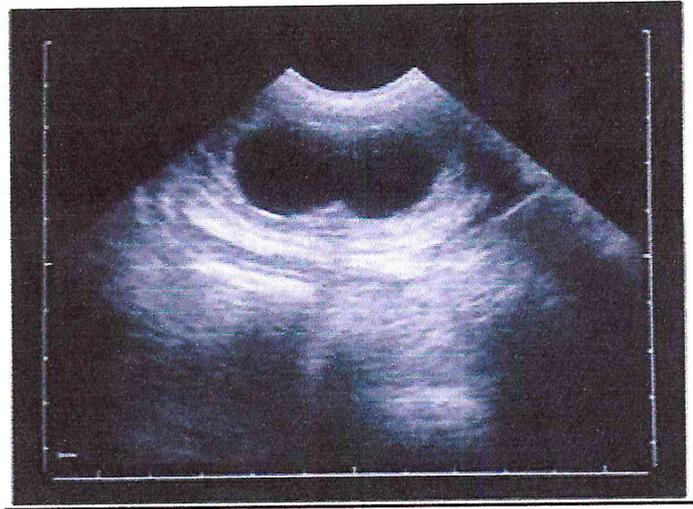


Fig.57 : Gestation gémellaire à J16. Les deux vésicules sont unilatérales et accolées [20].

❖ Diagnostic échographique tardif (+J24 -< J33 de gestation)

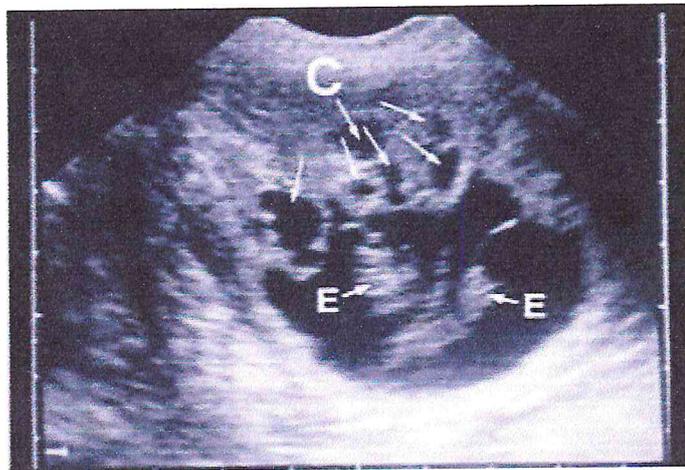


Fig.58 : Gestation gémellaire à J28. Dorsalement une grappe de kystes endométriaux (C) peut être observée. Ils peuvent générer des difficultés dans le diagnostic de gestation gémellaire pour confirmer le diagnostic des deux embryons (E) les battements du cœur de chacun peuvent être détectés [20].

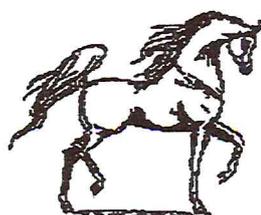
CONCLUSION

La jument se singularise par des particularités physiologiques et comportementales se manifestant durant le cycle œstral et pendant la gestation.

Chez la jument, les méthodes hormonales de diagnostic de gestation sont peu sensibles et/ou manquent de précocité [28]. Le dosage de la progestérone est à considérer comme un diagnostic de non gestation et reste peu sensible, non réalisable après le 120^{ème} jour et ne donne pas d'indication sur la viabilité fœtale [38]. Le dosage de l'eCG, ne tient pas compte de la mortalité embryonnaire et n'est réalisable que pendant une courte période (40^{ème} au 140^{ème} jour) [38]. Le dosage des œstrogènes urinaire nécessite souvent un sondage urinaire et est peu utilisé en raison de son caractère tardif [38]. Le dosage de l'œstrogène sulfate permet d'estimer la viabilité fœtale mais il est peu précoce (100^{ème} jour) [38].

L'échographie est une technique pour le diagnostic de gestation et de viabilité fœtale. Elle permet de confirmer le stade physiologique de la jument vide en visualisant la structure des différentes parties de l'appareil génital : ovaire, follicule, corps jaune..., et permet aussi de suivre les différents stades physiologiques de la gestation, de la vésicule embryonnaire, passant par une ascension embryonnaire puis une redescente fœtale du conceptus équin.

