

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique



Institut des Sciences
Vétérinaires- Blida

Université Saad
Dahlab-Blida 1-



Projet de fin d'études en vue de l'obtention du

Diplôme de Docteur Vétérinaire

Etude bibliographique sur le suivi échographique ovarien chez la jument

Présenté par

SOUFI NOUR EL HOUDA

Devant le jury :

Président(e) :	FERROUK M.	MCB	Université de BLIDA1
Examineur :	KALEM A.	MCB	Université de BLIDA1
Promoteur :	ADEL D.	MCB	Université de BLIDA1
CoPromoteur :	BOUZIDI M.	Dr vétérinaire	Garde Républicaine Algérienne

Année : 2018/2019

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique



Institut des Sciences
Vétérinaires- Blida

Université Saad
Dahlab-Blida 1-



Projet de fin d'études en vue de l'obtention du

Diplôme de Docteur Vétérinaire

Etude bibliographique sur le suivi échographique ovarien chez la jument

Présenté par

SOUFI NOUR EL HOUDA

Devant le jury :

Président(e) :	FERROUK M.	MCB	Université de BLIDA1
Examineur :	KALEM A.	MCB	Université de BLIDA1
Promoteur :	ADEL D.	MCB	Université de BLIDA1
CoPromoteur :	BOUZIDI M.	Dr vétérinaire	Garde Républicaine Algérienne

Année : 2018/2019

Remerciements

Tout d'abord, merci à Dieu, le Clément, le Miséricordieux de nous avoir donné la force et le courage de mener à bien ce modeste projet.

C'est avec une profonde reconnaissance et considération particulière que je remercie mon Promoteur Mr Adel Djalel pour la sollicitude avec laquelle il m'a suivi et guidé tout au long de ce parcours.

Je tiens à remercier les membres de jury :

MR FAROUKH MOUSTAPHA , maitre de conférence pour m'avoir honoré de présider le jury.

Mr KALEM AMAR , maitre de conférence B pour avoir accepté de juger ce travail.

Je tiens aussi à remercier la garde républicaine algérienne pour ce qu'elle m'a fourni en personnel et matériel pour la réussite de mon projet, ainsi que le stage proposé

Je ne manquerai pas de remercier vivement mon Co-encadreur Dr BOUZIDI MOHAMED, qui a répondu toujours présent à mes interrogations et a transmis sa passion et vision du domaine.

Je remercie les membres du jury qui me font l'honneur de présider et examiner ce modeste travail.

Toute ma gratitude à tous les enseignants qui ont contribué à ma formation à l'INSTITUT DES SCIENCES VETERINAIRES DE SAAD DAHLAB BLIDA

Mes remerciements vont également à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à l'aboutissement de ce projet.

Tout le personnel de l'INSTITUT DES SCIENCES VETERINAIRES DE SAAD DAHLAB BLIDA

Dédicaces

Je dédie ce projet de fin d'études en premier, à mes très chers parents. Tous les mots du monde ne sauraient exprimer l'immense gratitude que je vous témoigne pour tous les efforts et les sacrifices que vous n'avez jamais cessé de consentir pour mon instruction et mon bien-être. J'espère avoir répondu aux espoirs que vous avez fondés en moi.

A mon frère Mohamed et mes sœurs Lila, Khalida, Ilhem

A toute ma grande famille, plus spécialement à ma grand-mère.

A tous mes amis, plus particulièrement à Youcef juve, Mohamed, Maha, Hanan, Romaisa, Meriem, Amina, kouciela, yasser, hanna, racha, marwa, badreddine.

A tous ceux qui m'ont aidé de près ou de loin dans la concrétisation de ce modeste travail.

Résumé :

La reproduction équine demande une rigueur importante dans la gestion de la jument afin de remplir l'objectif d'obtenir un poulain par an et le plus tôt dans l'année. Il est alors essentiel de maîtriser un maximum de facteurs influençant la fertilité.

Le vétérinaire doit être capable de réaliser un suivi gynécologique à chaque moment clé au cours de la vie reproductrice de la jument afin de dépister les affections pouvant altérer les performances de reproduction et les traiter rapidement, de connaître le moment optimal pour inséminer la jument, puis de diagnostiquer la gestation et d'en suivre son bon déroulement.

Mot-clé : Cheval, gynécologie vétérinaire, gestation, juments, reproduction.

Abstract:

Equine reproduction requires a great deal of rigor in the management of the mare in order to fulfill the objective of obtaining a foal per year and at the earliest in the year. It is therefore essential to control a maximum of factors influencing fertility.

The veterinarian must be able to perform gynecological monitoring at each key moment during the reproductive life of the mare in order to detect the conditions that can alter reproductive performance and treat quickly, to know the optimal time to inseminate the mare, then to diagnose pregnancy and to monitor its progress.

Keyword: Horse, veterinary gynecology, gestation, mares, reproduction.

ملخص:

التكاثر عند الخيول يتطلب قدرا كبيرا من الصرامة في ادارة الفرس من اجل تحقيق هدف الحصول على مهر في السنة ، و في اقرب وقت في السنة . ولذلك من الضروري السيطرة على الحد الاقصى من العوامل التي تأثر على الخصوبة.

يجب ان يكون الطبيب البيطري قادرا على القيام بمراقبة امراض الولادة في كل لحظة رئيسية خلال حياة الانجاب و الفرس من اجل الكشف و تشخيص الحمل و مراقبة ثم عن الظروف التي يمكن ان تغير الاداء الانجابي و معالجته بسرعة , لمعرفة الوقت الامثل لتوعية الفرس تقدم الحمل

الكلمات السرية : التكاثر ،حصان ،امراض الولادة ، الحمل ، الفرس.

Table des matières

Liste des figures

Liste des abréviations

Introduction.....	1
Chapitre I : Anatomie de l'appareil reproducteur de la jument	2
I.1. Ovaires.....	2
I.2. Trompes utérines.....	2
I.3. Utérus.....	2
I.4. Col utérin.....	2
I.5. Vagin.....	3
I.6. Vulve.....	4
Chapitre II : fonctionnement de l'ovaire chez la jument.....	5
II.1. Généralités sur le cycle œstral	5
II.2.Modifications ovariennes.....	7
II.2.1. Dynamique folliculaire	7
II.2.1.a. Etapes de la folliculogenese	7
II.2.1.b. Croissance et différenciation du follicule	8
II.2.1.c. Les vagues de croissance folliculaire	9
II.2.1.d. Devenir des follicules	11
II.2.2. Le corps jaune	14
II.3. Endocrinologie	15
II.3.1. Fonction endocrine des ovaires : les hormones stéroïdiennes	15
II.3.1.a. Les œstrogènes	16
II.3.1.b. Les progestagènes	16
II.3.2. Régulation hypothalamo-hypophysaire	17
II.3.2.a. Hormones hypophysaires	17

II.3.2.b. Hormone hypothalamique : la gonadoliberine	23
II.3.3. Fonction endocrine de l'utérus : les prostaglandines	25
II.3.3.a. Production et action	25
II.3.3.b. Régulation (Ginther, 1992 ; Niswender et Nett, 1993)	26
II.3.3.c. Utilisation	27

Chapitre III : Echographie des ovaires

III.1. Principe de l'échographie.....	29
III.1.a. Les ondes ultrasonores [Mai, 1994 ; Boon, 1998 ; Ginther, 1986]	29
III.1.b. Formation des échos [Mai, 1994 ; Ginther, 1986].....	30
III.1.c. Formation de l'image ultrasonore [Mai, 1994 ; Ginther, 1986]	32
III.1.d. Qualité de l'image échographique	34
III.2. Matériel.....	39
III.2.1. Les sondes = transducteurs	39
III.2.2. L'échographe	39
III.3. Déroulement de l'examen échographique	39
III.3.1. Précautions à prendre	39
III.3.1.a. Pour la jument	39
III.3.1.b. Pour l'examineur	40
III.3.2. Anatomie et repérage des ovaires.....	41
III.3.2.a. Anatomie	41
III.3.2.b. Repérage des ovaires.....	42
III.4. Images échographiques des ovaires de la jument	48
III. 4.1. Les follicules.....	48
III.4.1.a. Suivi de la folliculogenese par échographie	49
III.4.1.b. La prédiction de l'imminence de l'ovulation	52
III.4.1.c. L'ovulation	54
III.4.2. Le corps jaune.....	54
III.4.2.a. Apparences échographiques des corps jaunes chez la jument	54

III.4.2.b. Applications de la détection des corps jaunes par échographie54

Conclusion.....54

Liste des figures

Figure 1 : Vue latérale des organes reproducteurs et structures adjacentes chez la jument (Brinsko et <i>al.</i> , 2011).....	3
Figure 2 : Vue dorsal de l'appareil reproducteur chez la jument (Brinsko et <i>al.</i> , 2011).....	3
Figure 3 : Vulve et région périnéale de la jument (Brinsko et <i>al.</i> , 2011).....	4
Figure 4 : Distribution des durées de l'œstrus, du dioestrus et du cycle œstral chez la jument (Ginther, 1992).....	6
Figure 5 : Phases du cycle oestral chez la jument (Sendel, 2010).....	7
Figure 6 : Schéma des trois types de cycles chez la jument (Ginther, 1992).....	10
Figure 7 : Schéma représentant la croissance et les changements de forme du follicule preovulatoire équin (Ginther, 1992).....	14
Figure 8 : Interactions entre le niveau d'hormones gonadotropes, la folliculogénèse et l'ovulation (Ginther, 1992).....	20
Figure 9 : Synthèse des variations hormonales et ovariennes au cours du cycle œstral chez la jument (Daels et Hugues, 1993a).....	28
Figure 10 : Phénomène de réflexion / réfraction des échos ultrasonores (Boon, 1998).....	30
Figure 11 : Les différents types de réflexion des échos (Ginther, 1986).....	31
Figure 12 : Formation de l'image en échographie bidimensionnelle (Mode BD) (Mai, 1994).....	33
Figure 13 : Echographie transrectale ou le contact sonde-muqueuse rectale est insuffisant : les échos parallèles sont dus à des réflexions multiples entre la sonde et l'air (photo personnelle).	37
Figure 14 : Echographie transrectale d'un ovaire de jument (photo personnel).....	38
Figure 15 : image d'un travail de contention pour examiner une jument (photo personnelle)....	40
Figure 16 : Disposition originale schématique de la médulla et du cortex chez la jument et chez les autres animaux de rente (Ginther, 1992).....	41
Figure 17 : Anatomie de l'appareil génital d'une jument, vue ventrale après isolement et étalement (Barone, 1978).....	43

Figure 18 : Anatomie de l'appareil génital et organes pelviens d'une jument, vue latérale gauche des organes disséqués en place (Barone, 1978).....	44
Figure 19 : Coupes échographiques longitudinales d'une partie de l'utérus(*) et de la vessie(#) de juments en dioestrus montrant la diversité de l'échogenicité urinaire dans cette espèce.....	45
Figure 20 : Coupe échographique longitudinale du corps de l'utérus d'une jument en œstrus..	45
Figure 21 : Coupe échographique longitudinale de l'utérus au niveau de la bifurcation des cornes d'une jument en dioestrus (photo personnelle)	46
Figure 22 : Coupe échographique transversale d'une corne utérine d'une jument en dioestrus (photo personnelle)	47
Figure 23 : Image échographique d'une coupe d'ovaire de jument en œstrus Les structures rondes anéchogènes (noires) sont des follicules, entre eux se situe le stroma ovarien (gris clair) (photo personnelle).....	47
Figure 24 : Image échographique d'une coupe d'ovaire de jument en œstrus Les structures rondes anéchogènes (noires) sont des follicules, entre eux se situe le stroma ovarien (gris clair) (photo personnelle).....	48.
Figure 25 : Profil du nombre de follicules de différentes tailles entre deux ovulations chez la jument (Ginther, 1986).....	50
Figure 26 : Evolution de la population folliculaire au cours de l'année : pourcentage de juments (sur un effectif de 14 juments) pour lesquelles le diamètre du plus gros follicule était supérieur à 30 mm, de 20 à 30 mm ou inférieur à 20 mm en fonction des mois de l'année (Ginther, 1992).	52
Figure 27 : Image échographique d'un follicule pré ovulatoire de 41.4 mm de diamètre (moyenne de la hauteur et de la largeur) (photo personnel).....	53
Figure 28 : Images échographiques d'un corps jaune	56

Liste des abréviations

AC : aire colorée

ADN : Acide Désoxyribonucléique

AMPc : Adénine Mono-Phosphate cyclique

Ang : Angiopoietine

B = BD = 2D : bidimensionnel

C : vitesse de propagation des ultrasons dans les tissus mous (1540 m/s)

CFM : Cartography Flow Mapping

D : vitesse minimale diastolique

f_0 : fréquence émise

FGF : Fibroblastic Growth Factor = facteur de croissance fibroblastique

FSH : Follicle-Stimulating Hormone

GnRH : Gonadotrophin Releasing Hormone = Gonadoliberine

hCG : Gonadotrophine Chorionique humaine

hMG : Gonadotrophine Ménopausique humaine

IGF : Insulin Growth Factor

IP : Index de Pulsatilité

IR : Index de résistivité

ITV : intégrale de la vitesse = déplacement du flux sanguin en cm

LH : Luteinizing Hormone

p : niveau de significativité pour les probabilités critiques

p2 : pixels². Ici, 1 pixel = (1/11,811) mm

PG : Prostaglandine

PRF : Pulse Repetition Frequency = fréquence de répétition des pulses

r : coefficient de corrélation de Pearson

S : vitesse maximale systolique

TM : Temps-Mouvement

V : vitesse du flux sanguin

Vmax : Vitesse maximale

Δf : variation de fréquence en Hertz

Introduction

Dans l'espèce équine, la maîtrise du cycle ovarien de la jument est un enjeu économique important. L'objectif de la majorité des éleveurs de chevaux est d'obtenir un poulain par an, ce qui est déjà un objectif ambitieux de par la durée de gestation de 11 mois. Le second objectif est d'obtenir un poulain le plus tôt dans l'année, notamment pour les chevaux de courses qui concourent en fonction de leur âge et donc présentent un avantage certain à être plus précoces. Or, de façon physiologique la saison de reproduction des juments dans l'hémisphère Nord commence au mieux en mars/avril. Ainsi, de nombreux traitements ont été élaborés afin d'avancer cette saison.

Les principales préoccupations sont alors d'avoir une jument en oestrus le plus tôt possible, de la préparer au mieux avant la mise à la reproduction afin d'arriver le jour avec une jument présentant les meilleures chances d'être fécondée. Mais aussi de maintenir la jument dans un état de santé optimal afin de limiter les risques de perte embryonnaire précoce et d'avortement une fois gestante. Pour cela il est important de connaître les facteurs environnementaux sur lesquels il est simple d'agir, de mener au mieux les actions de médecine préventive et de proposer des suivis gynécologiques complets avant, pendant et après la gestation.

Ce travail a pour but de synthétiser les actions qui peuvent mener ensemble le vétérinaire et l'éleveur pour optimiser les performances de reproduction de la jument, de relever les points clés de la gestion d'une jument reproductrice, ceci afin d'obtenir un poulain viable dans les meilleurs délais.

Le suivi de reproduction se fait par échographie, cette technique qui est initialement, utilisée pour le diagnostic précoce de gestation j 14 peut être élargie à d'autres applications telles que : l'évaluation du stade de cycle, le suivi de l'activité folliculaire, le diagnostic d'ovulation, le diagnostic des irrégularités ovariennes (ovaire polyfolliculaire, follicule lutéinisé, follicule anovulatoire, corps jaune persistant)

Chapitre I : Anatomie de l'appareil reproducteur de la jument

L'appareil reproducteur de la jument comprend une partie interne située dans l'abdomen et une partie externe. De l'intérieur de l'abdomen vers l'extérieur cet appareil comprend :

I.1. Ovaires

Les ovaires (ou gonades) sont le lieu de formation et de croissance des ovules (Figures 1 et 2). Ce sont les glandes endocrines qui produisent les hormones œstrogènes et progestérone, c'est aussi le site de présence du corps jaune (Sandel, 2010).

I.2. trompe utérine (oviducte) (manuel de reproduction)

L'oviducte est composé de 3 parties :

L'infundibulum (pavillon) partie la plus proche de l'ovaire . au moment de l'ovulation, cette structure un peu en forme d'éventail recouvre la fosse d'ovulation afin de faciliter l'entrée de l'ovocyte dans le canal tubaire

L'Ampoule partie élargie plus éloigné de l'ovaire où se produisent la fécondation et la 1^{ère} division cellulaire, 1^{er} clivage du zygote (ovocyte fécondé)

L'Isthme partie la plus étroite relie l'ampoule à l'utérus assure le transit des jeunes embryons depuis l'ampoule jusque dans la cavité utérine

I.3. Utérus

Organe constitué du corps proprement dit de l'utérus qui s'ouvre sur le col utérin, vers l'extérieur, et possède du côté postérieur les deux cornes utérines terminées par les oviductes. L'utérus est le lieu où se déroule la gestation et le développement de l'embryon (Figures 1 et 2) (Sandel, 2010).

I.4. Col utérin

Le col utérin correspond à l'ouverture de l'utérus sur le vagin. Il a une longueur d'environ 10 cm et sert à maintenir un milieu stérile dans l'utérus (Figures 1 et 2). Le col se dilate quand la jument est en chaleurs et il se referme en l'absence de chaleurs ou de gestation (Sandel, 2010).

I.5. Vagin

Partie de la filière pelvi génitale (trajet parcouru par le fœtus) située dans la ceinture pelvienne et s'étendant du col utérin à la vulve.

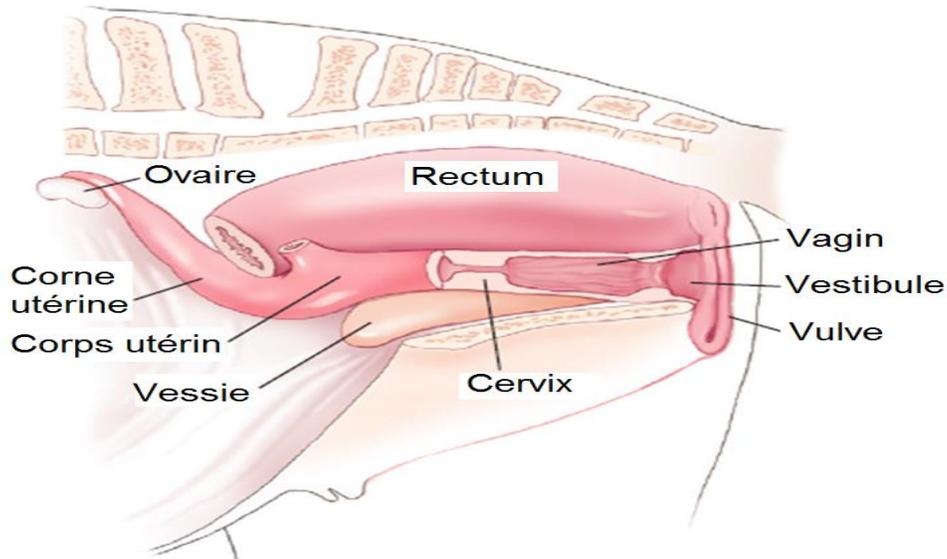


Figure 1 : Vue latérale des organes reproducteurs et structures adjacentes chez la jument (Brinsko et *al.*, 2011)

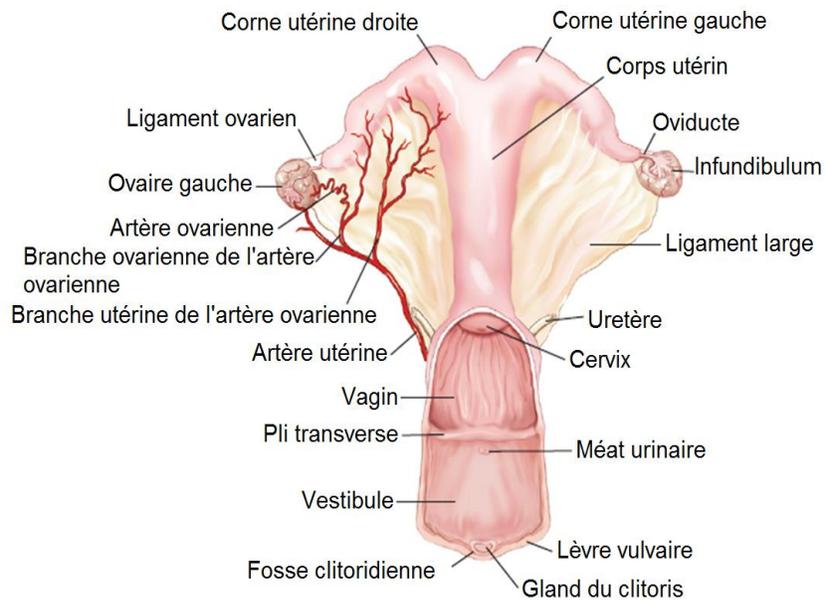


Figure 2 : Vue dorsal de l'appareil reproducteur chez la jument (Brinsko et *al.*, 2011)

I.6.Vulve

La vulve est la partie externe de l'appareil reproducteur de la jument (Figure 3). Elle est située en arrière du vagin. Elle se compose du vestibule, des lèvres et du clitoris. Elle est limitée dorsalement par le rectum et l'anus, ventralement par le plancher du bassin et latéralement par les muscles semi-membraneux et le ligament sacro-sciatique. Son ouverture externe a une longueur de 12 à 15 cm et présente une commissure dorsale et une commissure ventrale située à 5 cm environ sous le bord postérieur du bassin. Le clitoris est beaucoup plus développé que dans d'autres espèces. Le gland a un diamètre de 2,5 cm et le corps une longueur de 5 cm (Brinsko et *al.*, 2011).

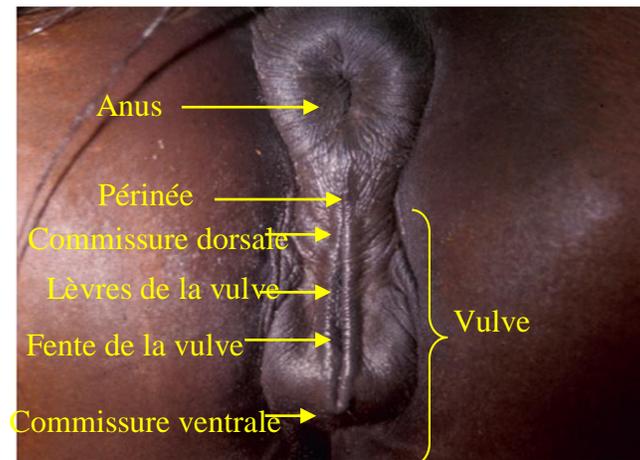


Figure 3 : Vulve et région périnéale de la jument (Brinsko et *al.*, 2011)

Chapitre II : fonctionnement de l'ovaire chez la jument

II.1. Généralités sur le cycle œstral

Dans l'espèce équine, l'activité de reproduction des femelles est saisonnée afin de permettre la naissance des poulains au printemps, lorsque les conditions alimentaires et climatiques sont les plus favorables. Cette saisonnalité est contrôlée essentiellement par la photopériode. Une photopériode de longue durée (14 h 30 à 16 h de lumière par jour) stimule la reprise de l'activité ovarienne de la jument.

Le cycle annuel de reproduction chez la jument comporte 2 périodes

La période de **reproduction**, caractérisée par une succession de cycles ovariens (centrée autour du solstice d'été).

La jument est pubère entre 12 et 24 mois. Cette variation est surtout fonction de l'alimentation et de la saison de naissance [Squire, 1993c]. La jument est une espèce à polyœstrus saisonnier. Son activité sexuelle dépend du photopériodisme et a lieu pendant les jours les plus longs : en moyenne entre avril et octobre pour l'hémisphère nord. Le cycle sexuel annuel chez la jument comprend les quatre phases suivantes :

anoestrus saisonnier centré sur le mois de décembre qui peut être divisée en 3 parties :

- La **transition vers l'inactivité ovulatoire saisonnière** (aux alentours de l'équinoxe d'automne) caractérisée par la présence de gros follicules qui n'ovulent pas à cause du déficit en LH.
 - L'**inactivité ovulatoire saisonnière** que nous appellerons **anoestrus saisonnier** caractérisée par une absence de cycles ovariens (centrée autour du solstice d'hiver).
 - La **transition vers la saison sexuelle** (aux alentours de l'équinoxe de printemps) caractérisée par une augmentation de la sensibilité folliculaire à la LH.
- transition vers la saison sexuelle (centrée sur mars)
 - fertilité maximale centrée autour du solstice d'été
 - transition vers l'anoestrus saisonnier (septembre – octobre).

Cependant, 15 à 20% des femelles sont cyclées toute l'année (Daels et Hugues, 1993a).

Le cycle œstral est défini comme la période séparant deux ovulations accompagnées de chaleurs et/ou d'un niveau de progestérone inférieur à 1 ng/ml et suivies chacune d'une élévation de la progestéronémie (Tibary *et al.*, 1994b). Il dure en moyenne 22 jours chez la jument et 24 jours chez la ponette (Ginther, 1992). Il est conventionnellement divisé en deux phases : l'œstrus ou phase d'acceptation du male, de durée très variable selon les femelles et selon la saison (en moyenne 7 jours avec des extrêmes de 3 à 12 jours) et le dioestrus ou phase de refus du male de durée plus stable (14 à 15 jours) (Tibary *et al.*, 1994b ; Ginther, 1992; fig. 1).

La variabilité de la période d'œstrus, entre individus est très importante et en fonction de l'état général de la jument, des conditions climatiques et de la situation en début ou fin de saison. La période de dioestrus est à considérer comme point de repère : le retour en chaleur a lieu 15 jours après l'ovulation précédente (Tiraby *et al.*, 1994b).

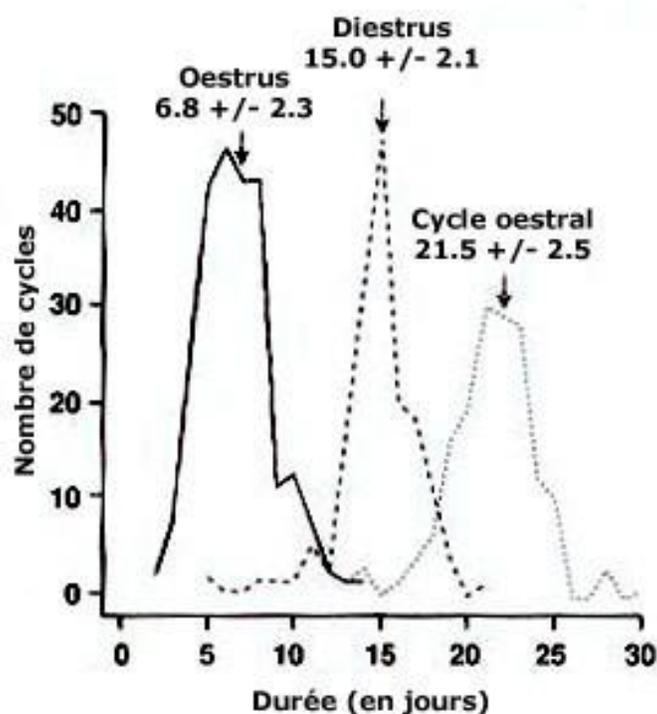


Figure 4 : Distribution des durées de l'œstrus, du dioestrus et du cycle œstral chez la jument (Ginther, 1992)

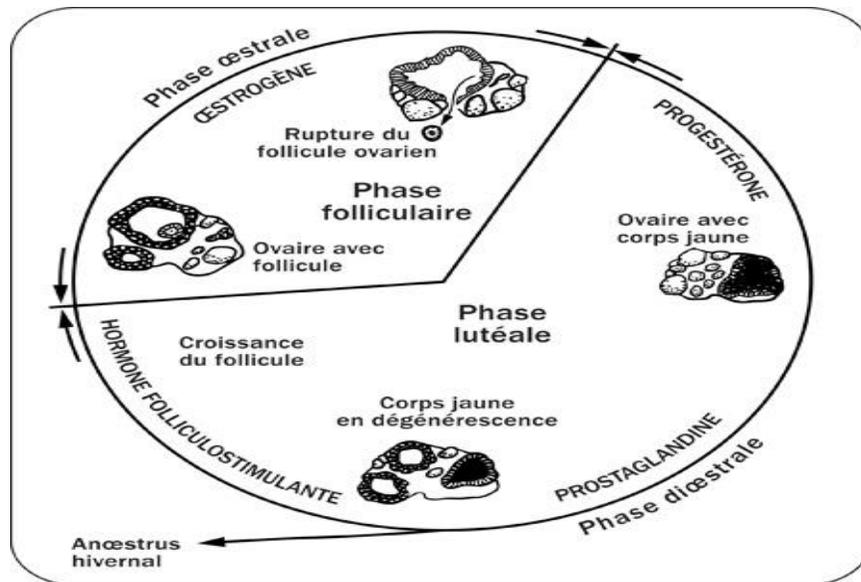


Figure 5 : Phases du cycle œstral chez la jument (Sendel, 2010)

II.2. Modifications ovariennes

Au niveau de l'ovaire, deux phases se succèdent durant le cycle œstral :

- la phase folliculaire, caractérisée par la présence d'un ou plusieurs gros follicules en croissance qui aboutira à l'ovulation d'au moins l'un d'entre eux,
- la phase lutéale, caractérisée par la présence d'un corps jaune qui secrète de la progestérone.

II.2.1. Dynamique folliculaire

II.2.1.a. Etapes de la folliculogenese

La folliculogénese est la croissance et la maturation du follicule, entre la réserve constituée par l'ovogénèse (follicule primordial) et l'ovulation qui correspond à la rupture du follicule mur (tertiaire preovulatoire). La première partie de cette évolution a lieu au cours du développement dans la gonade prépubère. La seconde correspond à la maturation folliculaire observée lors de l'activité cyclique.

La réserve de la jument à la naissance est constituée d'environ 40 000 follicules primordiaux contre 120 000 chez la vache. Un follicule primordial est un ovocyte primaire entouré de cellules aplaties indifférenciées. Il grossit et donne un follicule primaire qui contient un ovocyte développé. La différenciation et les mitoses des cellules aplaties forment une couche de cellules cuboidales.

Dans le follicule secondaire, la thèque interne se développe et deux couches de cellules de la granulosa se superposent. Le follicule tertiaire est caractérisé par un antrum contenant un exsudat produit par les cellules de la granulosa. La paroi folliculaire est alors composée de plusieurs couches de cellules de la granulosa et de cellules de la thèque séparées l'une de l'autre par une lame basale. Le développement de ce follicule tertiaire en follicule mur (ou preovulatoire) est marqué par un accroissement considérable de l'antrum, la différenciation et l'épaississement de la paroi (Pierson, 1993).

II.2.1.b. Croissance et différenciation du follicule

- **Recrutement**

Le recrutement correspond à la sortie de la réserve et l'entrée en croissance de certains follicules primordiaux (de moins de 10 mm). Il débute entre le 6ème et le 10ème jour du dioestrus soit 11 à 14 jours avant ovulation.

- **Croissance**

Le follicule recrute poursuit son développement jusqu'à devenir un follicule à antrum qui sera sélectionnable. La croissance est caractérisée par une augmentation de la vascularisation thécale et une augmentation de la taille du follicule qui atteint 20 à 30 mm environ (Ginther, 1992 ; Pierson, 1993).

- **Sélection**

La sélection correspond à l'ajustement du nombre de follicules recrutés au nombre d'ovulations et détermine le choix et l'individualisation du follicule qui ovulera, dit dominant. Elle se produit 6 à 8 jours avant ovulation ou s'il n'y a pas d'ovulation, 7 jours avant que le follicule dominant n'atteigne son diamètre maximum.

- **Dominance**

La dominance correspond à la sécrétion par le follicule sélectionné de facteurs qui contrôlent la croissance des follicules de la même vague et vont provoquer leur atresie [Tibary *et al.*, 1994b].

II.2.1.c. Les vagues de croissance folliculaire

Une vague de croissance est caractérisée par l'augmentation puis la diminution du diamètre d'un groupe de follicules pendant la durée d'un cycle œstral (*cf.* fig. 6).

La jument présente en général une vague de croissance folliculaire par cycle. Certaines peuvent cependant en présenter deux. Une vague de croissance au cours de laquelle s'effectuent le recrutement et la sélection d'un follicule dominant est appelée « vague de croissance majeure » par opposition aux vagues de croissance mineures se produisant avant la puberté, au cours desquelles aucun follicule n'est sélectionné (Ginther, 1992 ; Daels et Hugues, 1993a et Squires, 1993b).

Dans 80 % des cycles, une vague de croissance primaire se développe : en fin d'œstrus, l'ovaire de jument contient de nombreux petits follicules mesurant 2 à 5 mm qui vont grandir pendant la phase lutéale, à la vitesse moyenne de 3 mm par jour. La croissance de ces petits follicules aboutit à l'émergence d'un follicule dominant en milieu de cycle, vers le dixième jour de la phase lutéale. Ce follicule atteint la taille de 25-30 mm en fin de dioestrus, et son développement ultérieur aboutit à une ovulation (si ovulation il y a), unique le plus souvent, en phase œstrale (*cf.* fig. 2A) (Ginther, 1992 ; Palmer, 1987 ; Daels et Hugues, 1993).

Dans 20 % des cycles, il se produit deux vagues de croissance décalées dans le temps au cours d'un même cycle. La vague de croissance secondaire est caractérisée par l'émergence d'un follicule dominant en fin d'œstrus ou tout début de dioestrus (*cf.* fig. 6. B et C). Dans 15 % des cycles, cette seconde vague de croissance folliculaire est anovulatoire (*cf.* fig. 6. B). Dans 5 % des cycles, le développement de ce follicule preovulatoire en début de dioestrus aboutit à une ovulation pendant le dioestrus, sans que la jument ne soit en chaleur (*cf.* fig. 6. C) (Ginther, 1992 ; Tibary *et al.*, 1994b ; Daels et Hugues, 1993a,b ; Pierson, 1993). Ces ovulations dioestrales peuvent être fécondantes si elles surviennent assez tôt pendant le dioestrus. En revanche, si l'ovulation se produit en fin de dioestrus, le corps jaune résultant d'une telle ovulation ne sera pas assez mur pour répondre à la sécrétion de prostaglandines F2 α par l'endomètre en fin de phase lutéale. La durée de vie de ce corps jaune et celle du cycle seront alors augmentées, et la

jument pourra présenter un anoestrus par corps jaune persistant (Tibary *et al.*, 1994b ; Daels et Hugues, 1993a,b).

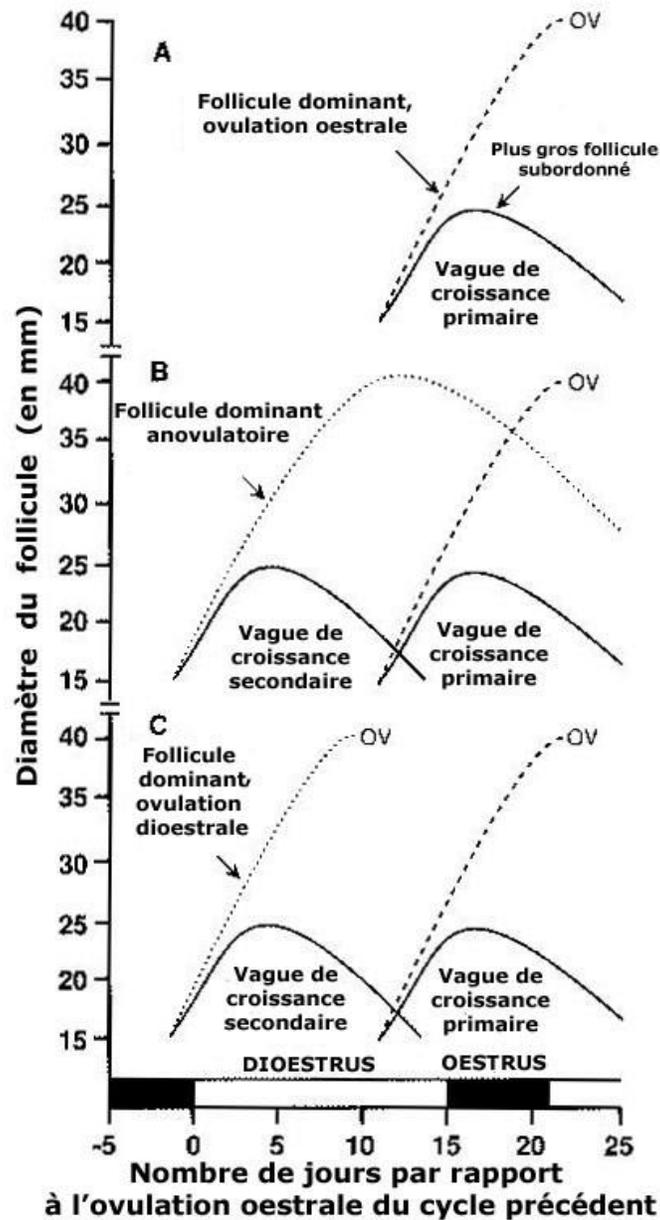


Figure 6 : Schéma des trois types de cycles chez la jument (Ginther, 1992)

A : Une vague de croissance folliculaire

B : Deux vagues de croissance folliculaire avec une ovulation œstrale

C : Deux vagues de croissance folliculaire avec ovulations dioestrale et œstrale

II.2.1.d. Devenir des follicules

L'entrée d'un follicule primordial en croissance et en différenciation est une étape irréversible de la folliculogenèse. Elle a deux issues possibles :

- la régression et la dégénérescence des follicules de la vague non sélectionnés ou du follicule dominant: c'est le phénomène d'atrésie,
- l'ovulation d'un follicule devenu dominant.