Dans notre étude bibliographique, l'apport des images échographiques nous a permis de mieux comprendre et pouvoir caractériser les différentes phases ou étapes par lesquelles passe le conceptus équin durant 54 jours de développement pour atteindre le stade dit : fœtus.



REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- [1] : Jaudon JP, Perrot C, Viaud F et Cadore J. Bases physiques, Technologiques et sémiologiques de l'ultrasonographie médicale. Point Vét. 23 (135), 11-18.
- [2] : Nyland T.G., Mattoon J.S et Wisner E.R. (1995). Physical principles, instrumentation and safety of diagnostic ultrasound. W.B. Saunders, Philadelphia, 357p., 3-18.
- [3] : Legrand J.J. et Carlier B. (1981). Bases physiques de l'échographie. Recueil de Médecine Vétérinaire, 157,(7-8),553-559.
- [4] : Moretti J.L. 1982, Elément de physique ultrasonore. Echographie. Bulletin de l'Académie Vétérinaire de France, 55, (2),159-176.
- [5] : Sigognault A. (1992). Diagnostic de gestation par échotomographie pour le contrôle de la reproduction d'un grand troupeau de vaches laitières. Rév. Méd. Vét., 134, (7), 419-424.
- [6] : Mai W. L'image échographique : Formation ; qualité et artefacts de l'image échographique. Point Vét., 1999,30, (201), 499,-537.
- [7] : Valon N.F et Legrand J.J. 1981, Les ultrasons : leur utilisation pour le diagnostic médical des équidés ; Pratique Vétérinaire Equine, 13,(2),89-95.
- [8] : Mai W, Begon D et Chetboul V. L'échographie en médecine vétérinaire canine et féline. Bases physiques et applications. Polycopie. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Unité fonctionnelle de radiologie, 1994,1-17.
- [9] : Ginther O.J. (1995). Waves and Echos. In : Ultrasound imaging and animal reproduction : Fundamentals. Books 1. Equiservices, Cross Plains, USA ,225p.,27-36.
- [10] : Chetboul V., Pouchelon J., Bureau- Amaglios S. et Tessier D. (1999) Echocardiographie et écho- doppler du chien et chat Masson, Paris, 169p.
- [11] : Carniel P. (1987). Données de base de l'échographie. Le point Vétérinaire, 19,(105),199-212.
- [12] : Loriot N., Martinot S et Franck M. (1995). Echographie abdominale du chien et du chat. Masson, Paris, 142p.
- [13] : Penninck D, et Cuvelliez S. 1985. Principes physiques et méthodes d'exploration échographique. Annales de Médecine Vétérinaire, 129,(6),381-391.
- [14] : Boin E, (2001), Atlas d'échographie en gynécologie bovine. Thèse Méd. Vét., Alfort, n 86.