- **L'atrésie**

Ce phénomène irréversible concerne 99% des follicules de la jument [Pierson, 1993]. Il correspond à l'involution des cellules de la granulosa puis de la thèque. Le mécanisme impliqué dans l'atrésie est l'apoptose :

c'est une mort cellulaire programmée, caractérisée par l'activation d'endonucléases aboutissant à la fragmentation de l'ADN (Acide Désoxyribonucléique). Elle se différencie ainsi de la mort cellulaire par nécrose. Les événements biochimiques qui gouvernent l'atrésie ne sont pas connus (Ginther, 1992).

Sur le plan morphologique, le follicule atretique est caractérisé par une diminution de taille, l'apparition d'un noyau pyknotique dans les cellules de la granulosa suivie d'une dégénérescence de l'ovocyte puis d'une destruction des cellules de la granulosa. Parfois, on observe un clivage de l'ovocyte. Les cellules de la thèque interne s'atrophient et leur production d'œstradiol est fortement réduite. La vascularisation de la thèque interne diminue considérablement (Ginther, 1992. ; Palmer,1987).

L'atrésie serait donc un processus de dégradation cellulaire impliqué dans la sélection du follicule dominant.

- **L'ovulation**

Elle concerne le follicule dominant qui répond à une élévation du taux circulant de Follicle-Stimulating Hormone (FSH) et Luteinizing Hormone (LH) par un remaniement structural conduisant à sa rupture et à l'expulsion de l'ovocyte mur ainsi que du liquide folliculaire dans

lequel baignait cet ovocyte (Tiret et Lefrançois, 2001). L'ovulation est définie comme une intense réaction inflammatoire : ce processus est en effet caractérisé par une accumulation de cellules inflammatoires dans les tissus folliculaires, une modification de la vascularisation, une activation d'enzymes protéolytiques et par une intervention des médiateurs de l'inflammation : prostaglandines E_2 (PGE_2) et $F_{2\alpha}$ ($PGF_{2\alpha}$), prostacyclines et histamine voient leur synthèse augmenter quand l'expulsion ovocytaire approche (Pierson, 1993). Le taux de progestérone intrafolliculaire limite cette inflammation.

- **Caractéristiques du follicule preovulatoire**

Le follicule dominant présente une grande taille (supérieure à 25 mm) ou la plus grande taille des follicules en croissance, avec un taux de croissance de 3 mm par jour (Ginther *et al.*, 2001 ; Pierson, 1993 ; Daels et Hugues, 1993a ; Ginther, 1992). Il possède un nombre de cellules de la granulosa maximum mais avec un taux de mitoses minimal. Il est celui qui produit le plus de stéroïdes. Il est le plus réceptif aux stimulations gonadotropes. Sa plus grande réceptivité à la LH est notamment due à une augmentation du nombre de ses récepteurs à la LH sur les cellules de la thèque. Sa réceptivité à la FSH est due à une augmentation du nombre de cellules de la granulosa et à une augmentation de la sensibilité intracellulaire à la FSH. Ces effets sont potentialisés par l'œstradiol. Par ailleurs, le follicule preovulatoire est le plus vascularisé et ses capillaires fenestrés ont une perméabilité supérieure à celle des autres follicules. Enfin, le follicule preovulatoire inhibe la croissance des autres follicules localement par sécrétion paracrine et par sécrétion endocrine puisqu'il inhibe aussi le développement des follicules sur l'ovaire opposé (Pierson, 1993).

- **Ovulation**

L'ovulation de la jument est un phénomène rapide qui dure environ 2 minutes (avec des extrêmes allant de 5 secondes à 7 minutes). 16% des juments présentent une double ovulation, moins de 1% ont une ovulation triple (Tibary *et al.*, 1994a).

Une majorité des juments maiden (62%) présente leur première ovulation sur l'ovaire gauche, ceci probablement du fait d'une meilleure vascularisation initiale. Cette asymétrie

d'irrigation sanguine s'estompe à la première gestation qui provoque une hypertrophie vasculaire identique sur les deux ovaires (Ginther, 1992).

Environ 78 % des juments ovulent deux jours avant la fin de l'œstrus, 12 % ovulent plus de deux jours avant la fin de l'œstrus et 10 % ovulent après la fin de leur comportement d'œstrus (Daels et Hugues, 1993a).

Le follicule prêt à ovuler mesure en moyenne 45 mm (*cf.* fig. 7). Dans le cas de double ovulation bilatérale, le diamètre des deux follicules est identique (40 mm en moyenne) mais inférieur à celui d'un follicule conduisant à une ovulation simple. Lors de double ovulation unilatérale, le diamètre du premier follicule à ovuler est en moyenne de 39 mm et celui du second d'environ 34 mm (Pierson, 1993). 85 % des follicules changent de forme dans les heures précédant l'ovulation. Le contour folliculaire devient irrégulier et passe de sphérique à conique ou en forme de poire, l'apex pointant vers la fosse ovulatoire, seul endroit de l'ovaire d'où puisse sortir l'ovocyte (la structure de l'ovaire étant inversée chez la jument par rapport aux autres mammifères, avec une corticale entourée par la médulla). Ce changement de forme pourrait être dû à une légère diminution de pression à l'intérieur de l'antrum (cette diminution de pression a été démontrée chez le lapin). Les autres follicules restent bien sphériques (Ginther, 1992 ; Pierson, 1993) (*cf.* fig. 8). 90% des follicules se ramollissent dans les 12 à 72 heures précédant l'ovulation. Le passage d'une consistance turgide à molle est perceptible à la palpation transrectale (Ginther, 1992 ; Pierson, 1993 ; Tibary *et al.*, 1994a). Il faut cependant souligner qu'aucun critère n'est suffisamment fiable pour pouvoir prédire la survenue de l'ovulation à 48 heures près (Ginther, 1992).

L'expulsion de l'ovocyte nécessite la désintégration de l'apex du follicule, à la suite des ruptures des couches cellulaires de la granulosa, de la lame basale, des thèques interne et externe, du stroma ovarien et de l'épithélium germinatif ovarien situé au niveau de la fosse ovulatoire (Ginther, 1992 ; Pierson, 1993).

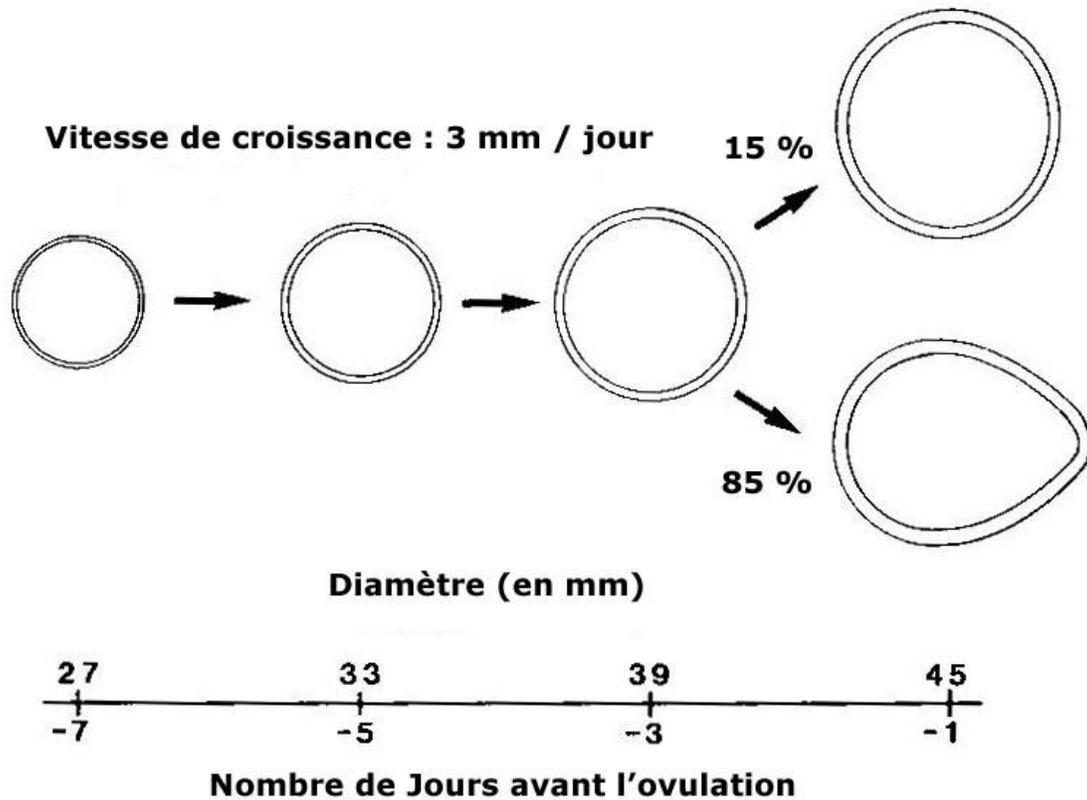


Figure 7 : Schéma représentant la croissance et les changements de forme du follicule preovulatoire équin (Ginther, 1992)

II.2.2. Le corps jaune :

L'ovulation donne lieu à des remaniements des cellules de la thèque et de la granulosa qui conduisent à la formation d'un corps jaune. Chez la jument, les cellules lutéales semblent exclusivement dérivées des cellules de la granulosa, les cellules de la thèque ayant totalement dégénéré 24 heures après ovulation. Les cellules de la granulosa grossissent après ovulation ; elles sont totalement luteiniées et commencent à produire de la progestérone 3 à 4 jours après ovulation.

Elles continuent de croître jusqu'au 9^{ème} jour du cycle (la progéstéronémie est maximale, le corps jaune est alors constitué de grandes cellules et de plus petites cellules. Ces petites cellules

représenteraient un stade de développement des grandes cellules. Ces cellules au repos, ne pourraient plus se convertir en grandes cellules.

Le corps jaune a une morphologie qui varie au cours du dioestrus. Juste après l'ovulation, un corps hémorragique se forme avec accumulation du sang à l'intérieur du follicule (corpus hémorragique). Les cellules lutéales se forment et s'organisent à l'intérieur de ce corps hémorragique. Au 9^{ème} jour du cycle, au moment où la progéstéronemie est maximale, le caillot sanguin est complètement résorbé et remplacé par une structure totalement latinisée et dense : le corps jaune proprement dit (corpus luteum) (Tibary *et al.*, 1994b ; Niswender et Nett, 1993 ; Squires, 1993a). Chez la jument, il existe deux types de corps jaune proprement dit : l'un plein, homogène et l'autre avec une cavité liquidienne (corps jaune cavitaire). Cette différence de morphologie n'a aucune influence sur la fonction de sécrétion et ne modifie en rien la durée du dioestrus (Ginther, 1992 ; Niswender et Nett, 1993 ; Tibary *et al.*, 1994b ; Squires, 1993a).

Le processus de luteolyse commence 12 jours après ovulation. La luteolyse se manifeste par une diminution du diamètre des cellules lutéales et une diminution synchrone de la progéstéronemie (Niswender et Nett, 1993 ; Tibary *et al.*, 1994b ; Daels et Hugues, 1993a ; Squires, 1993a). Au 20^{ème} jour du cycle, la plupart des grandes cellules sont à un stade de régression avancée, seules quelques petites cellules persistent. A ce moment, les vaisseaux sanguins sont sclérosés et s'oblitérent, ils forment des travées entre les cellules (Ginther, 1992).

II.3. Endocrinologie

Les modifications comportementales et ovariennes sont soumises à un contrôle hormonal étroit. Nous verrons successivement la fonction endocrine des ovaires, la régulation par l'axe hypothalamo-hypophysaire puis la fonction endocrine de l'utérus.

II.3.1. Fonction endocrine des ovaires : les hormones stéroïdiennes

Les ovaires contiennent deux glandes endocrines temporaires : les follicules et le corps jaune. D'une manière générale, les follicules sont associés à la production des œstrogènes et le corps jaune à celle des progéstagènes. L'œstradiol 17 β est l'œstrogène sécrété en plus grande quantité et la progéstérone est le progéstagène ovarien majeur (Ginther, 1992).

II.3.1.a. Les œstrogènes

Le terme d'œstrogène provient du fait que ces substances induisent l'œstrus, c'est à dire le changement comportemental des animaux qui se caractérise par l'acceptation du male [Tiret et Lefrancois, 2001 ; Nett, 1993].

Chez la jument, les œstrogènes sont produits par les cellules de la thèque interne et de la granulosa des follicules a antrum en maturation(Nett, 1993). La concentration en œstradiol 17 β s'élève à partir de J14-J16 post-ovulation, ce qui correspond au début de l'œstrus. Le taux maximum est atteint 24 à 48 heures avant l'ovulation puis celui-ci chute pour atteindre sa valeur la plus faible 1 a 2 jours après ovulation (Daels et Hugues, 1993a).

Les œstrogènes sont responsables de l'augmentation de la sécrétion de LH qui commence pendant l'œstrus au moment de la sélection et se poursuit après ovulation (Nett, 1993)

Par ailleurs, la concentration en œstrogènes formerait un second pic lors de la sélection folliculaire de la vague de croissance secondaire mais ce pic est moins important (Ginther, 1992).

II.3.1.b. Les progestagènes

La progestérone, sécrétée pendant la phase lutéale, est le principal produit du corps jaune. Pendant l'œstrus, la progéstonémie est inférieure a 1 ng/ml. Apres l'ovulation, la concentration de progestérone dans le plasma augmente rapidement jusqu'à une valeur maximale de 6 à 10 ng/ml atteinte en 6 jours. Cette concentration est maintenue jusqu'à la lutéolyse qui provoque une rapide diminution de la progéstonémie. Celle-ci retrouve une valeur basale aux environs du 15eme jour du cycle (Daels et Hugues, 1993a). Les autres substances progestagènes sont encore méconnues mais leurs concentrations suivraient le même profil (Ginther, 1992)

Les points marqués d'une astérisque sont significativement différents du précédent point marqué La progestérone inhibe le comportement d'œstrus et la décharge preovulante de LH chez la jument. Néanmoins, contrairement à ce qui se produit dans la plupart des autres espèces, la progestérone chez la jument n'inhibe pas complètement la fin de la folliculogenese et l'ovulation. Ainsi, les follicules peuvent continuer à croître voire ovuler durant la phase lutéale

(phénomène de vague de croissance secondaire) même en présence d'une concentration plasmatique de progestérone élevée (Irvine et Alexander, 1993).

II.3.2. Régulation hypothalamo-hypophysaire

Ces stéroïdes (œstrogènes et progestagènes) sont produits en synergie par les cellules de la thèque et de la granulosa, il est donc important que la maturation de ces cellules soit synchrone. Elle est sous le contrôle des hormones hypophysaires dites gonadotropes (Ginther, 1992).

II.3.2.a. Hormones hypophysaires

Les hormones hypophysaires FSH et LH (ou hormones gonadotropes) sont similaires structurellement, dans leur régulation, et fonctionnent de façon coordonnée pour permettre la fertilité de la jument (Alexander et Irvine, 1993).

- **La Follicle-Stimulating Hormone (FSH)**

La sécrétion de FSH durant le cycle œstral est bimodale en début de saison de reproduction. Il existe deux pics de sécrétion séparés de 10-12 jours (Daels et Hugues, 1993a, Pierson, 1993). Le premier pic débute peu de temps avant ovulation et atteint son maximum 3 à 5 jours après. Le second pic a lieu 11 à 13 jours après l'ovulation. Ces deux pics, observés pendant la première partie de la saison sexuelle, sembleraient correspondre au développement de deux vagues de croissance folliculaires (Daels et Hugues, 1993a ; Pierson, 1993 ; Alexander et Irvine, 1993). Plus tard dans la saison, la sécrétion de FSH est unimodale avec un seul pic 11 à 13 jours après ovulation (Pierson, 1993).

- **La Luteinizing Hormone (LH)**

Le taux de LH reste bas pendant la moitié du dioestrus (de J5 à J16). Après lutéolyse, le taux de LH augmente progressivement pour atteindre son maximum 2 jours après ovulation puis il diminue en 4 à 5 jours jusqu'à sa valeur minimale de dioestrus (Daels et Hugues, 1993a). La LH et la FSH ont des concentrations qui évoluent en opposition de phase, sauf pendant la

période péri-ovulatoire. Ainsi, entre la valeur la plus faible de FSH peu de temps avant ovulation et la valeur la plus haute de LH après ovulation, ces deux hormones sont en phase (Tibary *et al.*, 1994b) (*cf.* fig. 5). La LH et la FSH ont une sécrétion pulsatile mais celle-ci n'est pas spontanée. Leurs pulses sont synchrones et de basse fréquence pendant le dioestrus, l'anoestrus saisonnier et la phase de transition. Ils sont dissociés pendant l'œstrus (Alexander et Irvine, 1993).

- **Action**

La fonction cyclique ovarienne dépend entièrement des hormones FSH et LH (Alexander et Irvine, 1993).

- **Rôle dans la folliculogénèse**

Le recrutement des follicules primordiaux est induit par la FSH, hormone-clef du démarrage de la croissance folliculaire. En agissant en synergie avec un taux basal de LH, la FSH permet l'amplification de l'aromatase des androgènes en œstrogènes par les cellules de la granulosa du follicule : par conséquent, la quantité d'œstrogènes augmente (Tibary *et al.*, 1994b ; Pierson, 1993).

Les récepteurs à la FSH se trouvent principalement sur les cellules de la granulosa des follicules

ovariens prénataux. Ces cellules n'ont que des récepteurs à la FSH. Sous l'influence de la FSH, les cellules de la granulosa prolifèrent rapidement. Les récepteurs à la LH sont confinés sur les cellules de la thèque et les cellules interstitielles ovariennes des follicules préantraux. Après formation de l'antrum, des récepteurs à la LH sont présents sur les cellules de la granulosa. La formation de l'antrum et des récepteurs à la LH requiert la présence de FSH et d'œstradiol. La FSH induit par ailleurs une augmentation de la vascularisation du follicule, qui permet à celui-ci de répondre à des besoins métaboliques accrus et d'augmenter sa production d'hormones stéroïdes. La sélection est caractérisée par une diminution de la sécrétion de FSH et une augmentation parallèle de la production de LH. La LH active le développement et la maturation des grands follicules, elle engendre l'augmentation de la production d'androgènes par les cellules de la thèque interne, et d'œstrogènes par les cellules de la granulosa à la suite de l'aromatase permise par la FSH. Par ailleurs, la production d'inhibine s'élève aussi. C'est l'élévation conjuguée

d'œstradiol et d'inhibine qui est responsable de la baisse de la production de FSH. La chute du taux circulant de FSH induit l'arrêt du recrutement et l'induction de la sélection (Ginther, 1992 ; Ginther *et al.*, 2001 ; Pierson, 1993 ; Palmer, 1987).