- [15] : Cros N. (2005). Le sexage du fœtus par échographie chez la vache : étude de l'utilisation pratique sur le terrain ; Thèse de Doctorat Vétérinaire, Ecole nationale vétérinaire de Lyon.
- [16] : Levy I, Emery P, Mialot JP. (1990). Echographie et gestion des troupeaux ovins. Rec. Méd. Vét., 166, 751-764.
- [17] : Reef V.B (1998). Equine Diagnostic Ultrasound.W.B. Saunders, USA,560p.
- [18] : Barteez P. (2001). Imagerie médicale. Cours magistral de 1^{ère} et 2^{ème} année de 2^e cycle.
- [19] : Pollet T. Contribution à l'étude de l'échographie embryonnaire et fœtal chez les bovins. Thèse M éd. Vét., Lyon, 1993, n° 33.
- [20] : Wolfgang Kahn 2004. Schutersche Verlagsgesellschaft mbH &Co. KG, Hans-Bockler-Alle 7,30173 Hannover.
- [21] : KAHN W. (1994). In : Atlas de diagnostics échographique. Edition Maloine, Paris, 186-210
- [22] : Mialot JP, Levy I, Emery P. (1991). Echographie et gestion des troupeaux caprins. Rec. Méd. Vét., 167,399-406.
- [23] : Leveille R, Difruscia R et Breton L. (1995). L'échographie en médecine vétérinaire. I. Rappel des principes techniques. Méd. Vét. Québec, 25,52-57.
- [24] : Kirberger R.M (1995) Imaging artifacts in diagnostic ultrasound – A review .Veterinary Radiology and Ultrasound, 36,(4),297-306
- [25] : Peninck D.G. (1995). Imaging artifacts in ultrasound.In : Nyland T.G. znd Mattoon J.S (ed), Veterinary diagnostic ultrasound .W.B.Saunders, Philadelphia, 357p ., 19-29.
- [26] : Hanzen Ch._ propédeutique de l'appareil génital de la jument, Cours magistral de 1^{ère} année Doctorat année 2004_2005.
- [27] : Barone, R., Anatomie comparée des mammifères domestiques, Tome 3, Splanchnologie II, Appareil uro-génital fœtus et ses annexes, péritoine et topographie abdominale, ENV de Lyon,(1978), 951p.
- [28] : Kainer, R.A., reproduction organs of the mare, In : McKinnon, A. O., Voss, J. L., Equine reproduction, Edition Lea & Febiger, Philadelphie, (1993), 408-414.
- [29] : Barone, R. Anatomie comparée des mammifères domestiques, tome 4, Splanchnologie II, Appareil uro-génital fœtus et ses annexes, péritoine et topographie abdominale, (2^{ème} Edition), Ecition Vigot frères, Paris, (1990), 951p.

- [30] : Butsc H J_M_ 20% des juments ont un colostrum de mauvaise qualité_ La semaine vétérinaire n 1049(2002).
- [31] : Collectif_ Personnel Soignant n 3_2001_ supplément au n 6_2001 de PMCAC_ Spécial reproduction (1^{re} partie) Editions CNSPA_AFVAC (2001).
- [32] : Collectif_ Personnel Soignant n 3_2001_ supplément au n 6_2001 de PMCAC_ Spécial reproduction (2^e partie) Edition CNSPA_AFVAC (2001).
- [33] : Palmer E., Drincourt M. A., 1980._ Use of ultrasonic échography in équine gynocology. The riogenology., 13,203_216.
- [34] : D.,_R.Lane et Coll._ Guide des Auxiliaires Spéciales Vétérinaires_ Editions du point Vétérinaire (1994).
- [35] : Ephrati C., Pizzin.N._ Guide des professionnels de l'animalerie_ Aniwa Publisching (2003).
- [36] : Van Niekerk C.H., 1965._ Early clinical diagnostic of pregnancy in mares.J.So.Aft.Vet.Med.Assn., 36,51_58.
- [37] : Chevalier F., Palmer E., 1982_ Ultrasonic échography in the mare.J.Ropred.Fert,Suppl.32.
- [38] : A.O.McKinnon et J.L.Voss. éduat : Equine reproduction. Philadelphie. Lea et Febiger. 1993 ; p.281. avec la permission de Williams et Wilkins. Baltimore.
- [39] : La reproduction chez le cheval : la jument. E.Palmer. Ed A. Leson, Paris 1978.
- [40] : Chavatte Pet Clement F._ Fiches Techniques des Haras Nationaux, 1999.
- [41] : Cereopa (ed), Le cheval : techniques d'élevage (2^e ed), 1990.
- [42] : Blanchard T. L, Varner D., Schumacher J., Reproductive physiology of the non pregnant mare. Manuel of équine reproduction. 2nd Editions Mosdy. 340 pages.
- [43] : INRA, Le cheval : Reproduction, sélection alimentaire, exploitation, 13^e journée du Grenier de Theix, INRA éd., Paris, 1984.
- [44] : Commissaire B., La reproduction chez la jument, Cereopa, 1984.
- [45] : Briant, C., "Stimulation ovarienne chez la ponette Welsh en vue de la production d'embryons limites physiologiques et techniques", Thèse de doctorat, Universsité François Rabelais de Tours, (2004).
- [46] : Les Haras Nationaux ; Gestation de la jument, guide pratique ; 2001 ; 3^{ème} édition, Paris.

- [47] : Valérie Duphot. Equidés reproduction, suivi ovarien : les critères pour prévoir le moment de l'ovulation. Sciences & pratique N°999 du 13 au 19 septembre 2008.
- [48] : Palmer, E., "Induction of ovulation". In : "Equine Reproduction", Eds Mc Kinnon et Voss. Lae et Febiger, Philadelphia, (1993), 344-347.
- [49] : Haras Nationaux, Reproduction en liberté chez la jument, Haras Nationaux, Paris 2000.
- [50] : Palmer, E. et Guillaume, D., "Photoperiodism in the equine species-what is a long night ?", Animal Reproduction Science 28, (1992), 21-30.
- [51] : Palmer, E., "Recent attempt to improve synchronisation of ovulation and to induce superovulation in the mare", Journal suppl. 3, (1985), 361-364.
- [52] : Haras Nationaux, Gestion de la jument, guide pratique, Haras nationaux, Paris 1998.
- [53] : Kenneth L. Marcella (2004) : Equine ovarian tumors. In : DVM Newsmagazin April 1, 2004.
- [54] : Palmer E., 1978_ control of the œstrus cycle of the mare. J, Reprod, Fert, 495_505.
- [55] : Ginter O. J., 1979_ Reproductive biology of the mare. Basic and applied aspects. Mc Maughton & Gun Inc. Ed., Ann Harbor, Micc.
- [56] ; Palmer E., Jousset B., 1975_ Urinary estrogen and plasma progesterone levels in non pregnant mares. J. Reprod. Fert., Suppl. 23, 213_221.
- [57] : Wesson J.A. Ginther O.J., 1982_ Influence of photoperiod on puberty in the female pony. Illud intern. SUMP ; On Equine Reproduction. J. Reprod. Fert., Suppl Reproduction. J. Reprod.fert., Suppl 32.269_ 274.
- [58] : Palmer E., Drincourt M. A., 1981_ Consequences of foaling at different seasons and in different photoperiods 32nd Ann. Meet. EAAP. 31, 203_ 216.
- [59] : Van Niekerk, C.H. et Gerneke, W.H. "Persistence and parthenogenetic cleavage of tuba loba in the mare", Onderstepoort Journal of Veterinary Research, 33, (1966), 195-231.
- [60] : Le cheval : reproduction et élevage, Peter Rosedale. Ed Maloine 1992. P 96_108.
- [61] : Labomme Olivier_ (Haras des Armes), avec l'aval scientifique du Dr Vétérinaires Hervé Doutriaux. 09 /2002.
- [62] : Drincourt, M.A., "Regulation of ovarian follicular dynamics in farm animals. Implications for manipulation of reproduction", Theriogenology, 55, (2001), 1211-1239.

- [63] : Rubion , S., "Physiologie de la reproduction chez la jument. Application à l'insémination artificielle", Thèse d'état de Docteur vétérinaire, ENV Nantes, (2000).
- [64] : Badi, A.M., O'Byrne, t.N. et Cunningham, E.P., "An analysis of reproductive performance in thoroughbred mares", Irish Veterinary Journal, 35, (1981), 1-12.
- [65] : Gordon, I., Controlled Reproduction in Horses, Deer and Camelids, CAB international, University Press, Cambridge UK, (1997).
- [66] : Ginther, O.J. et First, M.L., Am. J. Vet. Res., 32, (1971), 1687-1689. In : Driancourt, M.A, "La Reproduction chez la jument", Ed. C.E.R.E.O.P.A., (1981), 93 p.
- [67] : Hershman, L., et Douglas, R.H., The critical period for the maternal recognition of pregnancy in pony mares, Journal of Reproduction and Fertility Suppl. 27, (1979), 395-401.
- [68] : Battut, I., et Bruyas, J.F., Fieni, F., Tainturier, D., « Le diagnostic de gestation », Le Point Vétérinaire, 28, 176, (1996), 27-36.
- [69] : Menezo, Y., Renard, J.P., " La vie de l'œuf avant l'implantation" .In : Thibault, C., Levasseur, M.C. « La reproduction chez les mammifères et chez l'homme », Edition Ellipses. Paris , (1991), 339-357.
- [70] : Vanderwall, D.K., " Early embryonic development and evaluation of equine embryo viability", Vet . Clin .North Am. Equine Pract., 12, 1, (1996),61-83.
- [71] : Oriol, J.G ., Clarke, A.J. et Sharom, F.J., " Mucin-like glycoproteins in the equine embryonic capsule", Molecular Reproduction and Development, 34, (1993), 255-265.
- [72] : Sertich, P., "Pregnancy evaluation in the mere",In : Current Therapy in large animal theriogenology, Youngquist, R.S., W.B. Saunders Company, (1997), 103-112.
- [73] : Bazer, F.W. ? Ott, T.L. et Spencer, T.E., "pregnancy recognition in ruminants, pigs and horses :signals from the trophoblast", Theriogenology, 41, (1994), 79-94.
- [74] : Stout, T.A.E. et Allen, W.R., "Role of prostaglandin in intrauterine migration of the equine conceptus", Reproduction, 121, (2001), 771-775.
- [75] : Ginther, O.J., "Ultrasonic imaging and reproductive events in the mare", Eds. Equiservices CROSS PLAINS, (1980), 203-216.
- [76] : Ginther, O.J., "Mobility of the early equine conceptus", Theriogenology, 19, (1983), 608.
- [77] : Hanzen, Ch., "Diagnostic de gestation chez les ruminant, la jument et la truie", 1^{er} doctorat, année (2005-2006), Université de Liège.