Le follicule dominant secrète la Follicular Regulatory Protein (FRP) qui supprime la réponse des follicules sélectionnables aux gonadotropines. Par ailleurs, il a des besoins en FSH réduits grâce à l'Insulin Growth Factor-1 (IGF1) produit par les cellules de la granulosa qui amplifie la réponse à la FSH et qui augmente la quantité d'œstrogènes produits. En outre, l'acquisition de récepteurs à la LH sur les cellules de la granulosa, associée à une sécrétion active de LH à ce moment, permet de maintenir une production d'Adénine Mono-Phosphate cyclique (AMPC) élevée au sein de ces cellules, ce qui compense l'effet d'une baisse de FSH (Ginther, 1992 ; Pierson, 1993, Ginther *et al.*, 2001).

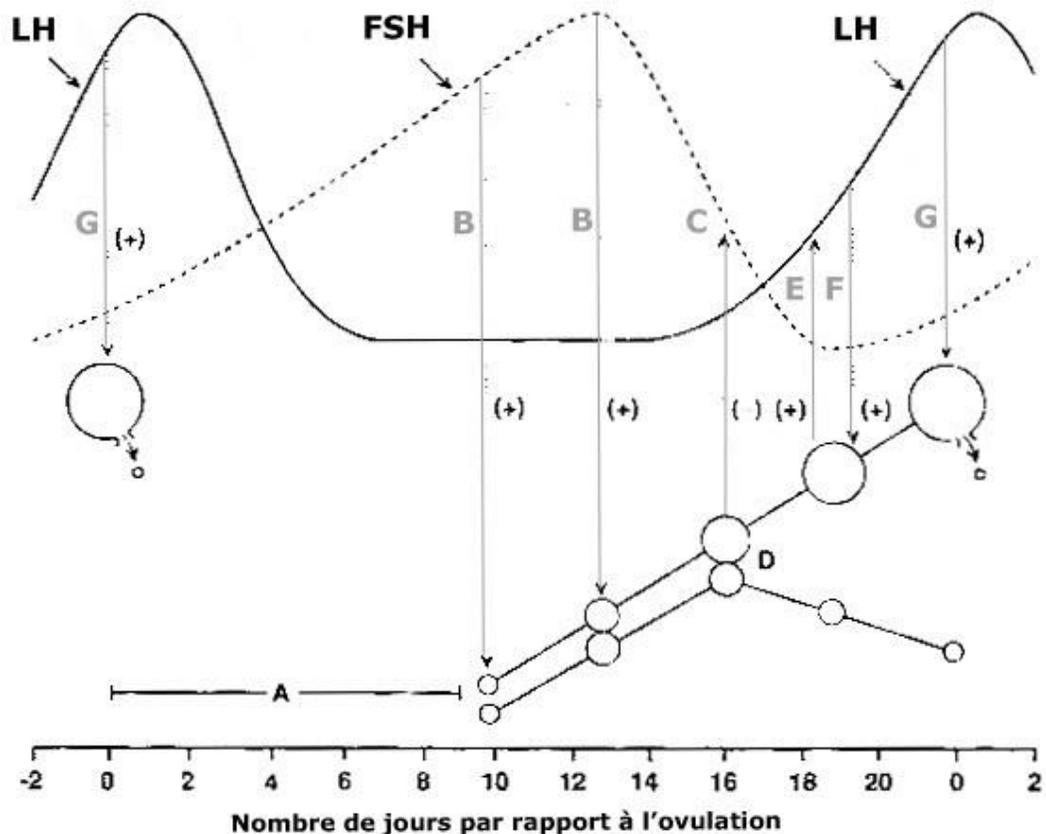


Figure 8 : Interactions entre le niveau d'hormones gonadotropes, la folliculogénèse et l'ovulation (Ginther, 1992)

A : Début de dioestrus, période pendant laquelle les profils hormonaux et la croissance des follicules sont variables et moins bien définis

B : Emergence folliculaire consécutive à la stimulation par l'élévation de FSH circulante

C : Inhibition du taux de FSH circulante par l'action combinée d'œstradiol et d'un inhibiteur protéique issu du follicule. De plus, la sécrétion folliculaire d'androgènes favorise la constitution d'un stock pituitaire de FSH, qui sera disponible pour répondre à une stimulation par la GnRH lorsque l'action des inhibiteurs cessera.

D : Mécanisme de sélection au cours duquel un follicule devient le follicule préovulatoire et les autres de la vague régressent. La nature de ce mécanisme est imparfaitement connue mais serait en relation avec la baisse du taux de FSH.

E : Effet positif de l'œstradiol folliculaire sur le taux de LH circulante. Par ailleurs, l'autolyse à ce moment entraîne une chute de sécrétion de progestérone, à l'origine de la disparition du rétrocontrôle négatif de la progestérone sur la sécrétion de LH par l'antéhypophyse, contribuant également à l'augmentation du taux de LH.

F : Phase de croissance finale du follicule en association avec une augmentation significative du taux de LH circulante.

G : Induction de l'ovulation par le fort taux de LH sérique.

- **Rôle dans l'ovulation**

A l'instar des autres espèces, l'ovulation chez la jument est clairement dépendante du taux de LH circulante (Driancourt et Levasseur, 2001). La LH agirait sur les cellules du follicule preovulatoire en augmentant l'AMPc intracellulaire. La stimulation du follicule preovulatoire par la LH conduirait à de nombreuses modifications (Pierson, 1993) :

- une augmentation de la production de progestérone, qui servira à la maturation cytoplasmique de l'ovocyte.
- une activation d'enzymes protéolytiques impliquées dans la rupture folliculaire.
- une augmentation de la synthèse des PGE₂ et PGF_{2α} et de l'histamine qui serviront également à la rupture folliculaire.
- une diminution de la production de glycosaminoglycanes. Bien que la LH soit sécrétée de façon pulsatile, le rôle de la pulsatilité dans l'ovulation n'a pas été démontré (Pierson, 1993).

Selon certains auteurs, la persistance d'un haut niveau de LH pendant quelques jours après ovulation pourrait être impliquée dans l'incidence des doubles ovulations chez la jument (Alexander et Irvine, 1993). Cependant, lors de vague de croissance secondaire, une ovulation peut survenir pendant le dioestrus alors que le taux de LH est basal ou peu élevé. Il semble donc que chez la jument, bien que la LH soit indispensable à l'ovulation, son action soit moins fine et moins précise que dans les autres espèces. Le critère important serait des changements de l'activité spécifique de la LH sécrétée plutôt que la concentration de cette hormone (Daels et Hugues, 1993a).

- **Rôle dans la formation, le maintien et l'activité sécrétrice du corps jaune**

La LH est le principal agent luteotrope chez la jument (Niswender et Nett, 1993). La LH contrôle la formation du corps jaune. La longueur du pic de LH et son taux élevé après ovulation peut être responsable du développement immédiat du tissu lutéal, d'où la lutéinisation des cellules de la granulosa et l'augmentation précoce du taux de progestérone dans cette espèce (Daels et Hugues, 1993a ; Alexander et Irvine, 1993 ; Squires, 1993a ; Ginther, 1992). Pendant la phase de dioestrus, la sécrétion de progestérone par les cellules lutéales du corps jaune est maintenue par un taux basal de LH (Daels et Hugues, 1993a ; Squires, 1993a). En effet, ceci est rendu possible car le nombre de récepteurs à la LH sur les cellules lutéales est proportionnel à la

progéstonémie, et leur affinités pour cette hormone est maximale quand la sécrétion de progestérone est maximale. Ce phénomène semble être particulier à la jument (Niswender et Nett, 1993).

iii. Régulation

Les hormones gonadotropes, qui agissent sur la sécrétion des hormones ovariennes, sont-elles mêmes soumises à un rétrocontrôle par ces hormones.

- **Rôle de la progestérone**

La progestérone augmente juste un jour avant la chute de LH (au début du dioestrus) et régresse deux jours avant l'augmentation de la LH (fin du dioestrus) (Squires, 1993a). L'administration de progestérone à des juments ovariectomisées supprime le taux de LH pendant la saison de reproduction mais pas hors saison. Cette différence semble due au fait que le taux de LH chez les juments ovariectomisées est élevé pendant la saison de reproduction car les pulses de LH sont de haute fréquence (13 par jour environ). Ainsi, la suppression de ces pulses par la progestérone est plus facilement mise en évidence. En revanche, le taux de LH est bas hors saison chez les juments ovariectomisées car la fréquence des pulses de LH est basse (1 pulse par jour environ). La détection de l'effet de la progestérone sur ce taux est donc plus difficile à mettre en évidence.

Comme pour la LH, le taux de FSH n'est pas affecté par l'administration de progestérone hors saison sur les juments ovariectomisées. En revanche, en saison de reproduction, le taux de FSH augmente de façon non significative en réponse à l'administration de progestérone sur ces mêmes juments (Alexander et Irvine, 1993).

Ainsi, la progestérone a un effet feedback négatif sur la LH et semblerait avoir un effet positif sur la FSH mais non encore élucidé (Alexander et Irvine, 1993 ; Squires, 1993a).

- **Rôle de l'œstradiol**

Un traitement à long terme de juments ovariectomisées par de l'œstradiol provoque l'augmentation du taux de LH pendant la durée du traitement quelle que soit la saison (Alexander et Irvine, 1993). L'augmentation de la concentration plasmatique du taux d'œstradiol avant ovulation serait responsable de l'augmentation du taux de LH induisant l'ovulation (Nett, 1993).

Les effets de l'œstradiol sur le taux de FSH ne sont pas clairement démontrés. Les relations temporelles entre la FSH et l'œstradiol suggèrent un effet négatif de l'œstradiol sur la FSH.

Certains auteurs ont observés une suppression de FSH par l'œstradiol tandis que d'autres n'ont pas montré d'effet de l'œstradiol sur la sécrétion de FSH (Alexander et Irvine, 1993). Ainsi, l'œstradiol a un effet feedback positif sur la LH, son effet sur la sécrétion de FSH est controversé chez la jument (Alexander et Irvine, 1993 ; Nett, 1993).

- **Rôle d'autres substances protéiques**

L'inhibine est une protéine synthétisée par les cellules de la granulosa du follicule en croissance et sécrétée principalement dans le liquide folliculaire chez les moutons. Cette protéine inhibe spécifiquement la synthèse de FSH, sa sécrétion basale et bloque la réponse des deux hormones gonadotropes aux stimulations hypothalamiques. Par ailleurs, la FSH stimule la synthèse de l'inhibine, ce qui forme une boucle de régulation FSH/inhibine. Chez la jument, l'inhibine n'a pas été spécifiquement isolée mais une protéine à activité similaire a été dosée dans le plasma (Alexander et Irvine, 1993).

- **Rôle de la photopériode**

Les hormones gonadotropes sont également soumises à un facteur saisonnier, en rapport avec la photopériode. Ainsi, hors saison de reproduction, période de jours courts, leur niveau est bas sous l'action de la production de mélatonine qui inhibe la sécrétion de gonadolibérine (GnRH). Pendant la saison ovulatoire, période de jours longs, la concentration de mélatonine est faible et la GnRH atteint son maximum de production (Irvine et Alexander, 1993)

II.3.2.b. Hormone hypothalamique : la gonadolibérine

La gonadolibérine ou GnRH est produite par l'hypothalamus en réponse à une stimulation du système nerveux central supérieur (organe des sens). L'hypothalamus transforme donc un signal neural et/ou pinéal en signal hormonal. La GnRH agit sur l'hypophyse et contrôle les sécrétions de la LH et de la FSH. Elle est sécrétée par décharges pulsatiles, qui en fonction de leur fréquence, sont responsables de la sécrétion également pulsatile de LH et de FSH. Classiquement, deux centres de sécrétion de GnRH sont impliqués :

un centre tonique responsable de la sécrétion basale et un centre cyclique responsable de la «décharge ovulante» d'hormones gonadotropes. Or, les neurones à GnRH paraissent repartis essentiellement en deux zones de l'hypothalamus, et semblent être animés du même type de sécrétion pulsatile. C'est lors du synchronisme de tous ces neurones qu'il y a décharge cyclique. Leur mécanisme de régulation est encore inconnu (Irvine et Alexander, 1993 ; Ginther, 1992).

La fonction principale de la GnRH est de stimuler la sécrétion des hormones gonadotropes. Par ailleurs, la GnRH stimule la production de ses propres récepteurs. La fréquence des pulses de GnRH joue un rôle important chez la jument. En effet, si le signal produit par la GnRH est insuffisant et ne permet pas plus d'un pulse par jour d'hormones gonadotropes, la jument reste en anoestrus. Si le signal de GnRH provoque deux à quatre pulses par jour, la sécrétion de FSH prédomine et provoque la croissance folliculaire. Enfin, quand la fréquence des pulses de GnRH est élevée ou que le signal est de taille suffisante pour induire des pulses d'hormones gonadotropes au moins toutes les deux heures, alors la sécrétion de LH prédomine et permet l'ovulation (Alexander et Irvine, 1993 ; Irvine et Alexander, 1993).

La sécrétion de GnRH est majoritairement régulée par les hormones stéroïdes. Des récepteurs à l'œstradiol et à la progestérone ont été trouvés dans l'hypothalamus. Il est admis que la progestérone inhibe la fréquence des pulses de GnRH et par conséquent stimule leur amplitude. En revanche, le rôle de l'œstradiol sur la sécrétion de GnRH est plus complexe et controversé. Les facteurs environnementaux jouent eux aussi un rôle dans la régulation de la sécrétion de GnRH. Des stimuli nerveux tels que les températures extrêmes, le stress, les phéromones et la lumière influencent l'activité sexuelle probablement par le biais de la sécrétion de GnRH. Il est ainsi possible d'avancer la saison sexuelle de la jument par l'intermédiaire d'un planning lumineux (Irvine et Alexander, 1993).

II.3.3. Fonction endocrine de l'utérus : les prostaglandines

II.3.3.a. Production et action

L'utérus est l'organe responsable de la régression du corps jaune en l'absence de gestation dans de nombreuses espèces dont la jument. Ainsi, l'hystérectomie induit le maintien du corps jaune tandis que la stimulation de l'utérus par introduction d'une substance étrangère ou une infection de l'utérus provoquent une lutéolyse précoce. Une série d'études a démontré que le rôle régulateur de l'utérus sur le corps jaune était au moins en partie dû à une régulation locale utéro-ovarienne chez tous les animaux de rente excepte la jument. Chez cette dernière, le contrôle exercé par l'utérus sur le corps jaune serait uniquement de type systémique (Ginther, 1992 ; Allen et Cooper, 1993). Après avoir démontré les propriétés luteolytiques d'un apport exogène de prostaglandine F2 α (PGF2 α) ou de ses analogues, Douglas et Ginther ont été les premiers à montrer l'existence d'une augmentation de la sécrétion de PGF2 α endogène par l'utérus associée à la lutéolyse pendant le cycle œstral chez la jument (Ginther, 1992 ; Allen et Cooper, 1993 ; Niswender et Nett, 1993). Les prostaglandines F2 α et E2 sont les deux principales prostaglandines associées à la reproduction chez les mammifères. Elles sont sécrétées par des types cellulaires variés du tractus génital en réponse à divers stimuli endocrines, neuraux et physiques. Le rôle de la PGE2 dans la reproduction de la jument n'est pas encore bien déterminé à ce jour (Allen et Cooper, 1993).

La PGF2 α est sécrétée chez la jument par l'endomètre utérin par pulses de courte durée comme chez la brebis et les autres animaux de rente. Cette sécrétion se produit en moyenne 14 à 16 jours après ovulation dans un cycle normal chez la jument. Le premier pulse de PGF2 α précède de 3 à 4 heures la diminution décelable de la progéstonémie. La progéstonémie chute à sa valeur de base en 24 à 48 heures mais la sécrétion pulsatile de PGF2 α se poursuit 1 à 2 jours après lutéolyse complète. Il a été montré que l'inflammation de l'endomètre, provoquée par une stimulation chimique ou bactérienne, pouvait induire une sécrétion de PGF2 α en grande quantité et d'une durée suffisamment longue pour induire une lutéolyse précoce (Allen et Cooper, 1993 ; Daels et Hugues, 1993a ; Ginther, 1992). Comme chez la vache, le corps jaune en développement (les 4-5 premiers jours) est réfractaire à l'action des PGF2 α (Ginther, 1992).

La prostaglandine F2 α est donc l'hormone luteolytique sécrétée par l'utérus. Elle contrôle la durée de vie et la fonction du corps jaune, et conditionne la durée du cycle œstral chez la jument non gestante (Allen et Cooper, 1993).

II.3.3.b. Régulation [Ginther, 1992 ; Niswender et Nett, 1993]

i. Rôle de la progestérone

Les juments ovariectomisées traitées avec de la progestérone pendant au moins 14 jours ont un taux de PGF2 α dans la lumière utérine supérieur à celui du lot non traité. Ainsi, une longue exposition de l'endomètre à la progestérone serait nécessaire à la sécrétion ultérieure de prostaglandines par l'utérus. Les mécanismes de cette régulation ne sont pas connus mais il se pourrait que la longue exposition de l'utérus à la progestérone permette la production d'une enzyme nécessaire à la synthèse de PGF2 α ou bien le recrutement de précurseurs.

ii. Rôle des œstrogènes

In vitro, le tissu de l'endomètre, sous imprégnation de progestérone préalable, produit plus de prostaglandines en présence d'œstradiol. Par ailleurs, l'administration d'œstradiol à des juments ovariectomisées sous imprégnation de progestérone provoque une augmentation de la production de PGF2 α . Ainsi, l'intervention des œstrogènes semble être une composante du mécanisme de déclenchement des PGF2 α . Les œstrogènes pourraient eux aussi, comme la progestérone, intervenir dans la régulation du système enzymatique de la synthèse et de la sécrétion des PGF2 α .

iii. Rôle de l'ocytocine

Les études réalisées chez les ruminants suggèrent que l'ocytocine d'origine lutéale aurait un rôle de stimulateur de la synthèse des prostaglandines par l'endomètre, et que la PGF2 α stimulerait les pulses d'ocytocine.