- [78] : Sharp, D.C., Mc Dowll, K.J., Weithenauer, J., et Thatcher, W.W., "The continuum of events leading to maternal recognition of pregnancy in mare", *Journal of Reproduction and Fertility. Suppl.*, 37, (1989), 101-107.
- [79] : Palmer E (1984), Amélioration de la fécondité dans l'espèce équine. In ; Jarrige R, Martin-Rosset W. *Le cheval. Reproduction, sélection, alimentation, exploitation*, INRA, Paris, 37-46.
- [80] : Bruyas, J.F., "Maitrise du cycle oestral de la jument : mise au point bibliographique". *Gynécologie équine, Tome 2, Enseignement optionnel de pathologie équine*, ENV Nantes, (1996-1997).
- [81] : Gastal, M.O., Squires, E.L., Kot, K. et Ginther, O.J., "Factors related to the time of fixation of the conceptus in the mares", *Theriogenology*, 46, (1996) 1171-1180.
- [82] : Waelchli, R.O., Gerber, D.H. et Betteridge, K.J., "Changes in the osmolarity of equine blastocyste fluid between days 11 and 25 of pregnancy", *Theriogenology*, 45, (1996), 290.
- [83] : Bruyas, J.F., "Gynécologie équine", Tome 1. *Enseignement Optionnel de Pathologie Equine*, ENV Nantes, (1996-1997).
- [84] : Rose. R.J ; Hadsgon. D.R ; *Manual of équine practice*, 2d édition, WB Saunders Company, philadelphia, 1999.
- [85] : Ginther O.J. *Reproductive of biology of the mare : basic applied aspects*. Cross Plains. Equiservices. 1979.
- [86] : Ammi Mohamed, *Induction de l'ovulation par hormone et suivi des premiers stades de gestation par échographie chez la jument*, Thèse de magistère université Saad Dahleb Blida, 2008.
- [87] : Hanzen C, Castagne JL. (2004). *Production d'embryons in vitro. Obstétrique et Pathologie de la Reproduction des Ruminants, Equidés et porcs [en ligne]* (Faculté de médecine vétérinaire et de l'université de liège), Juin 2001(modifié le 17 octobre 2003), [<http://www.fmv.ulg.ac.be/oga/dloads/Doc2Notes/Ch32.doc>], (consulté le 03 Mai 2004).
- [88] : Hanzen. Ch. de la faculté de Médecine Vétérinaire, *Service d'Obstétrique et de Pathologie de la Reproduction des ruminants, équidés et porcs (cours 2^{ème} doctorat 2005-2006)*.
- [89] : Hanzen.Ch. de la faculté de Médecine Vétérinaire, *Service d'Obstétrique et de Pathologie de la Reproduction des ruminants, équidés et porcs (cours 2^{ème} doctorat 2005-2006)*.