Chez la jument, le nombre de récepteurs à l'ocytocine augmente dans l'endomètre en phase lutéale tardive. Le tissu endométrial in vitro répond à la présence d'ocytocine en synthétisant des PGF2 α . Par ailleurs, le taux circulant d'ocytocine augmente au moment de la lutéolyse chez la jument. Néanmoins, le rôle de l'ocytocine dans la régulation de la sécrétion de prostaglandines chez la jument n'a pas encore été totalement élucidé.

II.3.3.c. Utilisation

L'action luteolytique des prostaglandines est utilisée pour raccourcir la durée du cycle œstral chez la jument. Le traitement par les prostaglandines d'une jument ayant un corps jaune

mature (de plus de 4-5 jours) provoque l'entrée en œstrus en 2 à 4 jours et une ovulation en 7 à 12 jours. La durée entre le traitement et l'ovulation est principalement fonction du diamètre du plus gros follicule au moment du traitement. Ainsi, l'ovulation sera plus précoce si le traitement intervient alors que le follicule dominant est à la fin de sa croissance. En revanche, si le traitement a lieu quand le follicule dominant est petit ou lorsqu'il est entre en phase d'atréxie, alors la durée entre le traitement et l'ovulation est prolongée (Ginther, 1992).

La figure 06 rassemble les évènements ovariens et endocriniens du cycle de la jument. Si les taux des différentes hormones peuvent être suivis par prise de sang, l'identification directe des structures ovariennes peut se faire chez la jument par échographie ou par Doppler, ce que nous allons présenter dans la partie suivante.

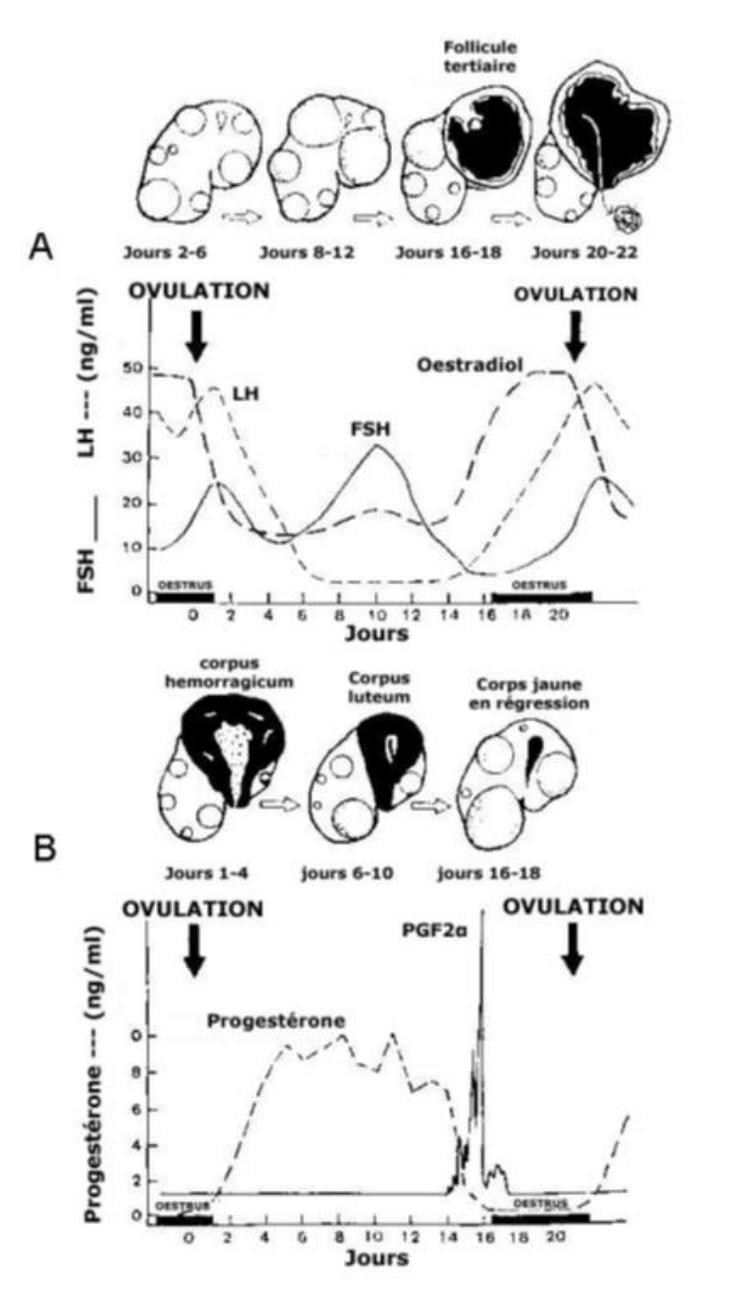


Figure 9 : Synthèse des variations hormonales et ovariennes au cours du cycle œstral chez la jument (Daels et Hugues, 1993a)

Le schéma A montre la dynamique folliculaire et l'ovulation en relation avec les concentrations périphériques de FSH, LH et œstradiol durant un cycle œstral normal de 21 jours.

Le schéma B décrit le développement et la régression du corps jaune en parallèle des concentrations de progestérone et PGF2α pendant un cycle œstral normal de 21 jours.

Chapitre III : Echographie des ovaires

L'échographie repose sur le principe d'émission-réception d'ondes ultrasonores par une sonde également appelée transducteur.

III.1. Principe de l'échographie

III.1.a. Les ondes ultrasonores [Mai, 1994 ; Boon, 1998 ; Ginther, 1986]

Les ondes ultrasonores possèdent des propriétés voisines de celles des ondes sonores. Par définition, les ultrasons ont une fréquence supérieure à 20 000 Hertz (Hz), ils sont donc inaudibles pour l'Homme qui ne perçoit que des fréquences de 30 à 15 000 Hz. En échographie clinique vétérinaire, les fréquences utilisées oscillent entre 2 et 15 millions de Hertz (2 et 15 MHz).

- **Propagation**

La propagation des ultrasons dans un milieu biologique se fait en ligne droite. Leur vitesse de déplacement dépend de la densité du milieu : plus ce milieu est dense, plus les ultrasons voyagent rapidement (3380 m/s dans l'os, 1540 m/s dans les tissus mous et 354 m/s dans l'air).

La pénétration des ondes dans le milieu biologique dépend :

- de la fréquence d'émission des ultrasons : plus celle-ci est élevée, moins la pénétration est grande (accentuation des phénomènes de réflexion),

- du milieu lui-même : l'absorption est maximale pour les milieux à très forte cohésion (os). Une grandeur appelée impédance acoustique « Z » peut être attribuée à chaque milieu. Elle est égale au produit de la densité « d » du milieu considéré par la célérité « c » de l'onde sonore dans ce milieu : $Z = d \times c$. C'est la différence d'impédance entre deux milieux qui détermine les modalités de renvoi des échos ultrasonores.

- **Interaction avec les tissus**

La limite entre deux milieux d'impédances acoustiques différentes est appelée « interface acoustique ». Lorsque les ultrasons rencontrent la limite entre deux milieux d'impédances acoustiques très différentes, ils se comportent comme des rayons lumineux rencontrant un dioptre optique. Les lois de réflexion – réfraction sont les mêmes que pour les rayons lumineux (lois de Descartes) (cf. fig. 10).

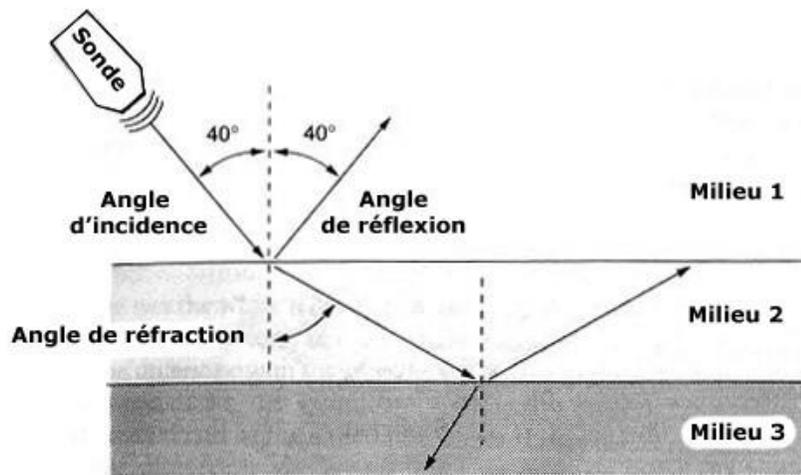


Figure 10 : Phénomène de réflexion / réfraction des échos ultrasonores (Boon, 1998)

III.1.b. Formation des échos (Mai, 1994 ; Ginther, 1986)

Un écho correspond à la réflexion d'une onde sonore lorsqu'elle rencontre un obstacle.

Il existe deux modes de réflexion.

i. Réflexion de type miroir

Deux cas peuvent se présenter :

- l'interface forme un écran et toute l'énergie du faisceau incident est réfléchi ; le faisceau réfracté est nul, ce qui entraîne une perte d'information concernant les structures au-delà de l'obstacle (exemple de l'os),
- l'interface est franchie, une partie du faisceau est réfléchi, l'autre est réfractée. On peut alors recevoir des échos provenant de structures plus profondes. Pour cela, trois conditions doivent être réalisées :

les variations d'impédance acoustique au niveau des interfaces doivent être suffisantes : la quantité d'ultrasons réfléchis est d'autant plus grande que la différence d'impédance entre les deux milieux est grande, le faisceau incident doit être le plus perpendiculaire possible à l'interface, sans quoi, l'écho est perdu car il ne rencontre pas le récepteur au retour, la puissance initiale du faisceau doit être suffisante pour qu'il puisse atteindre les surfaces réfléchissantes successives.

D'après les lois de Descartes, la direction du faisceau réfléchi, ou écho, dépend de l'angle d'incidence. En particulier, si le faisceau incident arrive perpendiculairement à l'interface acoustique (angle d'incidence nul), l'écho repart aussi perpendiculairement à l'interface (angle réfléchi nul). La réflexion est dite spéculaire lorsqu'il n'y a pas de dispersion des faisceaux réfléchis (cf. fig. 11).

ii. Réflexion multidirectionnelle

Les particules de petite dimension ou dont l'interface est rugueuse sont à l'origine d'échos indépendants de l'angle d'incidence du faisceau ultrasonore (diffusion des ondes dans toutes les directions) (cf. fig. 11).

Ce mode de réflexion est très important en particulier pour la visualisation :

- de la « texture » des parenchymes organiques ou des muscles,
- des parois sous incidences obliques ou tangentes.

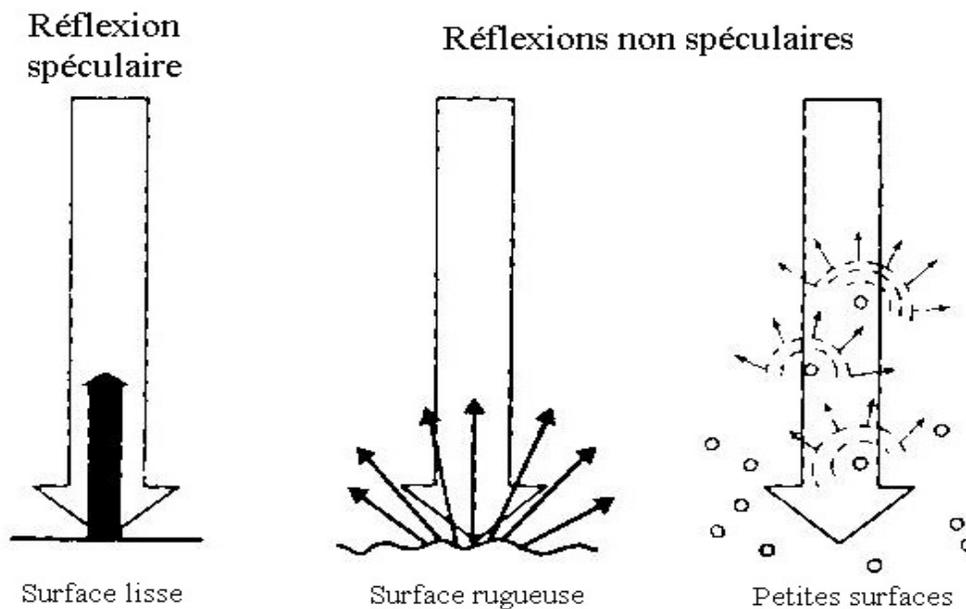


Figure 11 : Les différents types de réflexion des échos (Ginther, 1986)

III.1.c. Formation de l'image ultrasonore (Mai, 1994 ; Ginther, 1986)

i. Emission – Réception

Schématiquement, un échographe est composé d'une sonde et d'un oscilloscope capable de transcrire les images. Le principe de base de la formation de l'image échographique repose sur un phénomène physique appelé la transduction. La transduction correspond à la transformation d'une énergie en une énergie d'une autre nature. En échographie, le type de transduction utilisé est l'effet piézoélectrique, par lequel une énergie mécanique de type vibratoire est transformée en une énergie électrique. Ainsi, la sonde comporte des cristaux piézoélectriques qui vibrent sous l'effet d'un courant de haut voltage et de courte durée et génèrent alors des ultrasons. Le cristal est alors émetteur d'ultrasons. Par ailleurs, ces cristaux sont capables de recevoir des ultrasons et de les transformer en courant électrique, visualisable après amplification sur l'écran d'un oscilloscope. C'est ce qui se produit entre deux stimulations électriques successives : le cristal est alors récepteur.

ii. Modes de traitement des échos

Ces modes correspondent à la façon dont sont traités les échos reçus. Il existe quatre modes de traitement des échos : A, B, TM et BD. Le mode bidimensionnel (BD, temps réel ou 2D) correspond à la juxtaposition d'une multitude d'images du mode B grâce à un balayage automatique et cyclique de la surface d'exploration par le faisceau plan d'ultrasons émis par la sonde. Dans le cas du mode B, la densité du faisceau réfléchi (écho) est appréciée sur l'écran par l'amplitude du signal électrique (axe des ordonnées). Les abscisses respectives des points lumineux permettent d'appréhender la profondeur et la répartition spatiale des structures anatomiques réfléchissantes. De plus, ces points lumineux ont une brillance proportionnelle à l'intensité des échos. Cette brillance est traduite sur l'écran par des teintes allant du noir (anechogenicite) au blanc (très forte echogenicite) en passant par toute la gamme des gris : c'est l'échelle de gris. En gynécologie équine, le mode 2D est utilisé (Blanchard *et al.*, 1998). En mode 2D, l'image obtenue est celle d'un plan de coupe et matérialise la reconstitution en deux dimensions des structures anatomiques étudiées (*cf.* fig. 12). La technique du balayage utilisée en médecine vétérinaire est souvent électronique : le balayage est effectué automatiquement par la sonde elle-même. Les images des coupes de l'objet ainsi effectuées se

succèdent rapidement sur le moniteur de sorte que les mouvements des organes sont observés en temps réel.

Deux types de sonde permettent ce balayage : les sondes linéaires et sectorielles. Pour l'examen de l'appareil génital de la jument, la sonde linéaire est utilisée (Blanchard *et al.*, 1998). Cette dernière effectue un balayage permanent sur une longueur de 10 cm ou plus. L'image obtenue est rectangulaire et de bonne résolution.

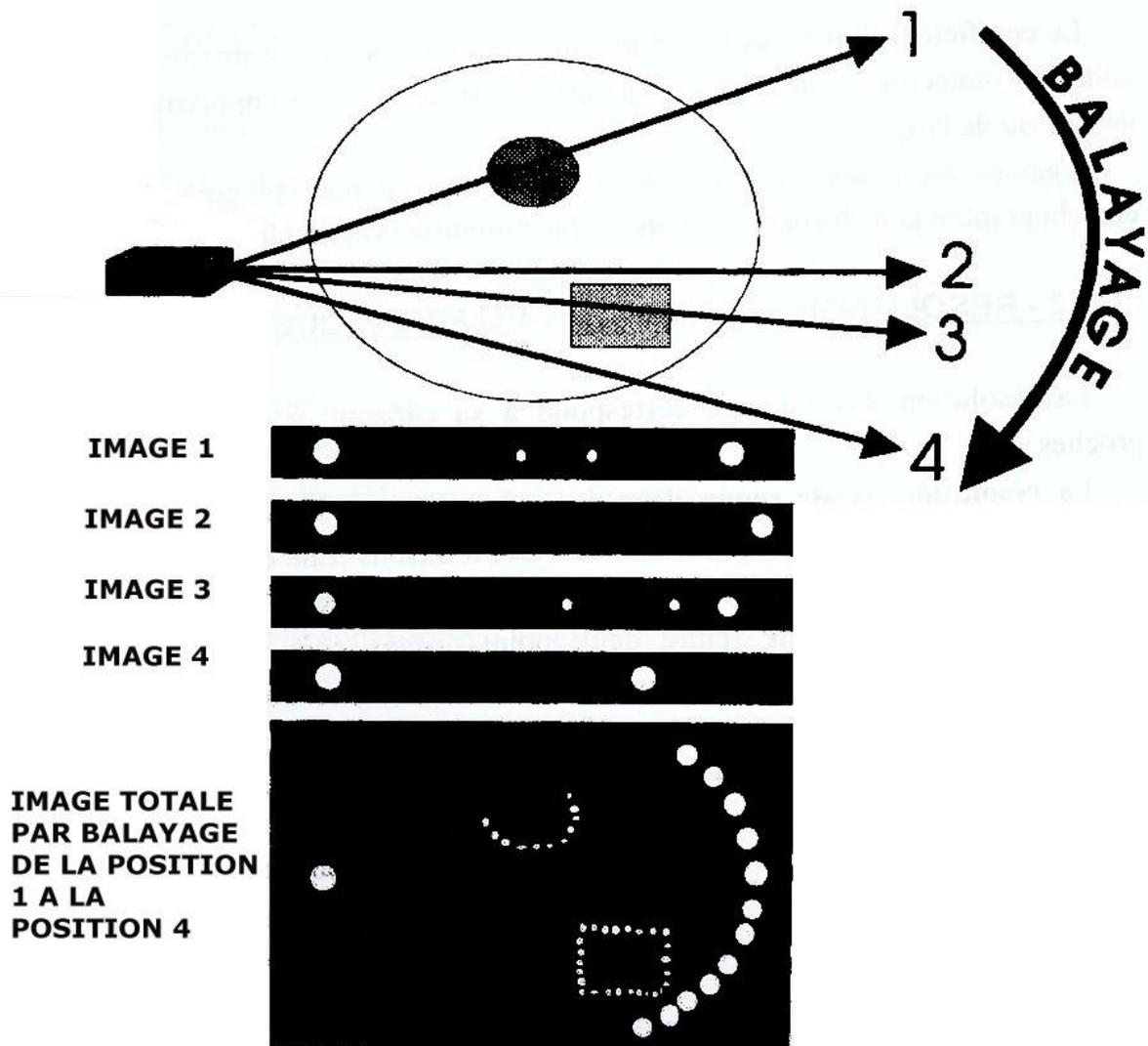


Figure 12 : Formation de l'image en échographie bidimensionnelle (Mode BD) (Mai, 1994)

III.1.d. Qualité de l'image échographique

i. Pénétration et atténuation

L'énergie portée par le faisceau ultrasonore s'atténue au fur et à mesure de la distance parcourue par celui-ci. Cette atténuation est de type exponentiel. Elle dépend :

- de la fréquence d'émission : la pénétration diminue lorsque la fréquence augmente, du fait de l'accentuation concomitante des phénomènes de réflexion.
- du milieu de propagation : le coefficient d'absorption est maximal pour les milieux à très faible ou très forte cohésion moléculaire (cas de l'air ou de l'os) (Mai, 1994).

ii. Résolution de l'image échographique

La résolution correspond à la capacité du transducteur à distinguer deux points très proches. Il existe deux types de résolutions : la résolution axiale et la résolution latérale.

La résolution axiale correspond à la capacité à distinguer deux structures dans l'axe principal de propagation des ultrasons. Elle est fonction de la longueur d'onde des ultrasons. Elle est meilleure lorsque la longueur d'onde diminue, donc lorsque la fréquence augmente.

La résolution latérale définit la capacité de la sonde à distinguer deux structures non alignées sur l'axe de propagation des ultrasons. La résolution latérale, tout comme la résolution axiale, influence grandement la qualité de l'image obtenue. Elle est fonction de la largeur du faisceau ultrasonore. Plus le faisceau ultrasonore est étroit, plus la résolution latérale est importante et donc meilleure est la qualité de l'image obtenue. La largeur du faisceau ultrasonore dépend de plusieurs paramètres : la taille de la sonde, la fréquence des ultrasons émis et la pénétration des ultrasons dans les tissus. La résolution latérale est meilleure pour les longueurs d'ondes plus faibles donc lorsque la fréquence augmente (Mai, 1994 ; Chetboul *et al.*, 1999).

iii. Réglages

L'opérateur a accès à des réglages qui lui permettent d'améliorer la qualité des images obtenues. Ces réglages sont nombreux et variables d'un échographe à l'autre, nous en avons retenu cinq.

- **Echelle de profondeur**

La variation de la profondeur d'exploration permet de plus ou moins grossir une zone d'intérêt. La profondeur maximale disponible dépend de la fréquence de la sonde utilisée (Chetboul *et al.*, 1999). La profondeur d'exploration est en général comprise entre 5 et 10 centimètres pour l'échographie des ovaires (Ginther, 1986).

- **Focalisation**

La focalisation permet d'augmenter la résolution de l'image sur une zone limitée qui intéresse particulièrement le manipulateur (Chetboul *et al.*, 1999).

- **Puissance**

Le réglage de la puissance ultrasonique émise par la sonde (ou amplification ou gain à l'émission) est responsable de la brillance générale de l'image. Ce paramètre est de l'ordre de 1 à 10 milliwatts/cm² (Ginther, 1986) mais sa valeur n'est pas réglable sur tous les appareils.

- **Gain différentiel**

Le réglage du gain différentiel consiste à modifier (augmenter ou diminuer) le niveau de réception du signal électronique par zones étagées sur l'image, l'intensité des ultrasons émis restant constante. Ceci est intéressant pour compenser le phénomène d'atténuation de l'énergie ultrasonore constatée pour les échos profonds. Le gain différentiel permet ainsi de renforcer les échos profonds et d'atténuer les échos superficiels de façon à uniformiser l'image. Ce réglage est encore appelé « time gain compensation control » (Chetboul *et al.*, 1999).

- **Rejet**

Le rejet, équivalent à un filtre, élimine les signaux de faible amplitude à leur réception de façon à obtenir des images moins parasitées (Chetboul *et al.*, 1999).

iv. caractéristiques de l'appareil

Certaines propriétés de l'échographe, non réglables, vont aussi jouer sur la qualité de l'image, et devront guider le praticien dans son choix lors de l'acquisition d'un appareil en fonction de l'usage qu'il souhaite en faire.

- **Echelle des gris**

L'échelle des gris correspond au nombre de nuances de gris pouvant être distinguées par l'appareil. C'est un indice de la précision de l'appareil. Ce nombre est indiqué dans la fiche technique de l'échographe. Sur la plupart des appareils, il y a 256 teintes de gris.

- **Fréquence de la sonde**

Comme nous l'avons vu précédemment, les résolutions axiales et latérales ainsi que la profondeur d'exploration dépendent de la fréquence de la sonde.

Une étude d'O.J. Ginther (Ginther, 1986) montre que :

- une sonde de 3,5 MHz distingue à peine les structures de 5 mm et ne détecte pas celle de 2 mm. En revanche, elle donne une image précise à 8 cm de profondeur.

- une sonde de 5 MHz distingue clairement les structures de 5 mm et à peine celle de 2mm. Elle donne une image précise à 4 cm de profondeur.

- une sonde de 7,5 MHz distingue bien les structures de 2 mm.

En général, une sonde de 5 ou 7,5 MHz est utilisée en gynécologie équine (Ginther, 1986 ;Blanchard *et al.*, 1998).

v. Les artefacts

Nous ne décrivons ici que les artefacts rencontrés en gynécologie équine. Les artefacts peuvent être définis comme des images construites ne correspondant pas à la réalité physique. Ils peuvent être classés en artefacts utiles et en artefacts nuisibles (Mai, 1994).

- **Les artefacts nuisibles**

- **Réverbération**

C'est l'artefact le plus fréquent. Lorsque les échos rencontrent une interface très réfléchissante (tissu mou/air par exemple), ils sont presque tous réfléchis. Ceci peut se produire avec une structure digestive remplie de gaz, ou de manière artificielle, lorsque le contact sonde muqueuse rectale est insuffisant et que l'air s'insinue dans cet espace. Les ultrasons effectuent des allers-retours entre la sonde et l'interface réfléchissante : l'image obtenue est constituée de lignes échogènes parallèles dont seule la première correspond réellement à la surface échogène, les autres étant des échos issus de la réverbération (*cf.* fig. 13) (Mai, 1994 ; Reef, 1998b).



Figure 13: Echographie transrectale où le contact sonde-muqueuse rectale est insuffisant : les échos parallèles sont dus à des réflexions multiples entre la sonde et l'air (photo personnelle).

➤ **Interférences**

Il s'agit de lignes blanches verticales discontinues, provoquées par un mauvais réglage, ou encore par le dysfonctionnement simultané de plusieurs appareils sur une même ligne électrique.

• **Les artefacts utiles**

➤ **Renforcement postérieur**

Lorsque les ultrasons traversent les liquides, ils ne rencontrent pas d'interface et ne sont pas réfléchis. Par conséquent, les ultrasons arrivant dans les tissus au-delà des structures liquidiennes n'ont pas subi d'atténuation, et font apparaître ces tissus comme hyperéchogènes par rapport aux tissus adjacents non précédés de liquides. Ces artefacts ne sont pas nuisibles, au contraire, ils permettent de faire la distinction entre une structure liquidienne (suivie d'un renforcement postérieur), et une structure simplement hypo échogène (non suivie d'un renforcement postérieur).

De telles images peuvent être rencontrées lors d'échographie de kystes ou de follicules ovariens de gros diamètre (cf. fig. 14) (Ginther, 1986 ; Mai, 1994).

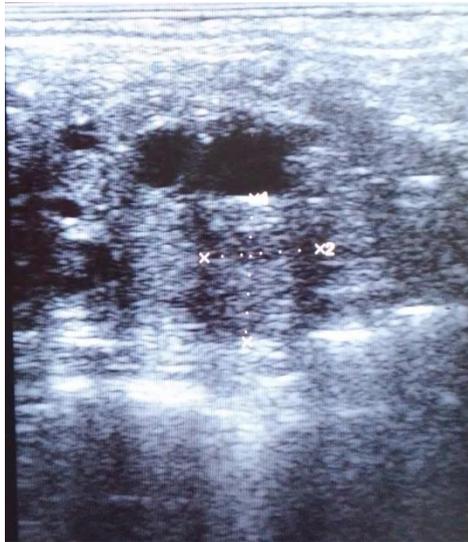


Figure 14 : Echographie transrectale d'un ovaire de jument (photo personnel)

➤ **Cône d'ombre acoustique**

L'os comme l'air, est à l'origine d'interfaces très réfléchissantes ; peu d'ondes sonores traversent les tissus situés en aval de ces interfaces. Il en résulte une image très échogène (os ou air), suivie d'une zone où pratiquement aucun écho n'est parvenu, apparaissant très noire : c'est le cône d'ombre acoustique.

Dans le cas de l'air, l'interface étant réfléchissante à 99%, il existe un phénomène de réverbération entre la sonde et l'interface donnant un cône d'ombre hétérogène, dit « sale ». Dans le cas de l'os, l'interface est moins réfléchissante, il existe une certaine absorption des ultrasons, il n'y a quasiment pas de réverbération : le cône d'ombre est noir homogène, dit « propre ». (Ginther, 1986 ; Mai, 1994 ; Reef, 1998b).

III.2. Matériel

III.2.1. Les sondes = transducteurs

La sonde contient un ou plusieurs cristaux piézo-électriques émetteurs d'ultrasons (pendant 1% du temps) et récepteurs d'échos (pendant 99% du temps). Comme nous l'avons vu précédemment, les sondes généralement utilisées pour l'examen de l'appareil génital de la jument sont des sondes linéaires à balayage électronique de 5 à 7,5 MHz. Ces sondes sont faciles à introduire et à manipuler dans le rectum de la jument et elles ont une forme relativement atraumatique (Ginther, 1986).

III.2.2. L'échographe

A partir des impulsions électriques fournies par la sonde, après réception des échos, l'échographe reconstruit l'image ultrasonore de la coupe de l'objet ainsi effectuée [Mai, 1994]. En pratique vétérinaire équine itinérante, il est intéressant d'avoir un échographe facilement transportable avec poignée et pouvant fonctionner sur batterie (Ginther, 1986).

Lors du suivi folliculaire d'une jument pour insémination, il est utile d'avoir un appareil doté d'un système d'enregistrement d'images et d'un système de mesure précis. D'une manière générale, il faut pouvoir estimer la qualité de l'image lors du choix de l'appareil. D'après Ginther (1986), un bon moyen de tester la qualité d'un échographe est de suivre l'évolution d'un corps jaune de jument : il doit être visible de façon nette pendant 10 jours avec un bon appareil.

III.3. Déroulement de l'examen échographique

III.3.1. Précautions à prendre

Afin de réaliser l'examen dans les meilleures conditions, la jument est positionnée dans un travail comportant une porte arrière protégeant l'examineur. Si la jument à examiner est suitée, son poulain sera proche d'elle pendant l'examen (place dans un « piège à poulain », sorte de stalle située à la tête de la jument ou laisse libre dans la salle d'examen) (Sertich, 1998 ; Ginther, 1986).

III.3.1.a. Pour la jument

La queue de la jument peut être tondue proximale et latérale ou placée dans un gant de palpation ou encore bandée puis attachée en l'air à l'aide d'une cordelette fixée à une

barre du travail. Ceci est effectué afin de ne pas introduire de crins, qui sont très traumatisants (cisaillement), dans le rectum (Sertich, 1998 ; Tibary *et al.*, 1994a).

Le gant de l'examineur doit être correctement lubrifié avec un gel destiné à cet usage. Afin de ne pas risquer de provoquer une perforation rectale, qui aurait des conséquences désastreuses, l'examineur doit tout d'abord vidanger le rectum de la jument car les crottins gênent la progression de la sonde. Ensuite, il introduit la sonde recouverte de sa main et la fait progresser délicatement, sans forcer les ondes péristaltiques, ni les anneaux de contraction qui peuvent apparaître lorsque la jument hennit. Eventuellement, en cas de grande difficulté, une anesthésie épidurale basse permet d'obtenir un relâchement de la paroi rectale (Sertich, 1998 ; Ginther, 1986).

III.3.1.b. Pour l'examineur

i. Contention physique

La jument, placée dans un travail est tenue à la tête par son propriétaire ou un aide. Si la jument supporte mal l'examen, un tord-nez ou encore des entraves pour protéger l'examineur d'éventuels coups de pieds peuvent être utilisés (Sertich, 1998 ; Ginther, 1986).



Figure 15 : image d'un travail de contention pour examiner une jument (photo personnelle)

ii. Contention chimique

Le recours à la sédation est rarement nécessaire. Cependant, elle peut être utile pour les juments particulièrement anxieuses. L'utilisation chez la jument non gravide d'un $\alpha 2$ -agoniste (par exemple xylazine 0,6 mg/kg) associée à l'acepromazine (0,02 mg/kg) par voie intraveineuse permet la relaxation de l'animal. Dans tous les cas, la contention physique doit être associée à la contention chimique (Sertich, 1998 ; Tibary *et al.*, 1994a).

III.3.2. Anatomie et repérage des ovaires

III.3.2.a. Anatomie

Structurellement, l'ovaire de jument est original. En effet, la zone médullaire ou vascularisée est superficielle alors que la zone corticale, qui contient les follicules est à l'intérieur de la glande.

En comparaison avec les autres espèces, la structure est donc inversée (*cf.* fig.16) (Sertich, 1998 ; Ginther, 1986 ; Barone, 1978).

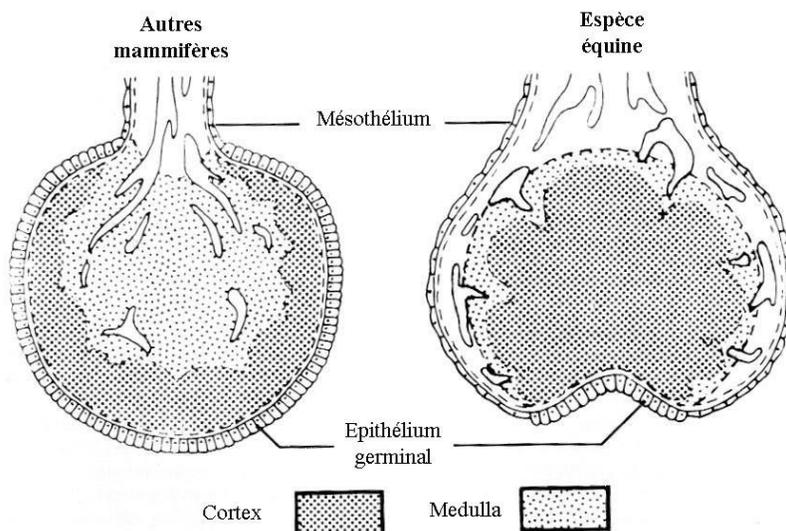


Figure 16 : Disposition originale schématique de la médulla et du cortex chez la jument et chez les autres animaux de rente (Ginther, 1992)

L'ovaire de jument est volumineux (en moyenne 60*35*30 mm), il est en forme de haricot. La conformation est caractéristique de l'espèce. L'ovaire comporte une encoche profonde ventrocraniale sur son bord libre : c'est la fosse d'ovulation. A l'exception de cette fosse, l'ovaire est recouvert de péritoine. Le bord mesovarique, dorso-caudal, est régulièrement convexe et dépourvu de hile (Barone, 1978 ; Ginther, 1992).

L'ovaire de jument est déformé à la palpation par la présence de follicules ou d'un corps jaune. Un corps jaune est difficilement distinguable d'un follicule à la palpation car il n'y a pas de papille d'ovulation à la surface de l'ovaire de jument du fait de la présence de la fosse ovulatoire (Sertich, 1998).

III.3.2.b. Repérage des ovaires

L'appareil génital de la jument a typiquement la forme d'un « Y », dont le corps est composé de l'utérus, du vagin et de la vulve. Les branches correspondent aux cornes utérines et, à l'extrémité de chacune d'elles se situent les ovaires appendus aux ligaments larges dans la cavité abdominale (Blanchard *et al.*, 1998) (*cf.* fig.17 et fig.18).

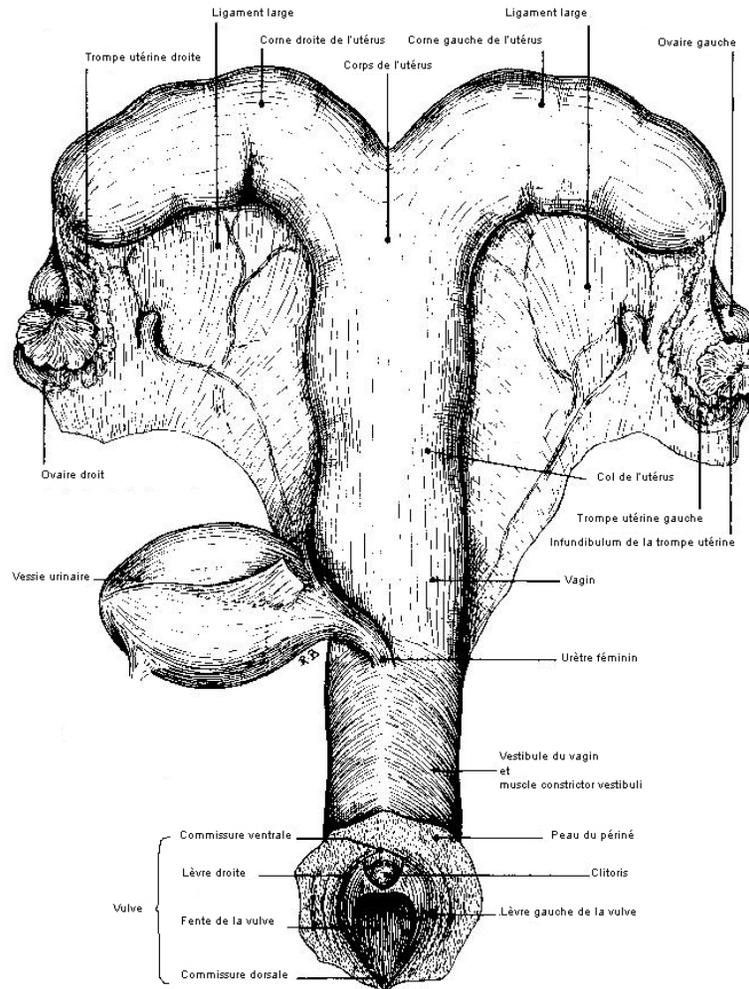


Figure 17 : Anatomie de l'appareil génital d'une jument, vue ventrale après isolement et étalement (Barone, 1978)

Les ovaires sont en général situés en regard de la quatrième ou cinquième vertèbre lombaire à une distance variable (5 à 15 cm) du pôle caudal des reins et à 4 ou 5 cm de l'extrémité correspondante des cornes utérines. Ils sont plus ou moins plaqués contre la voûte lombaire par la pression des viscères intestinaux. Sur un animal de taille moyenne, il y a environ 55 cm du périnée aux ovaires (Barone, 1978 ; Blanchard *et al.*, 1998) (*cf.* fig. 18).

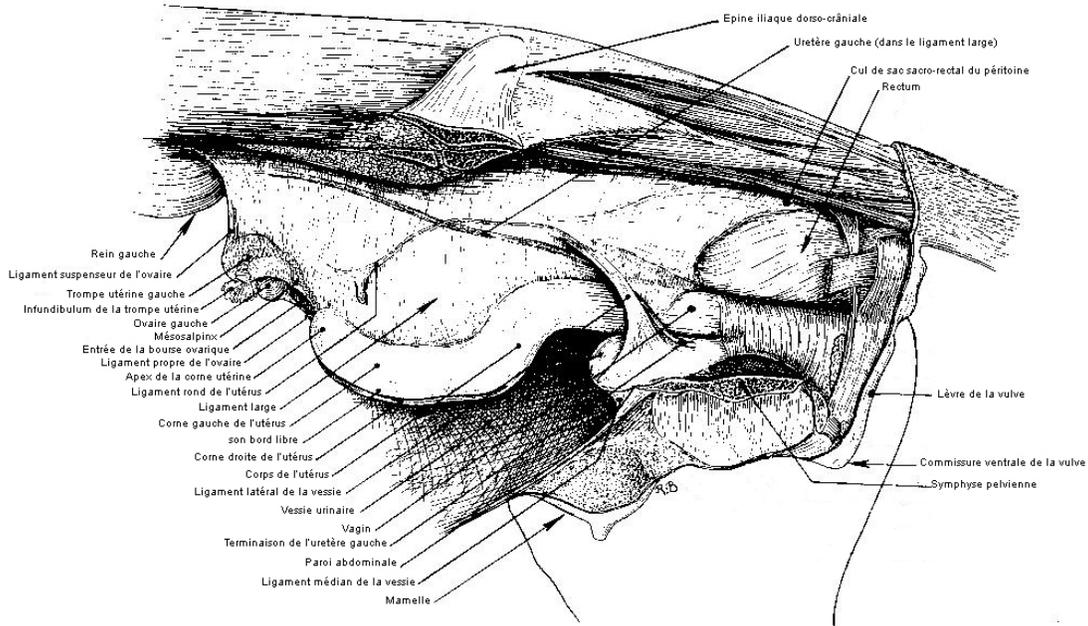


Figure 18 : Anatomie de l'appareil génital et organes pelviens d'une jument, vue latérale gauche des organes disséqués en place (Barone, 1978)

Après avoir préalablement soigneusement palpe l'appareil génital, l'opérateur introduit la sonde échographique dans le rectum, les échos étant dirigés vers le plancher du bassin. Il repère tout d'abord la vessie : du fait de sa cellulaire physiologique chez la jument, l'urine renvoie parfois de nombreux échos, et apparait donc grise. Au-dessus de cette image d'échogénicité moyenne, l'opérateur visualise une coupe longitudinale du col, qu'il suit (*cf.* fig. 19) (Sertich, 1998 ; Blanchard *et al.*, 1998 ; Ginther, 1986).

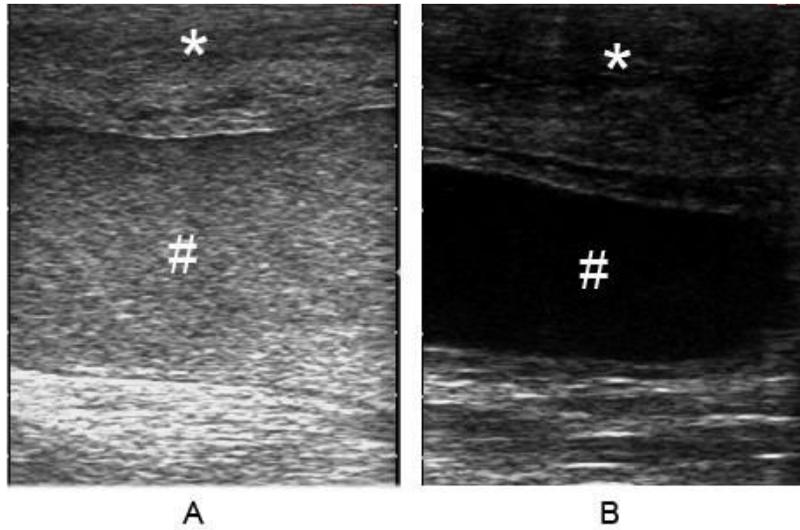


Figure 19 : Coupes échographiques longitudinales d'une partie de l'utérus(*) et de la vessie(#) de juments en dioestrus montrant la diversité de l'échogénicité urinaire dans cette espèce
 A : La cellulaire de l'urine la rend très échogène ; B : La cellulaire de l'urine est faible dans ce cas, ce qui la rend anéchogène.

L'examineur voit alors le corps utérin en coupe longitudinale (cf. fig. 20). Il le suit à l'écran jusqu'à la bifurcation des cornes (cf. fig 21).

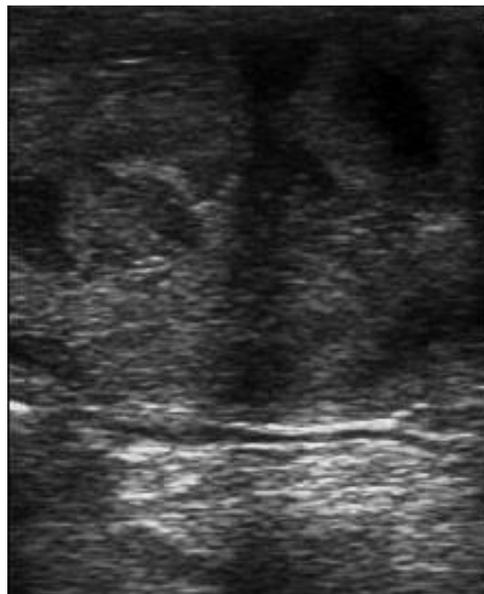


Figure 20 : Coupe échographique longitudinale du corps de l'utérus d'une jument en œstrus (photo personnelle)

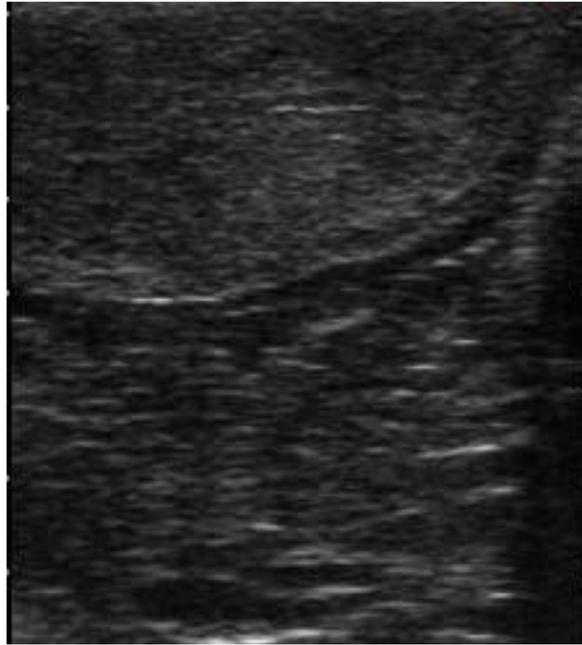


Figure 21 : Coupe échographique longitudinale de l'utérus au niveau de la bifurcation des cornes d'une jument en dioestrus (photo personnelle) .

En continuant la progression dans le rectum, l'image de l'utérus disparaît. A la bifurcation des cornes, l'opérateur incline la sonde sur un côté et voit alors une image de corne utérine en coupe transversale (*cf.* fig. 21). L'examineur fait ensuite subir à la sonde une translation en gardant cette image en coupe transversale jusqu'à parvenir à l'ovaire (*cf.* fig. 22 et fig. 23) (Blanchard *et al.*, 1998 ; Sertich, 1998 ; Ginther, 1986).

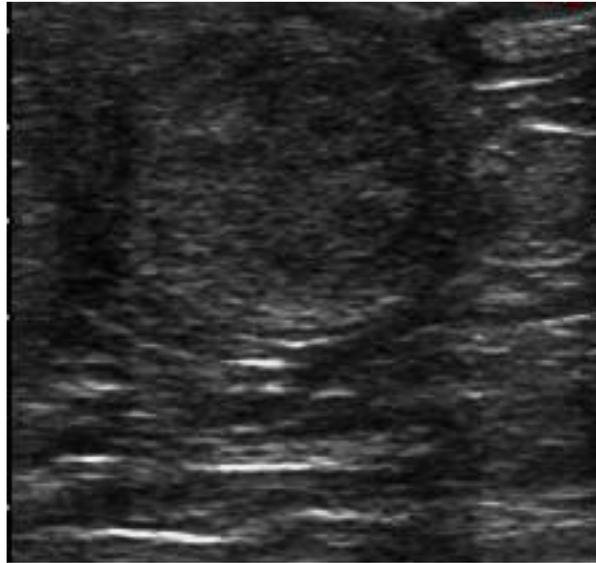


Figure 22 : Coupe échographique transversale d'une corne utérine d'une jument en dioestrus
(photo personnelle)



Figure 23 : Image échographique d'une coupe d'ovaire de jument en œstrus
Les structures rondes anéchogènes (noires) sont des follicules, entre eux se situe le stroma ovarien (gris clair) (photo personnelle)

Lorsque la sonde est parvenue à l'ovaire, l'opérateur effectue un balayage de toute la structure afin de voir ses différents composants (follicules, corps jaune éventuel, stroma ovarien...). Le stroma ovarien est uniformément échogène (gris clair). Les follicules sont remplis

de liquide, de forme relativement ronde et apparaissent anéchogènes à l'échographie (noir) (cf. fig. 24). Les corps jaunes ont un aspect échographique variable que nous détaillerons par la suite : ils sont d'un gris plus ou moins hétérogène (Blanchard *et al.*, 1998).



Figure 24 : Image échographique d'une coupe d'ovaire de jument en œstrus. Les structures rondes anéchogènes (noires) sont des follicules, entre eux se situe le stroma ovarien (gris clair) (*photo personnelle*)

III.4. Images échographiques des ovaires de la jument

III. 4.1. Les follicules .

Les follicules ovariens de la jument sont d'excellents objets pour l'échographie puisqu'ils sont de grande taille par rapport à ceux des autres espèces, remplis de liquide et facilement accessibles par voie transrectale. L'échographie est donc une méthode rapide et non invasive pour mesurer et compter les follicules ovariens de la jument. Elle permet de mesurer les follicules de plus de 2 mm de diamètre. Cependant, les erreurs sont inévitables et même un follicule de grande taille peut parfois être omis. L'examen échographique des follicules a de nombreuses applications chez la jument [Ginther, 1986] :

- détermination de l'entrée en saison de reproduction,
- estimation du moment du cycle œstral,
- prédiction de l'imminence de l'ovulation,

- détection de la présence de deux follicules preovulatoires sur un même ovaire, difficiles à discerner à la palpation,
- détection d'une non ovulation ou d'œstrus non ovulatoire,
- suivi des petits follicules pour juger d'une stérilité ou d'une senescence,
- évaluation de la possibilité de réponse à un traitement de stimulation folliculaire,
- observation du résultat des traitements stimulateurs qui ont été faits.

III.4.1.a. Suivi de la folliculogenese par échographie

Un follicule en croissance grandit à raison de 3 mm par jour en moyenne alors qu'il régresse deux fois moins vite (Daels and Hugues, 1993a).

i. Profils du nombre de follicules de différentes tailles entre deux ovulations

Les follicules de 2 à 5 mm commencent à croître juste après ovulation. À partir du milieu du cycle œstral, le nombre de follicules d'un diamètre supérieur à 20 mm augmente tandis que le nombre de follicules de 2 à 5 mm diminue. Le nombre de follicules de grande taille (>16 mm) diminue avant ovulation (*cf.* fig. 25) (Pierson et Ginther, cités par Ginther, 1986). La connaissance de cette dynamique folliculaire permet de déterminer le moment du cycle de la jument (œstrus ou dioestrus) par le suivi échographique de la taille des follicules d'une jument pendant plusieurs jours.

De même, elle permet de déterminer si la jument est entrée ou non en période de reproduction (Palmer, 1987 ; Ginther, 1986).

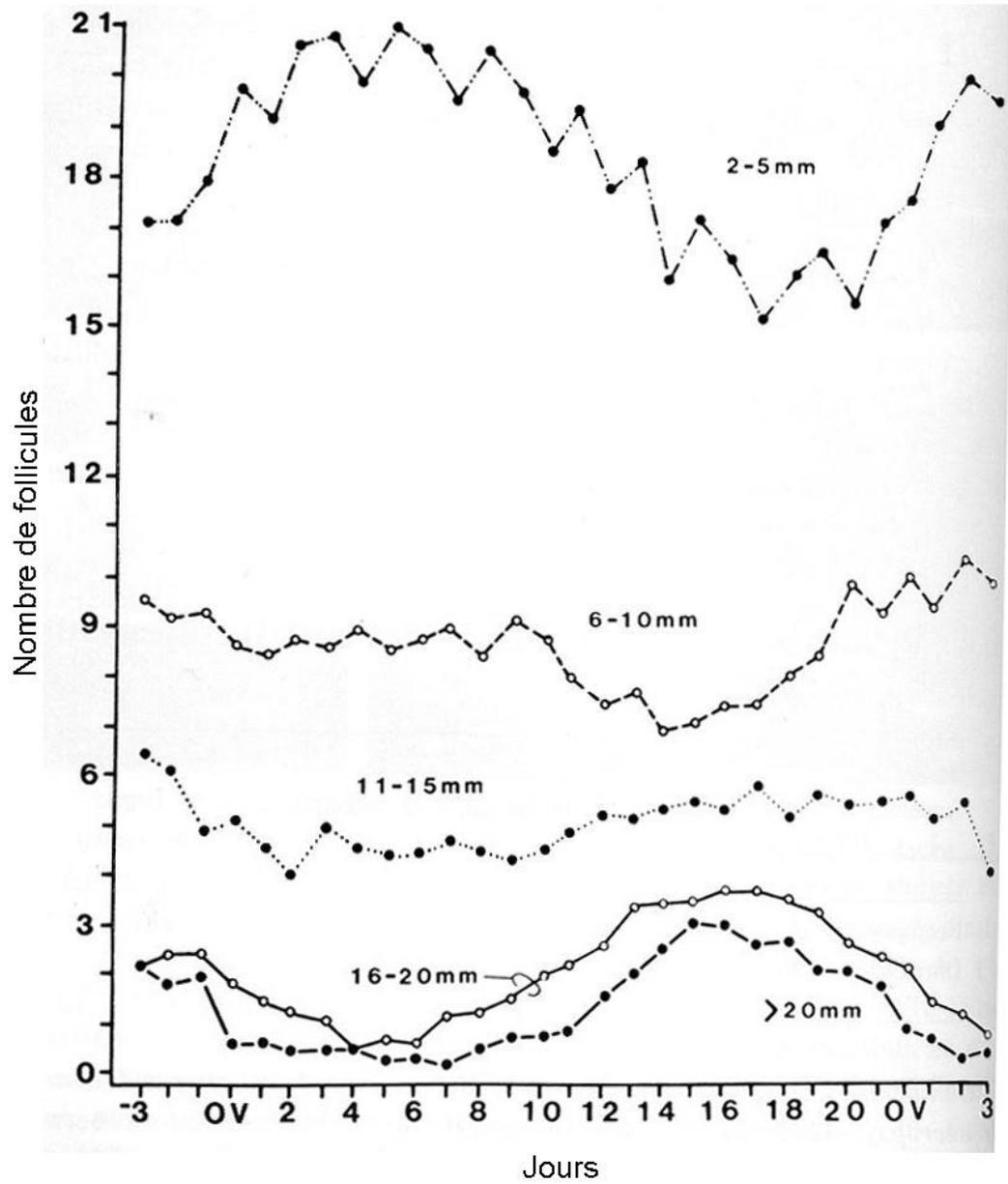


Figure 25 : Profil du nombre de follicules de différentes tailles entre deux ovulations chez la jument (Ginther, 1986)

ii. Effets du mois sur la taille des follicules observés par échographie

En saison de reproduction, l'activité folliculaire est supérieure en première partie de saison (de mai à juillet) à ce qu'elle est en fin de saison (d'août à octobre). Le nombre de follicules de différentes tailles sur chaque ovaire est plus important en début qu'en fin de saison de reproduction (Ginther, 1992 ; Blanchard *et al.*, 1998). En fin de période ovulatoire, le dernier follicule a une croissance importante et n'ovulera pas : la jument entre en période d'anoestrus (Ginther, 1992).

Hors saison de reproduction, la période de récession (mi-octobre à fin décembre) est caractérisée par la non-ovulation des follicules de gros diamètre et leur lutéinisation. Le diamètre maximal du plus gros follicule présent diminue progressivement. Seuls des follicules de moins de 30 mm de diamètre sont présents. La phase inactive (janvier et février) est caractérisée par la présence majoritaire de follicules de moins de 20 mm de diamètre (70%) et de quelques follicules de diamètre compris entre 20 et 30 mm (30%). Enfin, la période de résurgence (mars à début mai) est caractérisée par une augmentation du nombre des follicules de plus de 30 mm associée à une diminution du nombre des follicules de moins de 30 mm (*cf.* fig. 26) (Gunther, 1992).

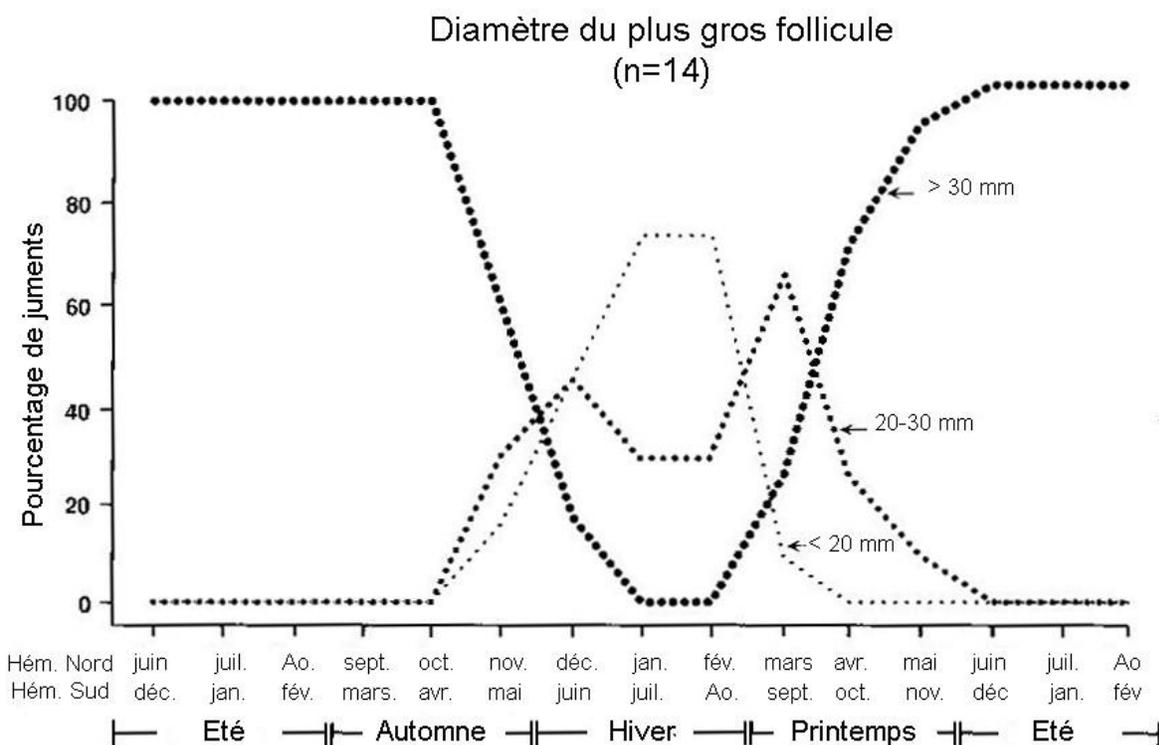


Figure 26 : Evolution de la population folliculaire au cours de l'année : pourcentage de juments (sur un effectif de 14 juments) pour lesquelles le diamètre du plus gros follicule était supérieur à 30 mm, de 20 à 30 mm ou inférieur à 20 mm en fonction des mois de l'année (Ginther, 1992)

III.4.1.b. La prédiction de l'imminence de l'ovulation

i. Observation échographique des follicules preovulatoires

Nous avons vu précédemment que des changements affectaient le follicule preovulatoire (taille, forme, épaisseur de paroi folliculaire). Ces changements ne sont pas constamment observés et ne permettent pas de prédire le moment de l'ovulation à 48 heures près. Mais la conjonction des différents éléments observables à l'échographie permet de mieux prédire la survenue de l'ovulation que la simple palpation (Ginther, 1986 ; Boivin et Leport, 1977 ; Gastal *et al.*, 1998).

La taille du follicule preovulatoire est en moyenne de 45 mm. Cependant, cette taille est plus faible pour les doubles follicules preovulatoires unilatéraux (35 mm en moyenne) ou

bilatéraux (40 mm en moyenne) (Ginther, 1986 ; Pierson, 1993 ; Blanchard *et al.*, 1998) (cf. fig. 27).



Figure 27 : Image échographique d'un follicule pré ovulatoire de 41.4 mm de diamètre (moyenne de la hauteur et de la largeur) (photo personnel)

Le changement de forme du follicule préovulatoire affecte 85% des follicules dans les 12 heures précédant l'ovulation . Cependant, certaines études ont montré un changement de forme jusqu'à trois jours avant ovulation (Gastal *et al.*, 1998).

Enfin, l'épaisseur de la paroi folliculaire augmente de J-6 à J-2 alors que le follicule continue de croître en diamètre jusqu'à J-1 (Ginther, 1986). On dit que le follicule est bordé lorsque sa paroi apparaît épaisse et bien délimitée . Ce signe n'est cependant pas constant, ni précis pour prédire le moment de l'ovulation (Gastal *et al.*, 1998 ; Ginther, 1986).

III.4.1.c. L'ovulation

L'ovulation d'un follicule est un phénomène rarement observé puisqu'il se produit en 5 secondes à 7 minutes (en moyenne 2 minutes) (Tibary *et al.*, 1994a). Le follicule qui ovule passe d'une apparence échographique majoritairement anéchogène à une échogénicité homogène, avec un centre anéchogène représentant le liquide folliculaire qui disparaît (Blanchard *et al.*, 1998). En quelques minutes, le follicule prend l'apparence échographique d'un corps jaune (Ginther, 1986).

III.4.2. Le corps jaune

III.4.2.a. Apparences échographiques des corps jaunes chez la jument

Il existe chez la jument, deux types morphologiques de corps jaunes murs : l'un plein et l'autre cavitaire qui succèdent tous les deux au stade de corps jaune hémorragique post-ovulatoire (premier jour du cycle, voir partie I). Ces trois types de corps jaunes ont une apparence échographique différente (Ginther, 1986).

III.4.2.b. Applications de la détection des corps jaunes par échographie

i. Détermination de l'entrée de la jument en saison de reproduction

La taille du plus gros follicule le jour de la disparition du corps jaune à l'échographie peut être utilisée pour faire la distinction entre une jument cyclée avec un corps jaune non détectable à l'échographie et une jument entrée en saison anovulatoire. Ainsi, lorsque le plus gros follicule est inférieur ou égal à 20 mm et qu'aucun corps jaune n'est visualisé à l'échographie, la jument est considérée comme anovulatoire. En effet, le plus gros follicule était toujours d'un diamètre supérieur à 20 mm le jour de la disparition du corps jaune à l'échographie sur les 59 juments cyclées d'une étude de Ginther (1986). Lorsque la taille du plus gros follicule augmente, cette approche devient moins fiable pour faire la distinction entre les deux états. Par ailleurs, le nombre de jours séparant la disparition du corps jaune à l'échographie de l'ovulation diminue quand la taille du plus gros follicule présent ce jour augmente. En revanche, si l'ovulation ne survient pas dans le nombre de jours envisagés, la jument est en phase anovulatoire. Une autre méthode consiste à réexaminer la jument 10 jours après. Si elle est cyclée, un corps jaune sera observé.

L'intervalle minimal entre une ovulation et la disparition du corps jaune était de 10 jours dans cette étude (Ginther, 1986 ; Blanchard *et al.*, 1998).

ii. Détection des corps jaunes persistants

La persistance lutéale chez la jument est aussi appelée pseudo gestation. Elle est caractérisée par une persistance morphologique et fonctionnelle d'un corps jaune, une absence d'œstrus pendant deux mois environ, un utérus turgescent, un col rigide et ferme, des muqueuses vaginale et cervicale sèches associées à une croissance folliculaire importante (Niswender et Nett, 1993 ; Ginther, 1986).

La plupart du temps, la persistance lutéale est associée à une mortalité embryonnaire précoce (Niswender et Nett, 1993 ; Ginther, 1986). Cependant, elle peut être rencontrée chez des juments non mises à la reproduction (Niswender et Nett, 1993). La détection d'une persistance lutéale peut facilement être réalisée par échographie. La présence d'un corps jaune mur persistant, associée à une absence de vésicule embryonnaire et à un nombre élevé de follicules en croissance est alors observée. L'échographie est alors diagnostique et permet par la suite d'objectiver la régression lutéale induite par les prostaglandines administrées pour traitement (Ginther, 1986).

iii. Estimation du jour du cycle

Ginther (1986) a montré que l'échogénicité du tissu lutéal peut être utilisée pour estimer l'âge du corps jaune visualisé. Ainsi, l'échogénicité est élevée durant la phase précoce de développement du corps jaune (premiers jours suivant l'ovulation) et en phase de régression (derniers jours de présence du corps jaune). Les premiers jours peuvent être distingués des derniers par la taille du corps jaune. Ces constats ne sont cependant pas toujours applicables. En effet, dans une étude de Pierson et Ginther en 1985, sur 55 corps jaunes étudiés, 12% n'étaient pas hyperéchogènes en phase précoce de développement et 36% n'étaient pas hyperéchogènes en phase de régression.

Par ailleurs, l'étude de la morphologie des différents corps jaunes de la jument (Pierson et Ginther, 1985) indique que 50% des corps jaunes développent une cavité hémorragique. Le rapport de la taille de cette cavité à celle du tissu lutéal ainsi que l'organisation tissulaire de la cavité peuvent être utilisés pour dater le corps jaune. En effet, la cavité hémorragique se

développe pendant les premiers jours, puis le tissu qui la compose s'organise, et la cavité régresse.

L'aspect échographique du corps jaune est donc une aide pour l'estimation du jour du cycle mais ne permet pas à elle seule un diagnostic précis (Ginther, 1986).

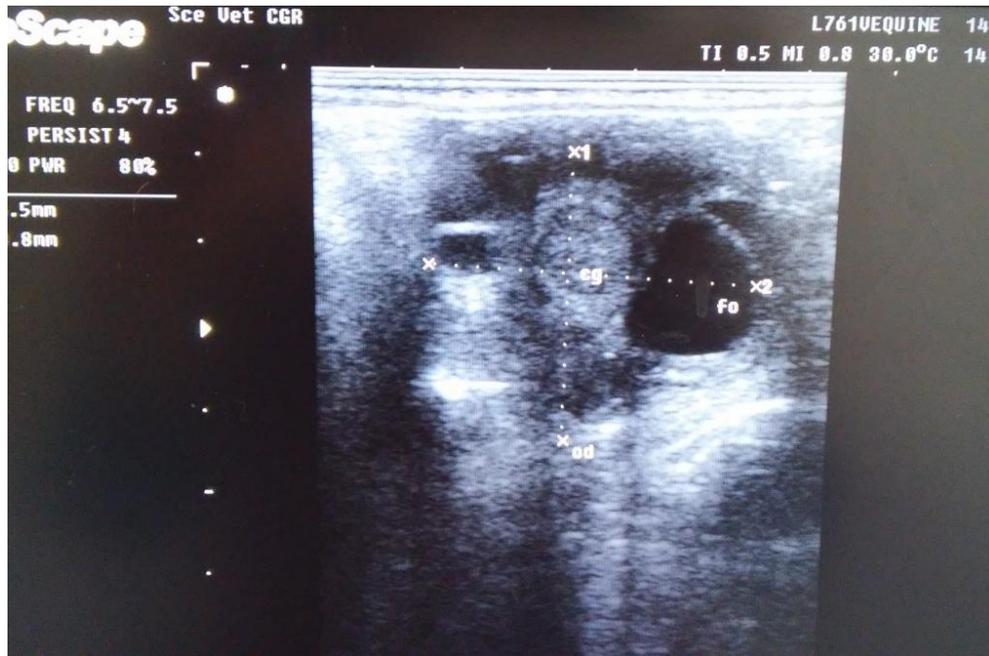


Figure 28 : Images échographiques d'un corps jaune (photo personnelle)

Conclusion

Le suivi échographique folliculaire était jusqu'alors la meilleure technique pour le pronostic de l'ovulation. Une meilleure efficacité dans la reproduction de la jument, préoccupation essentielle des éleveurs, n'est possible que par une meilleure connaissance et compréhension des événements gouvernant le processus de l'ovulation chez la jument.

La reproduction équine est une discipline à part entière qui nécessite de maîtriser aussi de nombreux aspects de la médecine équine afin d'optimiser la gestion de la jument mise à la reproduction. En effet il est nécessaire de suivre l'état de santé de la jument dans sa globalité, et non pas seulement l'aspect gynécologique, afin d'améliorer sa fertilité.

Au travers de ce travail ont pu être étudiés tous les points à maîtriser dans leur globalité pour accompagner le propriétaire lors de la mise à la reproduction de la jument et durant la gestation, les grandes lignes de conduite ont été soulignées en insistant sur les applications. Enfin, les techniques en phase de développement, notamment de suivi échographique de l'activité folliculaire et d'évaluation de la viabilité foetale, ont été abordées.

Références bibliographique

ALEXANDER SL and IRVINE CHG. 1993. FSH and LH. *In* : MCKINNON A and VOSS JL, editors. *Equine reproduction*. Philadelphia: Williams & Wilkins, 45-56

ALLEN WR and COOPER MJ. 1993. Prostaglandins. *In* : MCKINNON A and VOSS JL, editors. *Equine reproduction*. Philadelphia: Williams & Wilkins, 69-80

BARONE R. 1978. Anatomie comparée des mammifères domestiques, *tome 3 : splanchnologie (fascicule 2 : appareil uro-génital, fœtus et ses annexes, péritoine et topographie abdominale)*, Paris: Vigot, 879p

BLANCHARD TL, VARNER DD and SCHUMACHER J. 1998. *Manual of equine reproduction*. St Louis : Mosby, 209p

BOIVIN R and LEPORT M. 1977. Etude du fonctionnement ovarien chez la jument. Essai de diagnostic de l'ovulation. *Prat Vet Equine*. **9**, 85-89

BOON JA. 1998. *Manual of veterinary echocardiography*. Baltimore : Williams & Wilkins, 400p.

Brinsko SP., Blanchard TL., Varner DD., Schumacher J., Love CC., Hinrichs K., Hartman K., 2011. *Manual of Equine Reproduction*, 3rd Ed. Mosby Elsevier, 325p.

CHETBOUL V, POUCHELON JL, BUREAU-AMAGLIO S and TESSIER D. 1999. *Echocardiographie et écho-Doppler du chien et du chat*. Paris : Masson, 169p

DAELS PF and HUGHES JP. 1993a. The normal estrous cycle. *In* : MCKINNON A and VOSS JL, editors. *Equine reproduction*. Philadelphia : Williams & Wilkins, 121-132

DAELS PF and HUGHES JP. 1993b. The abnormal estrous cycle. *In* : MCKINNON A and VOSS JL, editors. *Equine reproduction*. Philadelphia : Williams & Wilkins, 144-160

DRIANCOURT MA and LEVASSEUR MC. 2001. Cycles estriens et cycles menstruels. *In* : THIBAUT C and LEVASSEUR MC, editors. *La reproduction chez les Mammifères et l'Homme*. INRA, Paris : Marketing, 573-587

DRIANCOURT MA and PALMER E. 1984. Time of follicular recruitment in cyclic pony mares. *Theriogenology*. **21**, 591-600

GASTAL EL, GASTAL MO and GINTHER OJ. 1998. The suitability of echotexture characteristics of the follicular wall for identifying the optimal breeding day in mares. *Theriogenology*. **50**, 1025-1038

GINTHER OJ. 1986. *Ultrasonic imaging and reproductive events in the mare*. 2nd ed. Cross Plains, Wisconsin : Equiservices, 378p.

GINTHER OJ. 1990. Folliculogenesis during the transitional period and early ovulatory season in mares. *J Reprod Fertil*. **90**, 311-320

GINTHER OJ. 1992. *Reproductive biology of the mare : basic and applied aspects*. 2nd ed. Cross Plains, Wisconsin : Equiservices, 642p

GINTHER OJ and PIERSON RA. 1989. Regular and irregular characteristics of ovulation and the interovulatory interval in mares. *J Equine Vet*. **9**, 4-12

HOFFERER S, DUCHAMP G and PALMER E. 1990. Les vagues de croissance folliculaire : explorations par échographie et études expérimentales chez la jument. *Contracept Fertil Sex*. **18**,711-720

IRVINE CHG and ALEXANDER SL. 1993. GnRH. *In* : MCKINNON A and VOSS JL, editors. *Equine reproduction*. Philadelphia : Williams & Wilkins, 37-44

MAI W. 1994. *L'échographie en médecine vétérinaire canine et féline : bases physiques et applications*. Polycopie. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort. Unité Pédagogique de Radiologie. 97p.

NETT TM. 1993. Estrogens. *In* : MCKINNON A and VOSS JL, editors. *Equine reproduction*. Philadelphia: Williams & Wilkins, 65-68

NISWENDER D and NETT TM. 1993. Luteal phase. *In* : MCKINNON A and VOSS JL, editors. *Equine reproduction*. Philadelphia: Williams & Wilkins, 172-175

NISWENDER D, MOORE RT, AKBAR AM, NETT TM and DIEKMAN MA. 1975. Flow of blood to the ovaries of ewes throughout the estrous cycle. *Biol Reprod*. **13**, 381-388

PALMER E. 1987. New results on follicular growth and ovulation in the mare. *In* : ROCHE JF and O'CALLAGHAN D, editors. *Follicular growth and ovulation in farm animals*. Lancaster :Martinius Nijhof, 237-255

PALMER E. 1987. New results on follicular growth and ovulation in the mare. *In* : ROCHE JF and O'CALLAGHAN D, editors. *Follicular growth and ovulation in farm animals*. Lancaster :Martinius Nijhof, 237-255

PIERSON RA. 1993. Folliculogenesis and ovulation. *In* : MCKINNON A and VOSS JL, editors. *Equine reproduction*. Philadelphia : Williams & Wilkins, 161-171

PIERSON RA and GINTHER OJ. 1985. Ultrasonic evaluation of the corpus luteum of the mare. *Theriogenology*. **23**, 795-806

REEF VB. 1998b. Artifacts. *In* : Equine diagnostic ultrasound. Philadelphia : WB Saunders, 24-384

Sendel T., 2010. Le cheval: Anatomie et physiologie de la reproduction de la jument. Unités des sciences et des politiques vétérinaires, MAAARO, Guelph, Fiche technique n° 89-149 du MAAARO.

SERTICH PL. 1998. Ultrasonography of the genital tract of the mare. *In* : REEF VB. *Equine diagnostic ultrasound*. Philadelphia : WB Saunders, 405-424

SQUIRES EL. 1993a. Progesterone. *In* : MCKINNON A and VOSS JL, editors. *Equine reproduction*. Philadelphia : Williams & Wilkins, 57-64

SQUIRES EL. 1993b. Puberty. *In* : MCKINNON A and VOSS JL, editors. *Equine reproduction*. Philadelphia : Williams & Wilkins, 114-120

SQUIRES EL. 1993c. Estrous detection. *In* : MCKINNON A and VOSS JL, editors. *Equine reproduction*. Philadelphia : Williams & Wilkins, 186-195

TIBARY A, ANOUASSI A, BAKKOURY M. 1994a. Examen de la fonction sexuelle chez la jument. *In* : TIBARY A and BAKROURY M, editors. *Reproduction equine, Tome 1: la jument*. Rabat : Actes, 21-86

TIBARY A, SHIRI A and ANOUASSI A. 1994b. Physiologie de la reproduction chez la jument. *In* : TIBARY A and BAKROURY M, editors. *Reproduction equine, Tome 1: la jument*. Rabat : Actes, 87-92

TIRET L and LEFRANCOIS T. 2001. *Physiologie de l'appareil reproducteur*. Polycopie. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Unité Pédagogique de Physiologie et Thérapeutique. 88p.